



BENEMÉRITA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE PUEBLA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS Y PECUARIAS

**PARASITISMO NATURAL DE HONGOS NEMATOFAGOS EN *Meloidogyne*
spp. EN CULTIVO DE JITOMATE**

TESIS PROFESIONAL

PARA OBTENER EL TÍTULO DE

LICENCIADO EN INGENIERÍA AGROHIDRÁULICA

PRESENTA

CÉSAR ADRIEL SANTIAGO MORENO

DIRECTORA DE TESIS

DRA. CARMELA HERNÁNDEZ DOMÍNGUEZ

San Juan Acateno, Teziutlán, Puebla, México. Diciembre 2025



BENEMÉRITA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE PUEBLA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS Y PECUARIAS

**PARASITISMO NATURAL DE HONGOS NEMATOFAGOS EN *Meloidogyne*
spp. EN CULTIVO DE JITOMATE**

TESIS PROFESIONAL

PARA OBTENER EL TÍTULO DE

LICENCIADO EN INGENIERÍA AGROHIDRÁULICA

PRESENTA

CÉSAR ADRIEL SANTIAGO MORENO

DIRECTORA DE TESIS

DRA. CARMELA HERNÁNDEZ DOMÍNGUEZ

ASESORES

DR. SIGFRIDO DAVID MORALES FERNÁNDEZ

M.C. FABIEL VÁZQUEZ CRUZ

San Juan Acateno, Teziutlán, Puebla, México. Diciembre 2025

La presente tesis titulada: **Parasitismo natural de hongos nematófagos en *Meloidogyne spp.* en cultivo de jitomate** y realizada por **César Adriel Santiago Moreno**, ha sido revisada y aprobada por el siguiente consejo particular, para obtener el Título de:

LICENCIADO EN INGENIERÍA AGROHIDRÁULICA

Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias

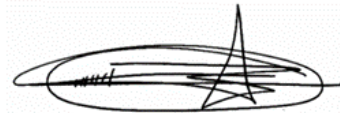
Consejo Particular integrado por:

Firma

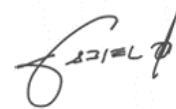
Directora: Dra. Carmela Hernández Domínguez



Asesor: Dr. Sigfrido David Morales Fernández



Asesor: M.C. Fabiel Vázquez Cruz



San Juan Acateno, Teziutlán, Puebla, México. Diciembre 2025

El presente trabajo forma parte del Cuerpo Académico BUAP-CA 355 denominado: **Agrobiotecnología y recursos naturales** y de la Línea de Investigación: **Biotecnología, conservación y protección vegetal**. Dicho trabajo, fue financiado con recursos BUAP a través de proyectos VIEP 2025.

DEDICATORIA

La presente tesis está dedicada a las diferentes personas importantes que han estado a lo largo de todas mis etapas personales y educativas, las cuales sin todo su apoyo y ayuda no habría sido posible lograr cada una de mis metas y llegar hasta este momento.

Principalmente a mi madre, Evangelina Moreno Domínguez, siendo un pilar principal de mi vida, mi principal fuente de apoyo en todos los aspectos; amándome, ayudándome, aconsejándome y guiándome en todo lo necesario para poder llegar hasta este gran logro de mi vida.

A mis hermanos, Lorena Moreno, Cynthia Moreno y Brandon Moreno, los cuales han sido y seguirán siendo las personas más importantes y compañeros de vida, dándome las mejores lecciones, consejos, momentos, experiencias y motivaciones, por todo su apoyo incondicional en cada uno de mis pasos y decisiones.

A mis amigos Carlos Solís Rodríguez, Samuel Piña Montiel, Acenett Hernández Toledano, Juan Contla Olivos, los cuales han estado para mí en todo momento, en cada paso que he dado en esta etapa universitaria, siendo otro gran pilar importante de mi vida, a los cuales les agradezco todos los momentos que pasamos juntos, las salidas, viajes y aventuras que jamás olvidare, por la gran amistad que me han brindado a lo largo de todo este tiempo, siendo un gran motivo para seguir avanzando en este gran camino, por salvarme un poco la escuela y otro poco la vida.

A mi tía Carmela, quien ha sido mi mentora desde el principio, mi gran ejemplo a seguir tanto personal como profesionalmente, la cual me ha brindado un gran apoyo todo el tiempo, me ha dado la ayuda que siempre he necesitado, todos los consejos, todas las palabras que me han alentado a seguir creciendo como alumno así como persona, por todo el tiempo y paciencia que me ha dedicado, y por toda la educación, preparación y formación que me ha dado para que haya podido llegar al final de todo esto.

A Jesús Antonio quien es una persona importante en mi vida, la cual me ha apoyado en todos los sentidos, todo lo que ha hecho por mí y seguirá haciendo, siendo un compañero que la vida me dio y agradezco demasiado.

A todos y cada uno de los profesores que me han impartido clases a lo largo de toda mi formación académica, personal y profesional, siendo los principales aportadores de todo mi conocimiento y educación.

A todas las personas que he conocido a lo largo de este camino como son Juan, Acenett, Samuel, Carlos, Julio, Columba, Mauricio, Gerardo, Gildardo, entre otras más las cuales me apoyaron en lo que necesitaba, siendo personas que jamás olvidare.

A cada una de las personas que se me olvidó mencionar y a las antes mencionadas, muchas gracias por todo, las llevare siempre en mi vida y nunca podré pagarles por la huella que han dejado marcada en mí.

AGRADECIMIENTOS

Principalmente a la Dra. Carmela Hernández Domínguez por todo el aprendizaje y conocimientos que he adquirido gracias a su arduo trabajo y esfuerzo en toda mi formación profesional, por brindarme el apoyo, facilidades, lecciones y enseñanzas para llevar a cabo este y otros más proyectos de investigación.

Al Dr. Sigfrido por ser un buen amigo aparte de mi docente y asesor, por todas las pláticas, lecciones y recuerdos que me llevo, por alentarme a ser mejor y dar lo mejor de mí en todo lo que hago, por toda la educación que obtuve de su parte.

Al M.C. Fabiel Vázquez Cruz por el gran apoyo que me dio desde el principio siendo mi tutor, por toda la confianza, esperanza y seguridad que tiene en mí que me ayudo a poder crecer personal y educativamente, siendo un gran amigo, por todos los recuerdos, motivaciones y momentos que pasamos.

INDICE GENERAL

Contenido	Página
INDICE GENERAL	i
INDICE DE FIGURAS	iv
RESUMEN	v
ABSTRACT	vi
I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS	3
2.1. Objetivo general	3
2.2. Objetivos específicos	3
III. HIPÓTESIS	4
IV. REVISIÓN DE LITERATURA	5
4.1. Importancia del jitomate	5
4.2. Taxonomía	6
4.3. Fenología del cultivo de jitomate	7
4.3.1 Germinación	7
4.3.2 Crecimiento o desarrollo vegetativo	7
4.3.3 Floración	7
4.3.4 Fructificación	7
4.3.5 Maduración o cosecha	8
4.4. Morfología de la planta	8
4.4.1 Semilla	8
4.4.2 Tallo	8
4.4.3 Hojas	9
4.4.4 Flores	9
4.4.5 Frutos	9
4.4.6 Raíz	9
4.5. problemáticas del cultivo de jitomate	10
4.5.1 Cambio climático	10
4.5.2 Explotación de fertilizantes	10

4.5.3 Salinidad	10
4.5.4 plagas y enfermedades	10
4.6. Nematodos	11
4.6.1 Meloidogyne	11
4.7. Control de Meloidogyne	12
4.8. Hongos nematófagos	13
4.8.1 Hongos endoparásitos	13
4.8.2 Hongos atrapadores	13
4.8.3 Hongos generadores de toxinas	14
4.8.4 Hongos parásitos de huevos	14
V. MATERIALES Y MÉTODOS	15
5.1. Ubicación del experimento	15
5.2. Obtención de muestras	16
5.3. Limpieza de las raíces y determinación de porcentaje de parasitismo	17
5.4. Identificación morfológica	18
5.5. Identificación molecular	19
5.6. Variables evaluadas	20
5.6.1 Porcentaje de nematodos parasitados	20
5.6.2 Porcentaje de especies de hongos nematófagos presentes	21
5.6.3 Frecuencia de especies de hongos nematófagos presentes por raíz	21
5.7. Análisis de los datos	21
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	23
6.1. Identificación morfológica	23
6.2. Identificación molecular	26
6.3. Parasitismo natural de hongos nematófagos de <i>Meloidogyne</i> spp. encontrados en raíces de jitomate	29
6.4. Frecuencia de ocurrencia de géneros de hongos nematófagos presentes en raíces de jitomate	32
VII. CONCLUSIONES	34
VII. LITERATURA CITADA	35

INDICE DE CUADROS

Contenido	Página
Cuadro 1. Principales estados productores de jitomate a nivel nacional.....	6
Cuadro 2. Descripción morfológica del género <i>Trichoderma</i> de acuerdo con las claves taxonómicas descritas por Barnett y Hunter (1987).....	25
Cuadro 3. Comportamiento de los resultados de porcentaje de parasitismo natural de <i>Trichoderma</i> , <i>Fusarium</i> , en conjunto y general presentes en huevos y adultos de <i>Meloidogyne</i> spp.....	32

INDICE DE FIGURAS

Contenido	Página
Figura 1. Localización del experimento.....	15
Figura 2. Localización del sitio de obtención de muestras.....	16
Figura 3. Arreglo para la obtención de muestras.....	17
Figura 4. Porcentaje de dos géneros de hongos identificados en las raíces de jitomate.....	23
Figura 5. Características de la especie <i>T. harzianum</i> . micelio verde brillante después de 4 días en medio ADS a 30 °C (A). Superficies casi lisas y micelio aéreo (B). Conidios subglobosos con base truncada, conidióforos sueltos, fiálides abultadas en el medio y más estrecho de la base (C). Clamidosporas ligeramente alargadas (D).....	26
Figura 6. Comparación de secuencias con el NCBI. Resultado de los datos de la secuencia consenso ITS (A). Resultado de los datos de la secuencia consenso EF1-alpha(B).....	28
Figura 7. Parasitismo de nematodos observado en las raíces de jitomate. Parasitismo en adulto (A). Parasitismo en huevo de nematodo (B).....	29
Figura 8. Comportamiento de la distribución de nematodos parasitados en el invernadero. Comportamiento de la distribución de nematodos parasitados en el invernadero. Parasitismo presente por <i>Fusarium</i> (A). Parasitismo presente por <i>Trichoderma</i> (B). Parasitismo presente en conjunto(C). Parasitismo presente de manera general en el invernadero(D).....	30
Figura 9. Frecuencia de ocurrencia de cada género de hongos nematófagos.....	31

RESUMEN

Los nematodos del género *Meloidogyne* causan pérdidas significativas en la producción del jitomate por lo que en los últimos años se han empleado varias técnicas para su control, siendo el método químico el más utilizado, pero con efectos nocivos para el medioambiente. Una opción que reduce el empleo de agroquímicos en el control de poblaciones de nematodos es la estrategia biológica, razón por la cual la presente investigación tuvo como objetivo la identificación y aislamiento de hongos que controlan *Meloidogyne* de manera natural en raíz de jitomate. La colecta de muestras se llevó a cabo de junio a agosto del 2025 en un invernadero de San Sebastián, Teziutlán, Puebla cultivado con jitomate, mientras que el aislamiento, la identificación morfológica y molecular de los diferentes hongos se realizó en las instalaciones de la Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias de la BUAP. Se identificaron morfológica y molecularmente 46 aislamientos, de los cuales 60.87% pertenecen al género *Fusarium* y 39.13% a *Trichoderma*, específicamente *Trichoderma harzianum*. El mayor parasitismo de nematodos fue por *Fusarium* con una media de 0.218 nematodos, a diferencia de *Trichoderma* el cual tuvo una media de 0.312 y un porcentaje de parasitismo de 3.12%, sin embargo, la distribución de ambos géneros en el espacio muestreado no tuvo un patrón definido. El conocer el parasitismo natural de hongos nematófagos de *Meloidogyne* permite visualizar su potencial como agentes de control de nemátodos los cuales son un problema en la producción de jitomate.

Palabras clave: Raíz, invernadero, identificación, PCR, *Trichoderma*.

ABSTRACT

Nematodes of the genus *Meloidogyne*, which are found in almost all agricultural areas, cause decreased in tomato production. Therefore, in recent years several techniques have been used for their control, mostly using the chemical method, which has harmful effects on the environment. For this reason, the biological strategy is presented as an option to reduce the use of agrochemicals in the control of nematode populations. Therefore, this investigation was aimed to identify and isolate fungi with potential for the control of *Meloidogyne* in tomato roots occurring naturally. Sample collection was carried out from June to August 2025 in a greenhouse in San Sebastián, Teziutlán, Puebla cultivated with tomato, while the isolation, morphological and molecular identification of the different fungi was carried out at the Faculty of Agricultural and Livestock Sciences of the BUAP. Morphologically and molecularly, 46 isolates were identified, of which 60.87% belong to the genus *Fusarium* and 39.13% to *Trichoderma*, specifically *Trichoderma harzianum*. The highest nematode parasitism was by *Fusarium* with an average of 0.218 nematodes, unlike *Trichoderma* which had an average of 0.312 and a parasitism percentage of 3.12%, however, the distribution of both genera in the sampled space did not have a defined pattern. Understanding the natural parasitism of *Meloidogyne* nematophagous fungi allows us to visualize their potential as agents for controlling nematodes, which are a problem in tomato production.

Keywords: Root, greenhouse, identification, PCR, *Trichoderma*.

I. INTRODUCCIÓN

El jitomate o tomate rojo (*Solanum Lycopersicum*) es originario de sur de América, y ha sido consumido desde los años 700 d.C. por el pueblo Azteca, pero su gran éxito lo alcanzó a inicios del siglo XIX en el mediterráneo donde era el ingrediente principal de la cocina (FAO, 2022).

En cuanto a consumo y cosecha en el mundo, el jitomate es una de las hortalizas más importantes debido a su valor económico, teniendo una producción de 192.3 millones de toneladas, en un área de cosecha de 5,412,458 ha, obteniendo un rendimiento de 35532.5 kg·ha⁻¹ en el año 2023 (FAOSTAT, 2023).

En el año 2023 la producción de jitomate en México fue de 3.636 millones de toneladas siendo los estados de Sinaloa, San Luis Potosí, Jalisco, Michoacán y Morelos los más importantes a nivel nacional, sin embargo, aunque es un cultivo de gran importancia, también es un cultivo con muchas complicaciones en la producción, siendo las plagas y las enfermedades una de las problemáticas más importantes (SIAP, 2023).

Dentro de los fitopatógenos más dañinos económicamente a la producción de jitomate a nivel mundial se encuentran los nematodos pertenecientes al género *Meloidogyne*, dado que perjudican gravemente el sistema radical de la planta, ya que tienen un extenso rango de hospedantes. En México se ha reportado la existencia de cuatro especies de *Meloidogyne* en diversos estados del país; *M. arenaria*, *M. hapla*, *M. javanica* y *M. incognita* las que han tomado gran relevancia, debido al grave daño económico que provocan a la producción de jitomate (Martínez *et al.*, 2019).

En este contexto, es necesario el establecimiento de tácticas de control tales como la aplicación de nematicidas químicos y orgánicos, la solarización del terreno, la utilización de especies mejoradas y resistentes, y el control biológico (Inés, 2021) que han demostrado distintos grados de eficacia. Siendo la táctica química una de las alternativas más utilizada en el control, sin embargo, en las últimas dos décadas y hasta la actualidad, se han documentado graves daños que su implementación ha provocado al medio ambiente.

De esta manera, el control biológico surge como una de las tácticas más viables que pueden disminuir los impactos negativos tanto para el medio ambiente como para los consumidores

finales, siendo los hongos nematófagos uno de los mejores microorganismos que ayudan a combatir a los distintos géneros de nematodos, incrementan la diversidad de otros microorganismos en el suelo y pueden sustituir la aplicación de nematicidas químicos y sintéticos (Florez, 2022). Sin embargo, se tienen pocos estudios con respecto al parasitismo que los hongos nematófagos causan en *Meloidogyne* en el cultivo de jitomate de manera natural, es por ello que la presente investigación tiene los siguientes objetivos.

II. OBJETIVOS

2.1. Objetivo general

- Identificar hongos con potencial de parasitismo en *Meloidogyne* spp. infectando raíz de jitomate.

2.2. Objetivos específicos

- Identificar morfológica y molecularmente hongos que parasitan *Meloidogyne* spp.
- Determinar porcentaje de parasitismo natural de hongos nematófagos de *Meloidogyne* spp. extraídos de raíces de jitomate.
- Calcular frecuencia de especies nematófagas de *Meloidogyne* spp. infectando raíz de jitomate.

III. HIPÓTESIS

Al menos una de las especies de hongos aislados de la raíz de jitomate tendrá potencial de parasitar especies de *Meloidogyne* spp. de manera natural.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1. Importancia del jitomate

El origen del jitomate o tomate rojo (*Solanum Lycopersicum*) proviene de América del sur (Chile, Colombia, Ecuador, Bolivia y Perú) ya que son los lugares en los que se localizan la gran parte de variedades silvestres, así como una gran diversidad genética de este cultivo (Miranda y Silva, 2024).

El jitomate es una de las principales hortaliza en vida cotidiana del ser humano ya que además de ser uno de los alimentos básicos para el consumo gracias a su elevado valor nutricional es una verdura que se encuentra disponible todo el año, el fruto representa gran abastecimiento de elementos como el magnesio y potasio para mantener el cuerpo hidratado, así como también antioxidantes que desempeñan un papel de protección importante para nuestro cuerpo como son el licopeno y vitaminas B y C (Blanco, 2024).

Como cultivo se posiciona como el número dos en relevancia después de la papa ya que es consumido tanto en fresco como industrializado por lo que es uno de los mayores generadores de empleos e ingresos para la economía mundial. La producción de este producto es de gran importancia para la economía de nuestro país, teniendo una producción total de 3,636,927.46 toneladas en una superficie de 49,460.68 hectáreas dándonos un rendimiento nacional de 73.53 ton·ha⁻¹ y un valor de producción de 36,508,191.48 de pesos (SADER, 2016). Siendo los estados de Sinaloa, San Luis Potosí, Jalisco, Michoacán y Morelos los más importantes a nivel nacional, como se muestra en el cuadro 1 (SIAP, 2023).

Cuadro 1. Principales estados productores de jitomate a nivel nacional.

	Entidad	Superficie cosechada (ha)	Producción (ton)	Rendimiento (ton·ha⁻¹)	Valor de Producción (\$)
1	Sinaloa	11,843.75	712,013.13	60.12	6,121,443.39
2	San Luis Potosí	3,228.50	436,097.48	135.08	5,871,943.48
3	Michoacán	7,689.45	356,775.74	46.40	3,448,146.85
4	Jalisco	2,401.79	211,715.90	88.15	2,358,755.88
5	Morelos	2,410.00	201,721.369	83.70	1,491,910.63

Fuente: elaboración propia datos obtenidos de SIAP (2023)

4.2. Taxonomía

Inicialmente al jitomate se le categorizó dentro del género *Solanum* como *Solanum Lycopersicum*, por Carl Linneaus botánico sueco quien lo denominó de esta manera; 15 años más tarde el botánico británico Philip Miller lo trasladó a su género otorgándole como nombre *Lycopersicum esculentum*. Sin embargo, gracias a la biología molecular, tras diversos estudios genéticos utilizando métodos modernos volvió a su clasificación inicial por Peralta y Spooner (2001). Siendo la siguiente la clasificación actual y la generalmente aceptada:

Reino: Vegetal

Clase: Dicotiledóneas

Orden: Solanales

Familia: Solanaceae

Subfamilia: Solanoideae

Tribu: Solanae

Género: *Solanum*

Especie: *Lycopersicum*

Nombre científico: *Solanum Lycopersicum*

4.3. Fenología del cultivo de jitomate

El cultivo de jitomate puede ser de ciclo corto o largo, de 5 a 6 meses o de 8 a 12 meses respectivamente. La producción de jitomate es esencial en cuanto a economía como alimentación cultivándose en su mayoría en agricultura protegida, es decir, utilizándose invernaderos ya sea de baja, mediana o alta tecnología. De acuerdo con Diaz (2021) el jitomate incluye las siguientes fases fenológicas esenciales:

4.3.1 Germinación

Abarca desde la siembra de las semillas hasta que estas germinan. En esta etapa la radícula se despliega de la semilla, seguido por el hipocótilo el cual surge hacia el exterior del sustrato o suelo utilizado, teniendo una duración de 5 a 10 días.

4.3.2 Crecimiento o desarrollo vegetativo

Esta etapa inicia en el momento del trasplante hasta que empieza la floración durando aproximadamente de 25 a 30 días siendo muy variable de acuerdo con el lugar y clima presente, siendo un desarrollo potencial de hojas y raíz, los cuales serán importantes para el manejo del riego y nutrición de esta, así como también el tutoreo es indispensable para evitar el acame y daño de las plantas.

4.3.3 Floración

El inicio de la floración aparece entre la cuarta y quinta semana después del trasplante, es una fase vital de la producción puesto que las flores se transformarán en frutos para asegurar un adecuado cuajado por lo que es crucial una correcta polinización para el desarrollo correcto de estos.

4.3.4 Fructificación

Esta fase da inicio cuando se percibe el amarre de frutos en los primeros racimos, por lo que en estos empezamos a observar los frutos. Los jitomates necesitan aproximadamente de 20 a 30

días para llegar a su tamaño completo, sin embargo, para el correcto desarrollo del fruto es esencial la gestión tanto de agua como nutrientes. No obstante, es relevante destacar que la planta no cesa su crecimiento vegetativo, así como la floración y fructificación.

4.3.5 Maduración o cosecha

Es la fase la cual empieza aproximadamente alrededor de los 90 días después del trasplante, en la cual normalmente se hacen dos cosechas con intervalos de cuatro a cinco días. Esta fase se puede extender de 20 a 30 días o de 60 hasta 90 días dependiendo si el ciclo es corto o largo o de la decisión de cada agricultor. Los jitomates experimentan el cambio de color característico de verde a naranja o rojo lo que nos indica que está listo para su cosecha, siendo clasificado y empaquetado en sus distintas categorías de acuerdo con su tamaño.

4.4. Morfología de la planta

Es una planta que crece arbustivamente ya sea de forma erecta, semierecta o rastrera, y aunque se encuentran distintas especies las cuales tienen o no un desarrollo restringido, existen especies determinadas e indeterminadas (Gálvez, 2015).

4.4.1 Semilla

Las 3 partes principales por las cuales está constituida la semilla son la testa, el endospermo y el embrión. Estas pueden alcanzar un tamaño de hasta 5 mm de longitud y 4 mm de ancho, con una profundidad de 2 mm, en cada jitomate es posible llegar a encontrarse una cantidad de 200 semillas (Gálvez, 2015).

4.4.2 Tallo

Según Platas (2021) el tallo se caracteriza por su color verde, pubescencia y grosor que oscila de 2 a 4 cm, siendo más delgado en la parte apical, en este se originan las hojas verdaderas y los racimos florales que días después darán paso a los frutos, siendo un órgano de sostén y estructura

de la planta, se compone de tejido medular, cilindro vascular, corteza y una epidermis con pelos glandulares.

4.4.3 Hojas

Presenta hojas compuestas con un peciolo pinnado, se compone de varios folíolos peciolados con una de medida de 4 a 60 mm por 3 a 40 mm, con una redondeada presentando un borde dentado, con pelos glandulares y una tonalidad verde en el haz y color verde ceniza en envés de la hoja. El tejido parenquimatoso se encuentra revestido por epidermis carente de cloroplastos (Platas, 2021).

4.4.4 Flores

Las flores del jitomate son flores perfectas ya que se componen del mismo número de pétalos amarillos, sépalos y estambres, de manera intercalada y en espiral. Estas evitan la alogamia gracias a que se crean conos estaminales que rodean al gineceo dados por la unión de los estambres con las anteras. Las variedades mayormente grandes que son utilizadas comercialmente se forman en racimos de inflorescencias que pueden llegar a tener hasta 10 flores (Gálvez, 2015).

4.4.5 Frutos

El fruto se presenta como en forma de una baya pulposa, comúnmente redonda, alargada con una piel lisa y brillante, la cual cambia de color de acuerdo con su estado de maduración encontrando desde el tono verde hasta naranja y rojo en la fase cosecha, llegando a pesar hasta 600 gramos de acuerdo con la variedad (Platas, 2021).

4.4.6 Raíz

Se caracteriza por tener un sistema radicular pivotante con raíces laterales, siendo la raíz pivotante la principal la cual crece verticalmente ayudando a darle anclaje a las plantas y

favoreciendo la absorción de agua y nutrientes, mientras que las raíces secundarias son más numerosas, pero no bajan más allá de una profundidad de 30 centímetros (Platas, 2021).

4.5. problemáticas del cultivo de jitomate

4.5.1 Cambio climático

En la actualidad uno de los principales problemas para todos los cultivos es el cambio de los factores del clima que son causa de muchas más afectaciones en estos, en particular el incremento de la temperatura la cual impacta de manera adversa en todo el proceso de desarrollo dando como consecuencia una mala calidad de fruto (Litskas *et al.*, 2019).

4.5.2 Explotación de fertilizantes

El uso de fertilizantes minerales en los cultivos conlleva a aumentos significativos en la producción de los cultivos, no obstante, la utilización incorrecta y la sobreexplotación de estos repercute negativamente en el entorno, lo que puede llegar a causar desbalances nutricionales a los cultivos ya sea por la salinización o acidificación del suelo (Armenta *et al.*, 2001).

4.5.3 Salinidad

El problema de la salinidad tanto del agua como de los suelos ha incrementado cada vez más, especialmente en la parte costera, la concentración de sales en los terrenos disminuye la habilidad que poseen las plantas tomar los nutrientes y el agua presente en estos, de esta manera se reduce la producción de los cultivos y son más propensos a las plagas y enfermedades (El-Banna y Mosa, 2024).

4.5.4 plagas y enfermedades

La productividad del cultivo de jitomate disminuye debido a que las plantas son constantemente impactadas por problemas fitosanitarios, incluyendo plagas y enfermedades las cuales son los principales problemas que impactan el cultivo de jitomate (Jones *et al.*, 2016). Estos microorganismos disminuyen la producción y la calidad de los tomates, además, su

manejo se complica debido a las limitaciones en la utilización de sustancias químicas (Janssen *et al.*, 2018). Aproximadamente 17 especies de insectos fitófagos habitan en el jitomate, lo que lo convierte en uno de los cultivos con la mayor incidencia de plagas (King y Saunders 1984). Pese a su relevancia, los retos más significativos en la producción y calidad de los frutos de jitomate los constituyen las enfermedades, entre los cuales se encuentran microorganismos fitopatógenos como los hongos, bacterias, virus y nematodos (Karačić *et al.*, 2024).

4.6. Nematodos

Son microorganismos vivos que se encuentran en el medio ambiente, ya sea terrestre o acuático con forma de gusano circular y alargado, sin segmentación, algunos de ellos vistos como fitopatógenos (Uribe *et al.*, 2020). Se reportan alrededor de 26,650 especies de nematodos los cuales tienen hábitos parasíticos en vertebrados e invertebrados, especies libres y aproximadamente 4,100 especies fitopatógenas (Decraemer y Hunt, 2006). Estos últimos poseen un estilete, el cual les permite atravesar todos los tejidos de las plantas, de esta manera detiene los procesos fisiológicos provocando una interferencia en el crecimiento de estas, así como también la creación de agallas y nódulos en las raíces (Guzmán *et al.*, 2012). Los géneros *Helicotylenchus*, *Meloidogyne* y *Globodera* provocan a escala global, la mayor parte de los daños en los cultivos (Treviño-Cueto *et al.*, 2017).

Se encuentran un mayor número de nematodos vivos en terrenos que contienen una humedad entre 40 y 60 % de CC; en terrenos secos produce una disminución significativa en el crecimiento y reproducción de estos, ya que existe una relación favorable entre la humedad presente en el terreno y el número de nematodos vivos en este; los nematodos provocan alteraciones fisiológicas en las plantas teniendo como resultados grandes daños en la productividad del cultivo de jitomate (Julca *et al.*, 2001).

4.6.1 Meloidogyne

El género *Meloidogyne* es de los fitopatógenos que dañan en mayor proporción a nivel mundial el cultivo de jitomate dañando de manera muy grave el sistema radicular de este (Sikora y Fernández, 2005). Se ha reconocido como el nematodo fitopatógeno más relevante

económicamente a nivel global ya que se distingue por su dieta polífaga, así como también un extenso espectro de huéspedes particularmente en las regiones tropicales y subtropicales de todo el mundo (Moens *et al.*, 2009). Este género provoca significativos daños financieros, ya que es de los principales nematodos agalladores, siendo un desafío para los productores de jitomate, y uno de los géneros más importantes en la cosecha de hortalizas causando pérdidas de alrededor del 30% de la producción total (Revelo, 2006). De acuerdo con Triviño (2007) cinco especies son las que conforman a este grupo, siendo los cultivos hortícolas los mayormente perjudicados por estos parásitos; en este grupo se encuentran *M. arenaria*, *M. javanica*, *M. hapla*, y *M. incognita* que afectan principalmente al cultivo de jitomate, siendo esta última la especie que afecta en mayor extensión debido a su amplio repartimiento dentro del país (Velásquez, 2001).

Ciertas plantas presentan tolerancia al género *Meloidogyne* por lo que desempeñan un rol crucial en la regulación de este parásito, ya que de cierta manera se les facilita crecer en suelos invadidos de este sin que se produzca una disminución notable de la productividad ya que impiden de manera significativa su propagación (Roberts y May, 1986; Verdejo-Lucas *et al.*, 1994).

En la actualidad, numerosas variedades de tomate que se usan comercialmente poseen el gen Mi que les otorga resistencia a las especies de *Meloidogyne* presentes en México (Hadisoeganda y Sasser, 1982; Ammati *et al.*, 1985; Roberts y Thomason, 1986). Sin embargo, hay variaciones en la capacidad de reproducción de las diversas especies de nematodos que se han detectado dentro del género *Meloidogyne* (Hartman y Sasser, 1985; Rodríguez y Rodríguez, 1991; Noe, 1992).

4.7. Control de *Meloidogyne*

En la actualidad, en el mundo se han llevado a cabo múltiples investigaciones que evidencian la aplicación de extractos vegetales como método de control de determinadas plagas y enfermedades (Pérez *et al.*, 2004). Sin embargo, a pesar de que Iler (2017) menciona que la utilización de productos químicos es la alternativa final en el manejo integrado de plagas y enfermedades, actualmente para el control de nematodos los productores emplean agroquímicos como medio principal, aun conociendo los impactos negativos que estos producen. Sin embargo, es posible integrar a la práctica, otras tácticas de control de *Meloidogyne* tales como la

utilización de microorganismos lo cuales pueden causar antagonismo de este género (Ashraf y Khan, 2010).

4.8. Hongos nematófagos

Los hongos nematófagos son microorganismos capaces de infectar, absorber o eliminar en cualquier etapa del ciclo de vida a los nematodos, ya sea como huevo, juveniles e incluso adultos. Numerosos hongos nematófagos pueden sobrevivir como saprofitos, así como también infectar y parasitar a otros hongos, y ser hongos endófitos al establecer colonias en las raíces de diversos cultivos (Naranjo y Chacón, 2016). Razones por las cuales estos son de gran interés en el campo agronómico ya que tienen un papel crucial para el control biológico gracias a su desempeño antagonista contra los nematodos (Nordbring-Hertz *et al.*, 2006). Dentro de estos se han identificado alrededor de 700 especies nematófagas (Zhang *et al.*, 2011), los cuales se pueden dividir en cuatro categorías según su forma de atacar a los nematodos: endoparásitos, atrapadores, generadores de toxinas y ovicidas o parásitos de huevos (Li *et al.*, 2005).

4.8.1 Hongos endoparásitos

Estos hongos tienden a infectar nematodos vivos ya que son parásitos obligados de nematodos, exterminándolos al generar esporas móviles las cuales se fijan al nematodo y penetran su membrana, o conidios inmóviles que son consumidos por los nematodos bacteriófagos generalmente, además este tipo de hongos tienen un espectro de hospederos más limitado a diferencia de los atrapadores de nematodos (Larsen, 2000).

4.8.2 Hongos atrapadores

Los hongos atrapadores son conocidos por crear estructuras especializadas en las hifas las cuales se encargan de atrapar nematodos vivos, estas estructuras siendo bastantes sencillas pero eficientes como son las redes, ramificaciones, anillos y botones adhesivos y septados con la capacidad de capturar a sus presas y poder sostenerlos sin complicación alguna, todos los hongos atrapadores se les considera parásitos facultativos con excepción de los Zygomycetes (Peraza-Padilla *et al.*, 2011).

4.8.3 Hongos generadores de toxinas

Son hongos que se encargan de digerir nematodos gracias a que sus hifas son muy pequeñas y poseen toxinas, que al entrar en contacto con estas el nematodo queda inmóvil y las hifas se desarrollan de manera quimiotrópica en dirección por la boca hasta infestar todo el cuerpo (Naranjo, 2008).

4.8.4 Hongos parásitos de huevos

Son aquellos que atacan las etapas de huevos y quistes a través de puntas hifales. Uno de los reguladores dentro del control biológico es la especie *Pochonia chlamydospora* que ataca a nematodos noduladores de raíz en etapa de huevo al generar VCP1 una serina proteasa alcalina (Morton *et al.*, 2003). De acuerdo con Luambano *et al.* (2015) la efectividad de diversos medios de control como los hongos nematófagos está condicionado por las propiedades que presenten los terrenos. Según Mendoza *et al.* (2013) detectó que hongos del género *Trichoderma* como *T. harzianum*, *T. viride* y *T. atroviride* exterminan los huevos de nematodos del género *Meloidogyne* a través de una secuencia parasítica que en tres días conduce a la aniquilación total de estos.

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Ubicación del experimento

El presente experimento se realizó en el municipio de Teziutlán, localizado en la región noroeste del Estado de Puebla, del mes de junio al mes de agosto del 2025. La obtención de muestras se realizó en el invernadero localizado en la junta auxiliar de San Sebastián ($19^{\circ}51'51''$ LN y $97^{\circ}21'45''$ LW), mientras que las actividades de laboratorio se llevaron a cabo dentro de las instalaciones de la Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias (Figura 1), de la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla que se localiza en la Junta Auxiliar de San Juan Acateno ($19^{\circ}52'32''$ LN y $97^{\circ}21'37''$ LW).

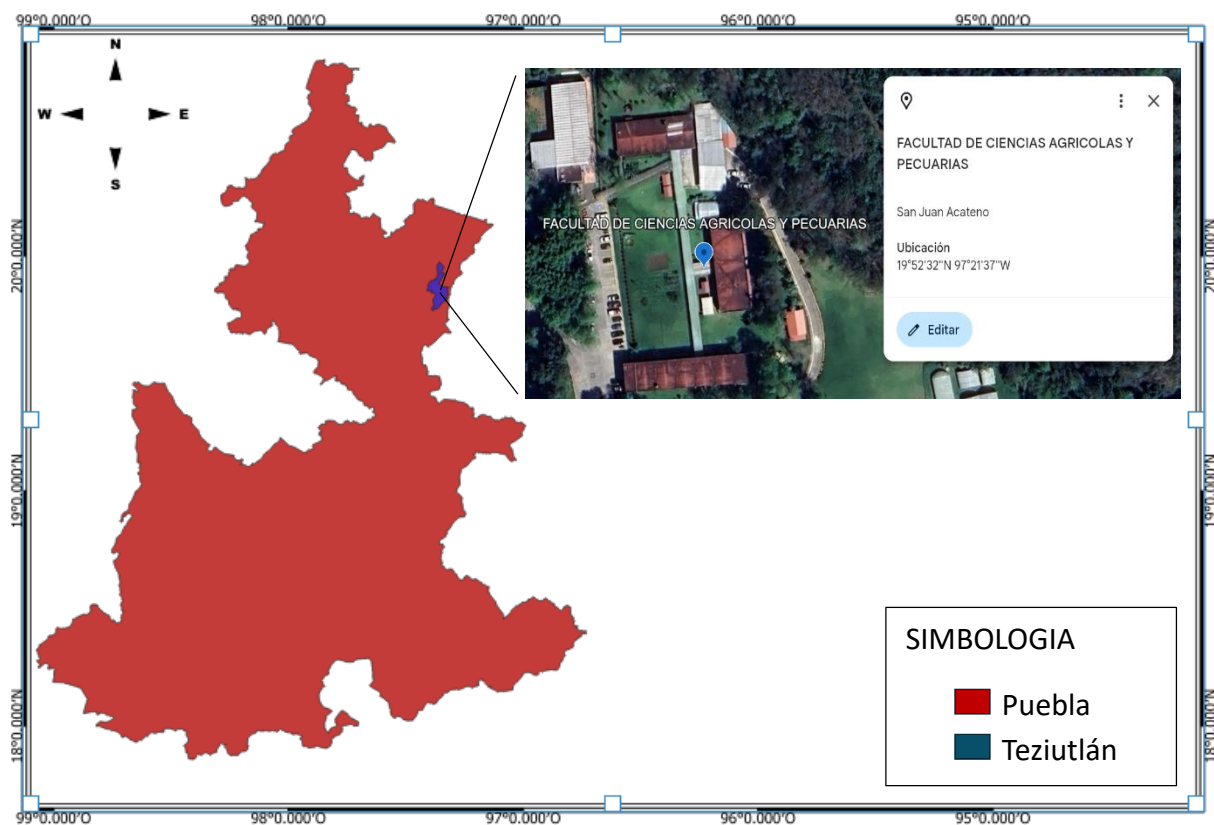


Figura 1. Localización del experimento.

Fuente: elaboración propia

5.2. Obtención de muestras

Se obtuvieron 32 muestras del sistema radicular de plantas de jitomate producidas en invernadero localizado en la Junta Auxiliar de San Sebastián (Figura 2), perteneciente al municipio de Teziutlán, Puebla (19°51'51" LN y 97°21'45" LO), el día 20 de junio del año 2025.

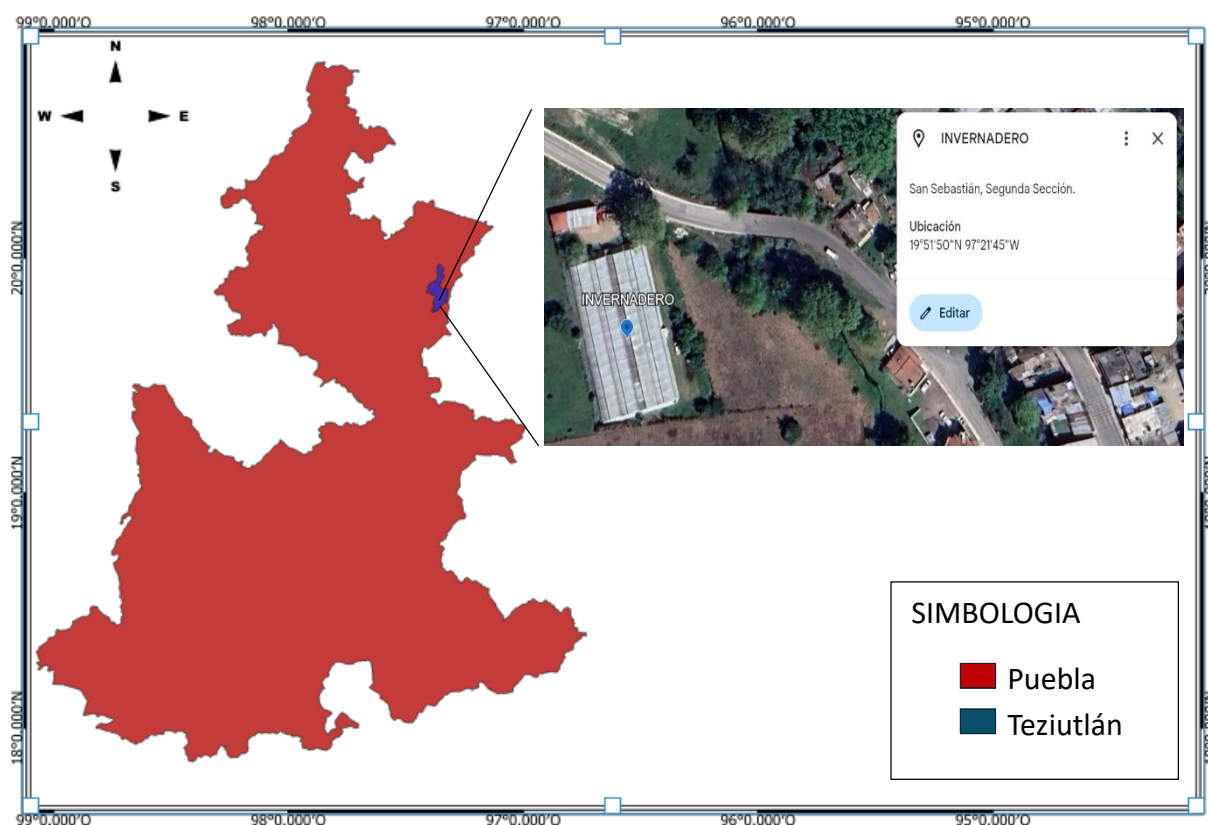


Figura 2. Localización del sitio de obtención de muestras.

Fuente: elaboración propia

Se empleó la técnica de muestreo aleatorio sistemático, para ello se excavó con una pala obteniendo todo el sistema radicular de la planta siendo una muestra cada una de estas, se limpió para quitar la mayor cantidad de suelo, se colocaron en bolsas ziploc de 20x25 cm las cuales se etiquetaron con el lugar, número de muestra y número de cama. En cada cama se obtuvo de 2 a 3 muestras de acuerdo con el arreglo de obtención de muestras (Figura 3), realizando las medidas sanitarias adecuadas en la obtención de cada muestra.

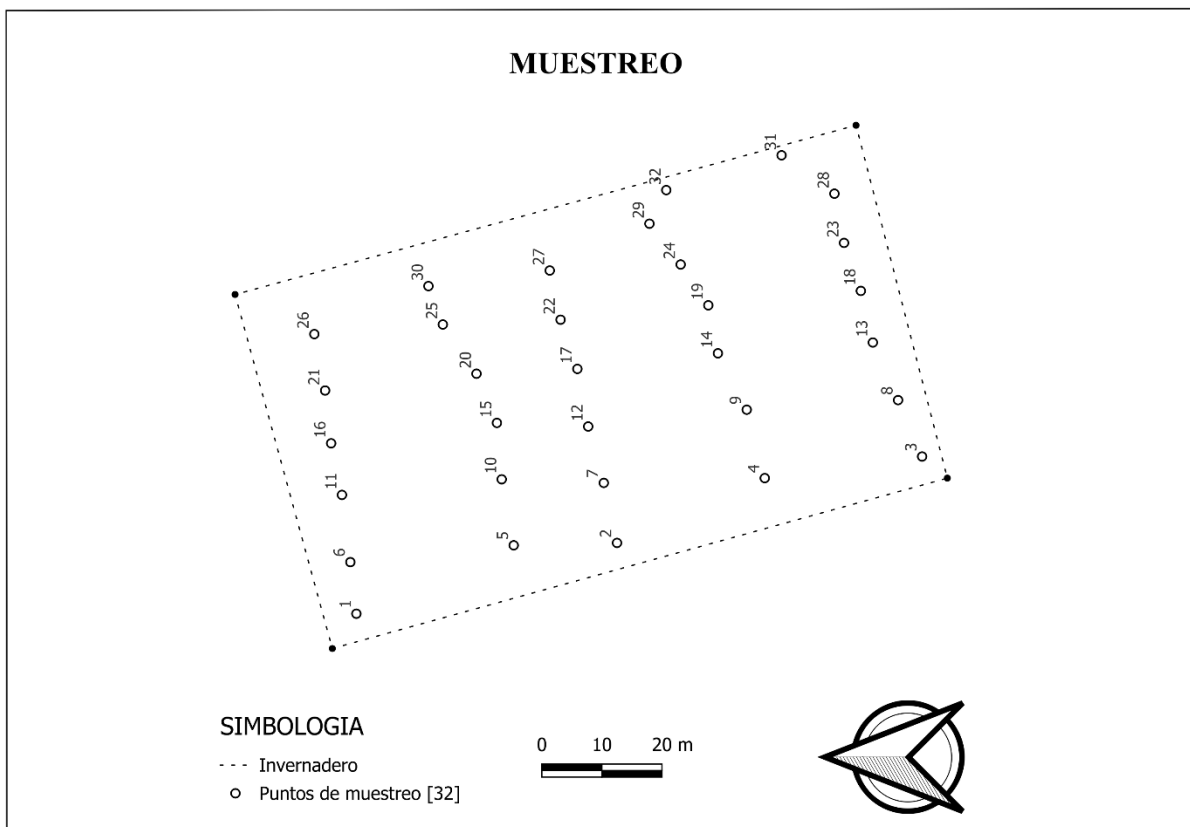


Figura 3. Arreglo para la obtención de muestras.

Fuente: elaboración propia

5.3. Limpieza de las raíces y determinación de porcentaje de parasitismo

Se lavaron las raíces con agua potable para eliminar todo el suelo presente en estas para facilitar los procedimientos posteriores. Posteriormente se cortaron trozos de la raíz de cada planta de dos cm para la observación de nematodos en el microscopio mediante la tinción con fucsina al 1 %, las cuales se dejaron en 50 ml de fucsina por 24 horas para que se tiña el material vegetal y queden los nematodos sin tinción los cuales se visualizan mejor. Se observaron 20 nematodos de cada muestra para determinar si presentan algún tipo de intervención por nematodos, ya sea en huevos o adultos, los cuales se contabilizaron para determinar el porcentaje de parasitismo natural.

5.4. Aislamiento de hongos endófitos presentes en la raíz de jitomate

Cada una de las muestras se cortaron en trozos pequeños, se le agregaron 50 ml de hipoclorito de sodio al 1 % para bañar y desinfectar la zona externa de la raíz, se enjuagaron en 100 ml de agua estéril y se dejaron secar cada una de ellas en una sanita de papel estéril. Posteriormente se colocaron cinco trozos de cada muestra en el medio de cultivo ADS (Agar Dextrosa Sabouraud) con cloranfenicol y estreptomina ambas a una concentración de 5 miligramos por litro añadiendo 1 ml por litro para evitar el crecimiento de bacterias. Se incubaron por 48 horas a 32 °C con una revisión continua del crecimiento de cada una de las colonias de hongos que se fueron presentando en el medio de cultivo.

Para facilitar la identificación de cada muestra se creó una codificación especial, la cual consistió en la letra M seguidos de una numeración, por ejemplo, M25-3, la letra es la abreviación de muestra, la siguiente numeración correspondió al número de muestra, en caso de la obtención de submuestras, se colocó el guion y el número de la submuestra.

Una vez crecido el hongo se diferenciaron las colonias y se volvieron a aislar cada una de ellas, dando cultivos con una sola colonia de hongos. Un proceso que dio como resultado más de 40 incubaciones que poco a poco se fueron descartando y eliminando aquellas incubaciones que presentaron hongos patógenos.

Ya obtenidas las submuestras puras de cada hongo, este se colectó y se resguardó en glicerol al 10 % para a su congelamiento, creando un banco de hongos y su aprovechamiento en el futuro.

De estas últimas se volvió a incubar en medio de cultivo ADS con papel celofán dulce para permitir el crecimiento sobre este, y facilitar su recolección para el procedimiento de identificación, caracterización morfológica y la extracción de ADN.

5.4. Identificación morfológica

Para poder identificar cada uno de los hongos obtenidos, se caracterizó con base en la guía de claves taxonómicas descritas por Barnett y Hunter (1987) y la descripción morfológica hecha por Kendrick (2000), a simple vista se observó las tonalidades que presentaron, además de su forma de crecimiento y la presencia o no de metabolitos presentes en el medio de cultivo, mientras que en el microscopio se observó la forma y las estructuras como micelio y esporas.

Para esto se colocó un fragmento del micelio de cada hongo en un portaobjetos con azul de lactofenol al 1 % el cual se cubrió con cubreobjetos.

5.5. Identificación molecular

Para la identificación molecular se inició con la extracción de ADN, siguiendo el método descrito por Hoyos-Carvajal *et al.* (2008) el cual se modificó de la siguiente manera; se colectó con una espátula micelio puro y joven cultivado en medio ADS durante 48 horas a 32 °C depositándolo en tubos de centrifuga de 1.5 ml. Posteriormente se le agregó nitrógeno líquido para congelar y macerar con agujas de tejer no.7 hasta obtener un polvo fino, evitando que se calentara, se le agregó 500 µL de buffer de lisis (Tris 0.1M pH 8.0, EDTA 5.0mM, 1.4M de NaCl) mezclando con agitador vortex por 10 seg, se le agregó 10 µL de proteinasa K y se mezcló por inversión. Posteriormente se le agregaron 4 µL de ARNasa, 5 µL de β-mercaptoetanol, 50 µL de CTAB al 10 % y 50 µL de SDS al 20 % mezclando con agitador vortex por 10 segundos y colocaron en baño seco a 65 °C por una hora, agitando cada 10 min. Se retiró del baño seco y se agregaron 700 µL de cloroformo: alcohol isoamílico (24:1), se mezcló por inversión y se colocó en una centrifuga a 15,000 g por 10 min. Posteriormente, se transfirió el sobrenadante a un tubo nuevo de 1.5 ml pipeteando suavemente con puntas cortadas de 1 ml, cuidando no tocar la zona de transición y evitar que el ADN se rompiera. Después se agregaron 700 µL isopropanol frio y se mezcló por inversión, para incubar las muestras a -20 °C por 10 min, se centrifugó a 13,000 g por 10 min para posteriormente desechar el sobrenadante y sobre el pellet agregar 500 µL de etanol al 70 % y centrifugar a 15,000 g por 5 min, este último paso se repitió dos veces más. Se desechó el etanol invirtiendo el tubo cuidando que el pellet no se despegara del tubo, poniéndolo a secar en papel sanita estéril por 30 minutos o hasta que estuviera completamente seco. Enseguida, se suspendió el pellet en 30 µL de buffer AE. Para la verificar la existencia y calidad de ADN se realizó la visualización de éste mediante electroforesis en gel de agarosa de alta resolución al 3.5 % con tinción con bromuro de etidio. Posteriormente se realizó la amplificación de la región ITS-1 TCC GTA GGT GAA CCT GCGG e ITS-4 TCC TCC GCT TAT TGA TAT GC mediante el método modificado de (White *et al.*, 1990), utilizando 2.5 µL de MgCl₂ (2.5 Mm), 0.5 µL de dNTP's (4mM), 3.0 µL cada primer, (1.2mM), 2.0 µL de Go-Taq Flexi DNA polymerase (5U/ µL), 3.0 µL de buffer PCR (5x), 4.0 µL de trealosa (10x) y 4.0 µL de ADN para completar el volumen final de 25 µL. El programa de amplificación se ejecutó en

3 fases: para la desnaturalización inicial en la primera fase se hizo un ciclo de 94 °C por 3 min, la segunda fase consistió en 35 ciclos de 94 °C por 30 seg para la desnaturalización, 57 °C por 40 seg para el alineamiento y 72 °C por 20 seg para la extensión, terminando en la tercera fase con 72 °C por 10 seg para la extensión final, así como también se realizó la amplificación de la región EF1-alpha utilizando los iniciadores EF1 CAT CGA GAA GTT CGA GAA GG (Carbone y Kohn, 1999) y EF2 GGA RGT ACC AGT SAT CAT GTT (O'Donnell *et al.*, 1998), mediante la metodología modificada de (Deng *et al.*, 2022) utilizando 2.5 µL de MgCl₂ (25 Mm), 0.5 µL de dNTP's (10mM), 2.0 µL cada primer (10mM), 0.5 µL de Go-Taq Flexi DNA polymerase (5U/ µL), 5.0 µL de buffer PCR (5x), 10.5 µL de agua grado molecular y 4.0 µL de ADN para completar el volumen final de 25 µL. El programa de amplificación se ejecutó en 4 fases: para la desnaturalización inicial en la primera fase se hizo un ciclo de 95 °C por 5 min, la segunda fase consistió en 10 ciclos de 94 °C por 30 seg para la desnaturalización, 66 °C por 30 seg para el alineamiento y 72 °C por 1 min para la extensión, siguiendo de la tercera fase con 36 ciclos de 94 °C por 30 seg para la desnaturalización, 56 °C por 30 seg para el alineamiento y 72 °C por 1 min para la extensión, terminando en la tercera fase con 72 °C por 10 min para la extensión final. Los productos obtenidos se visualizaron mediante electroforesis en gel de agarosa de alta resolución al 3.5 % con tinción con 10 µL de bromuro de etidio comparándolo con un marcador de peso molecular 100bp DNA Ladder. El producto amplificado se envió para secuenciación a los laboratorios Macrogen en Korea solicitando el servicio de BLAST con la que se identificaron las secuencias.

5.6. Variables evaluadas

5.6.1 Porcentaje de nematodos parasitados

Para obtener el porcentaje de nemátodos, primero se cortaron trozos de raíz de dos cm de longitud y se dejaron en 50 ml de fucsina por 24 horas para que fuera absorbido este tinte por el tejido vegetal, y de esta manera se visualizaran mejor los nematodos. Posteriormente, se buscaron los nemátodos dentro de los abultamientos de los trozos de raíz bajo el estereoscopio marca Leyca, se extrajeron los nematodos visualizados y se colocaron en portaobjetos colocando previamente una gota de azul de, posteriormente se examinaron bajo microscopio compuesto marca Leyca 20 nematodos de cada muestra para determinar la presencia de parasitismo por

hongos nematófagos. Se consideró como nematodo parasitado todo aquel ejemplar del género *Meloidogyne* que presentara hongo y de la muestra se aislara este hongo en medio de cultivo.

5.6.2 Porcentaje de especies de hongos nematófagos presentes

Del resultado obtenido del aislamiento e identificación morfológica se determinó la cantidad de géneros y especies presentes de acuerdo con la guía de claves taxonómicas descritas por Barnett y Hunter (1987) y la descripción morfológica hecha por Kendrick (2000) para obtener el porcentaje de cada una de estas.

5.6.3 Frecuencia de especies de hongos nematófagos presentes por raíz

Para determinar la frecuencia de especies (F) se siguió la metodología usada por Ortega (2021). La cual se calculó de la siguiente manera:

$$F = (\text{Número de individuos de una especie}) / (\text{número de individuos totales de todas las especies}) * 100$$

5.7. Análisis de los datos

Para el análisis estadístico de los datos, se utilizaron técnicas de estadística descriptiva e inferencial como son: la media (\bar{x}), mediana (Me), moda (Mo), varianza (S^2), desviación estándar (S) y coeficiente de variación (CV).

Para obtener la media, se realizó la sumatoria de todos los datos de cada variable respuesta y posteriormente se dividió el resultado entre el número de datos:

$$\bar{X} = \frac{\sum_{i=1}^n x_i}{n}$$

La mediana (Me) se calculó como el valor que se encuentra ubicado a la mitad del conjunto de datos ordenados de cada variable, mientras que la moda (Mo) como el valor que tiene mayor frecuencia dentro del conjunto de datos.

La varianza (S^2) se determinó como el promedio de las desviaciones elevadas al cuadrado:

$$S^2 = \frac{\sum (X_i - \bar{x})^2}{n}$$

La desviación estándar (S), se determinó mediante la obtención de la raíz cuadrada de la varianza:

$$S = \sqrt{S^2} = \sqrt{\frac{\sum (X_i - \bar{x})^2}{n}} = \sqrt{\frac{\sum X_i^2 - \frac{(\sum X_i)^2}{n}}{n}}$$

Así como también se determinó la frecuencia de ocurrencia de especies, mediante la metodología utilizada por Ortega (2021).

$$F = \left(\frac{\text{Número de individuos de una especie}}{\text{número de individuos totales de todas las especies}} \right) * 100$$

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1. Identificación morfológica

En total se lograron identificar 46 aislamientos por medio de las claves taxonómicas de los cuales 60.87 % pertenece al género *Fusarium* y 39.13 % a *Trichoderma*, como se muestra en la figura 4. Los resultados obtenidos coinciden con los reportados por Sánchez (2016) quien obtuvo 25 % de aislamientos del género *Fusarium*, 19 % de *Phytophthora*, 13 % de *Sclerotinia*, 9 % de *F. oxysporum*, 8 % de *Phythium*, 6 % de *Aspergillus*, 5 % de *Trichoderma*, 5 % de *Fusarium moniliforme*, 5 % de *Corynespora*, 3 % de *Geotrichumy* 2 % de *Rhizoctonia*.

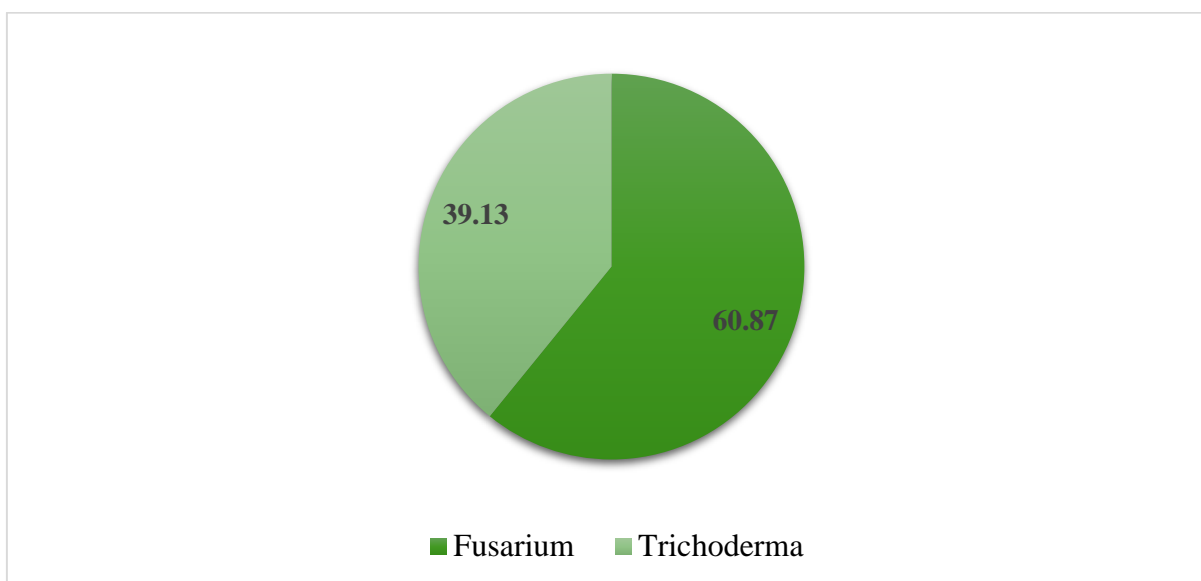


Figura 4. Porcentaje de dos géneros de hongos identificados en las raíces de jitomate.

Sin embargo, aunque en esta ocasión no se identificó la especie o especies de *Fusarium* observadas en asociación con nematodos parasitados, existen registros de que cepas no patógenas de *F. oxysporum* secretan metabolitos que generan la muerte de nematodos fitoparásitos en raíces de varios cultivos (Crump, 1987). En este contexto, el género *Trichoderma* alberga a las especies *T. viride*, *T. atroviride* y *T. harzianum* identificadas como las más importantes nematófagas de *Meloidogyne* (Mendoza *et al.*, 2013).

6.1.1 Descripción morfológica del género de hongo identificado

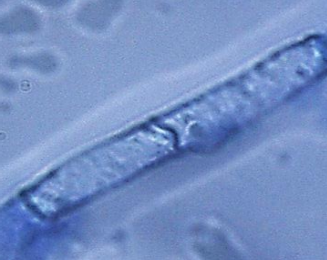

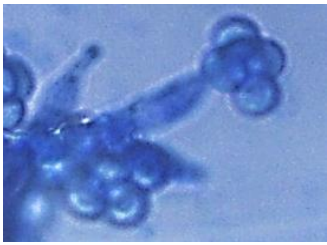
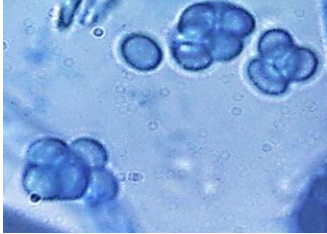

De acuerdo con la morfología descrita en las claves taxonómicas se logró caracterizar al género *Trichoderma* y *Fusarium* presentes en raíces de jitomate con la clasificación taxonómica que se presenta a continuación.

Reino	Fungi	Fungi
Phylum	Ascomycota	Ascomycota
Clase	Sordariomycetes	Euascmycetes
Orden	Hypocreales	Hypocreales
Familia	Nectriaceae	Hypocreaceae
Genero	<i>Fusarium</i>	<i>Trichoderma</i>

De acuerdo con investigaciones, de estos dos géneros identificados, el género *Trichoderma* se ha señalado con mayor potencial nematófago, por lo que se priorizó en la descripción morfológica de acuerdo con las claves taxonómicas simplificadas de la siguiente manera (Cuadro 2).

Según Barnett y Hunter (1987) el género *Trichoderma* se caracteriza por presentar conidióforos distintos, cortos o reducidos a clavijas, conidios típicamente unicelulares, conidios en pequeños grupos unidos por limo y las ramas en el conidióforo son irregulares y no verticiladas las cuales coinciden con las características encontradas en varios de los aislamientos como se muestra en la figura 5.

Cuadro 2. Descripción morfológica del género *Trichoderma* de acuerdo con las claves taxonómicas descritas por Barnett y Hunter (1987).

Figura	Clave taxonómica
	<p>1b: Tiene micelio septado y otras características de los hongos imperfectos.</p>
	<p>3a: Conidióforos distintos, aunque cortos o reducidos a clavijas; conidios típicamente unicelulares, ocasionalmente bicelulares.</p>
	<p>4d: Conidióforos separados, no agrupados de ninguna manera. 15a: Conidióforos ramificados o que tienen un grupo de ramas o fiálides cerca o en el ápice.</p>
	<p>16b: Los conidios no permanecen juntos en cadenas. 22a: Los conidios en pequeños grupos unidos por limo.</p>
	<p>23b: Las ramas en el conidióforo son irregulares y no verticiladas.</p>

La especie perteneciente al género *Trichoderma* se caracterizó por micelio verde brillante después de 4 días en medio ADS a 30 °C (Figura 5A), superficies casi lisas y micelio aéreo (Figura 5B), conidios subglobosos con base truncada, conidióforos sueltos, fiálides abultadas en el medio y más estrecho de la base (Figura 5C) y clamidosporas ligeramente alargadas (Figura 5D).

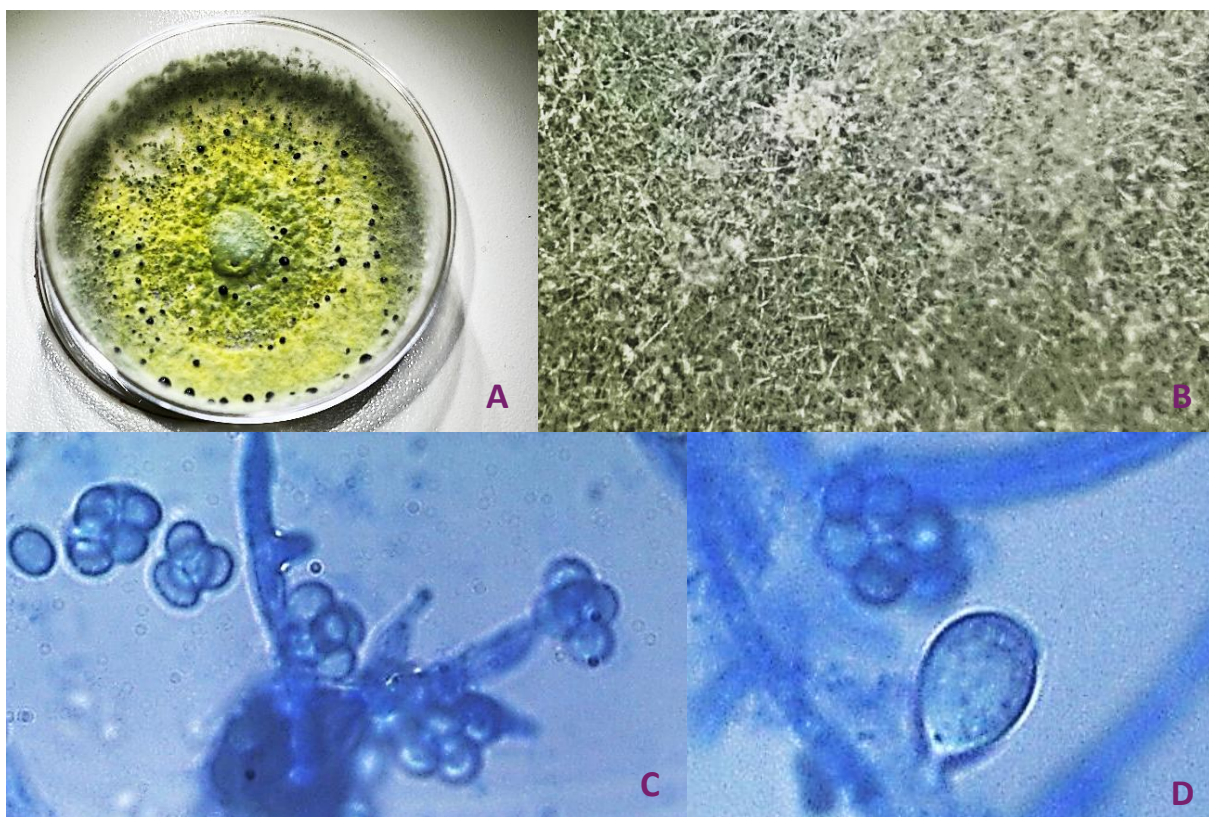


Figura 5. Características de la especie *T. harzianum*. micelio verde brillante después de 4 días en medio ADS a 30 °C (A). Superficies casi lisas y micelio aéreo (B). Conidios subglobosos con base truncada, conidióforos sueltos, fiálides abultadas en el medio y más estrecho de la base (C). Clamidosporas ligeramente alargadas (D).

6.2. Identificación molecular

De acuerdo con la secuenciación y comparación de secuencias en el Centro Nacional de Información Biotecnológica por sus siglas en inglés (NCBI), así como a investigaciones ya publicadas, se logró corroborar a la especie *Trichoderma harzianum*, cuya secuencia consenso

para la región ITS, primers; ITS1-ITS4, y para la región EF1-alpha, primers; EF1-EF2, respectivamente fueron las siguientes:

Primers ITS1-ITS4:

CGGAGGGATCATTACCGAGTTTACAACCTCCCAAACCCAATGTGAACGTTACCAAAC
 TGTTGCCTCGGCGGGATCTCTGCCCGGGTGCGTGCGCAGCCCCGGACCAAGGCGC
 CCGCCGGAGGACCAACCTAAACTCTTATTGTATACCCCTCGCGGGTTTTTTTATA
 ATCTGAGCCTTCTCGGCGCCTCTCGTAGGCGTTTCGAAAATGAATCAAACTTTCA
 ACAACGGATCTCTTGGTTCTGGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAAGTA
 ATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCCCGCC
 AGTATTCTGGCGGGCATGCCTGTCCGAGCGTCATTTCAACCCTCGAACCCTCCGG
 GGGGTCGGCGTTGGGGATCGGCCCTCCCTTAGCGGGTGGCCGTCTCCGAAATACAG
 TGCGGTCTCGCCGAGCCTCTCCTGCGCAGTAGTTTGCACACTCGCATCGGGAGC
 GCGGCGCGTCCACAGCCGTTAAACACCCAACCTTCTGAAATGTTGACCTCGGATCAG
 GTAGGAATACCCGCTGAACTTA

Primers EF1-EF2

AATCAACGTGGTCGTTATCGTACGTATCATCCTTTCTTCATGTCGGCATCATTGCCC
 CTCTGATTCTCAAACACTTGTGCTAACCACCATCTTCTAGGGGTGCGTATTCCATCA
 ATCATCTTGAATGAGATCGATCGAACACAGTACTGACTTGCTACAACAGCCACGTC
 GACTCCGAAAGTCGACCACCGTGAGTTGCACCCTCTTCTCCTGCTCCGATATCAA
 ACGTCGTTTGATACGGGACATCTACTCTTTGAACACAGGGCTAATCATTATCATA
 AGACCGGTCACTTGATCTACCAGTGCGGTGGTATCGACCGTCGTACCATCGAGAAG
 TTCGAGAAGGTAAGCTTCAACTCATTTTCGCCTCGATTCTCCCTCCACATTTAATTG
 TGCCCGATAATTCTGCAGAGAATTTTCGTGTCGACAATTTTTCATCACCCCGATTG
 CATTACCCCTCCTTTGCAGCGACGCAAATTTTTTTGGCTGTCGTTTGGTTTTAGTGG
 GTTTTCTCGTGCACCCCACTAGGTCACTGCTTTTTTTCTGCTTCGCTCTTACTGCCC
 AGCCATCATTCAACGTGCTCTGCGTCTCATCACTTTCAGCGATGCTAACCACCTTTC
 CATCAATAGGAAGCCGCCGAACCTCGGCAAGGGTTCCTTCAAGTACGCTTGGGTTCT
 TGACAAGCTCAAGGCCGAGCGTGAGCGTGGTATCACCATCGACATTGCTCTGTGGA
 AGTTCGAGACTCCCAAGTACTATGTCACCGTCATTGGTATGTTCTTTCCATCAACTT

CACACAGYGATTACAAGCCAGTGCTAACAAGCAATYCACAGACGCTCCCGGCCAC
CGGATTCT

Así mismo, la comparación en el NCBI muestra una consulta de identidad (Query cover) de 100 % tanto para la región ITS (Figura 6A) como para la región EF1-alpha (Figura 6B), mientras que el porcentaje de identidad para ITS fue de 100 % y para la región EF1-alpha de 99.65 %.

Sequences producing significant alignments

Download Select columns Show 100

select all 100 sequences selected

GenBank Graphics Distance tree of results

Description	Scientific Name	Max Score	Total Score	Query Cover	E value	Per. Ident	Acc. Len	Accession
Trichoderma sp. isolate T3 internal transcribed spacer 1, partial sequence; 5.8S ribosomal RNA gene and internal...	Trichoderma sp.	1077	1077	100%	0.0	100.00%	747	PQ409493.1
Trichoderma atroviride strain TAA10 internal transcribed spacer 1, partial sequence; 5.8S ribosomal RNA ge...	Trichoderma atro...	1077	1077	100%	0.0	100.00%	597	OQ161061.1
Trichoderma sp. strain CMRP4592 small subunit ribosomal RNA gene, partial sequence; internal transcribed spac...	Trichoderma sp.	1077	1077	100%	0.0	100.00%	760	OKS84188.1
Trichoderma sp. strain HCH-71 small subunit ribosomal RNA gene, partial sequence; internal transcribed spacer...	Trichoderma sp.	1077	1077	100%	0.0	100.00%	617	MK275252.1
Fungal sp. ARIZ B150 18S ribosomal RNA gene, partial sequence; internal transcribed spacer 1, 5.8S ribosomal ...	fungal sp. ARIZ...	1077	1077	100%	0.0	100.00%	647	FJ612939.1
Trichoderma harzianum isolate BPW3 small subunit ribosomal RNA gene, partial sequence; internal transcribed s...	Trichoderma har...	1077	1077	100%	0.0	100.00%	616	PP860360.1
Trichoderma harzianum strain NNIBRFG23005 internal transcribed spacer 1, partial sequence; 5.8S ribosomal R...	Trichoderma har...	1077	1077	100%	0.0	100.00%	594	MW221190.1

Sequences producing significant alignments

Download Select columns Show 100

select all 100 sequences selected

GenBank Graphics Distance tree of results

Description	Scientific Name	Max Score	Total Score	Query Cover	E value	Per. Ident	Acc. Len	Accession
Trichoderma harzianum isolate T2 translation elongation factor 1 alpha (eEF1a1) gene, (eEF1a1) gene, partial cds	Trichoderma har...	1565	1565	100%	0.0	99.65%	883	OQ108506.1
Trichoderma harzianum culture MUTΔTA>-6283 translation elongation factor 1a (EF-1-alpha) gene, partial cds	Trichoderma har...	1565	1565	100%	0.0	99.65%	872	MN963971.1
Hypocrea lixii strain CIB T100 translation elongation factor 1 alpha (eEF1a1) gene, partial cds	Trichoderma har...	1565	1565	100%	0.0	99.65%	867	EU279978.1
Trichoderma harzianum strain DAOM 176235B translation elongation factor 1 alpha-like (tef1alpha) gene, partial...	Trichoderma har...	1565	1565	100%	0.0	99.65%	868	AY605793.1
Trichoderma harzianum culture MUTΔTA>-3694 translation elongation factor 1a (EF1a) gene, partial cds	Trichoderma har...	1565	1565	100%	0.0	99.65%	877	MK050521.1
Trichoderma harzianum culture MUTΔTA>-6822 translation elongation factor 1a (EF-1-alpha) gene, partial cds	Trichoderma har...	1565	1565	100%	0.0	99.65%	878	MN963970.1
Trichoderma harzianum strain DAOM242937 translation elongation factor 1-alpha gene, partial cds	Trichoderma har...	1565	1565	100%	0.0	99.65%	892	KX463434.1
Trichoderma harzianum strain PAR3 translation elongation factor 1-alpha (tef) gene, partial cds	Trichoderma har...	1565	1565	100%	0.0	99.65%	1647	PV157962.1
Trichoderma harzianum strain KC1-1 translation elongation factor 1-alpha (tef) gene, partial cds	Trichoderma har...	1565	1565	100%	0.0	99.65%	1647	PV157960.1
Trichoderma harzianum strain DAOM 220786 translation elongation factor 1 alpha-like (tef1alpha) gene, partial ...	Trichoderma har...	1565	1565	100%	0.0	99.65%	910	AY605767.1

Figura 6. Comparación de secuencia del aislado M91 secuencias registradas en el NCBI. Resultado de los datos de la secuencia consenso ITS (A). Resultado de los datos de la secuencia consenso EF1-alpha (B).

De esta manera, 18 aislados que se encuentra dentro del género *Trichoderma* en términos filogenéticos fueron corroborados morfológicamente por claves taxonómicas y coinciden con la especie *T. harzianum* por lo que las dos regiones (ITS, y EF1- Alpha) amplificadas muestran un porcentaje de identidad alta. Aunque se ha afirmado por mucho tiempo que la elevada

variabilidad intraespecífica del ADNr de la región ITS es muy útil para distinguir especies vinculadas de manera directa, los resultados de la identificación molecular en la secuenciación de dicha región indican que *T. harzianum* abarca únicamente una especie morfológica, pero múltiples especies filogenéticas, lo que implica que la región ITS muestra una diversidad intraespecífica más alta con aproximadamente 11 haplotipos en la secuencia ITS1 y tres en la secuencia ITS2. Es por ello que el factor de elongación región EF1-alpha es una región diferente utilizada para contrastar los resultados obtenidos de la región ITS, el cual ha demostrado ser de gran utilidad para diferenciar y distinguir las especies *T. spirale* y *T. harzianum* (Kulling-Gradinger *et al.*, 2002; Druzhinina *et al.*, 2006).

6.3. Parasitismo natural de hongos nematófagos de *Meloidogyne* spp. encontrados en raíces de jitomate

En este estudio se observó la habilidad de *Trichoderma harzianum* de parasitar tanto nematodos adultos (Figura 7A), como en huevos de *Meloidogyne* spp. dentro de hembras adultas (Figura 7B), mostrando la capacidad potencial como agente de control biológico de esta especie.

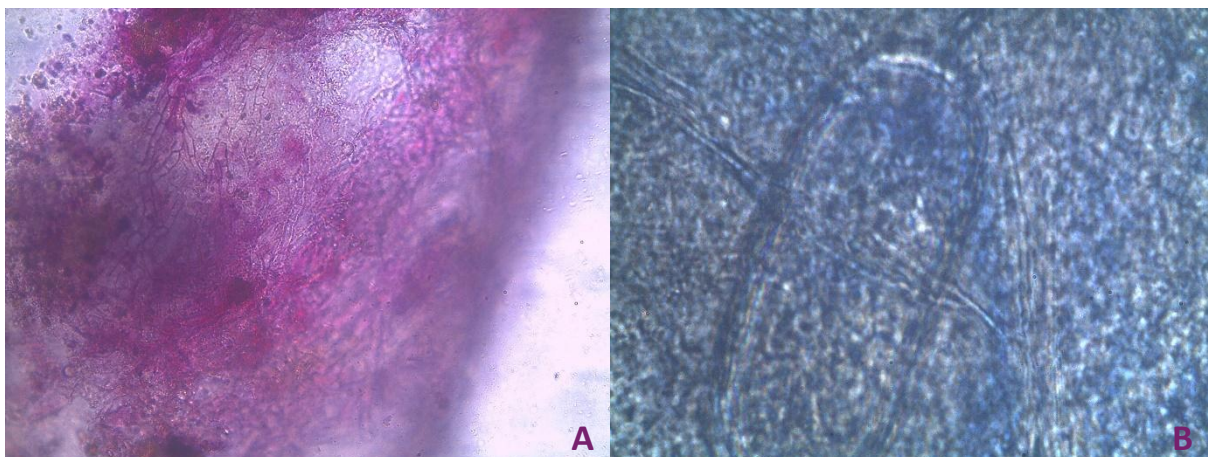


Figura 7. Parasitismo de nematodos observado en las raíces de jitomate. Parasitismo en adulto (A). Parasitismo en huevo de nematodo (B).

Los resultados coinciden con los obtenidos por Mendoza *et al.* (2013) al observar la destrucción de huevos de *Meloidogyne*, mediante la inoculación de cepas de *T. viride*, *T. atroviride* y *T. harzianum* en estos.

Por otra parte, los resultados expresados en porcentaje de parasitismo de nemátodos muestran una variación entre el 0 y 40 %, teniendo una distribución irregular dentro del invernadero y en porcentaje por muestra (Figura 8). Para *Fusarium*(A) el porcentaje de parasitismo más alto se encuentra al centro del invernadero, mientras que para *Trichoderma*(B) se encuentra en la orilla, sin embargo, cuando se realiza el análisis de distribución de ambos (C), no se define un patrón de distribución. Así mismo, las medidas de tendencia central muestran que la media más alta de parasitismo la tuvo el género *Trichoderma* central de cada uno de los géneros parásitos de *Meloidogyne* spp. (Cuadro 3).

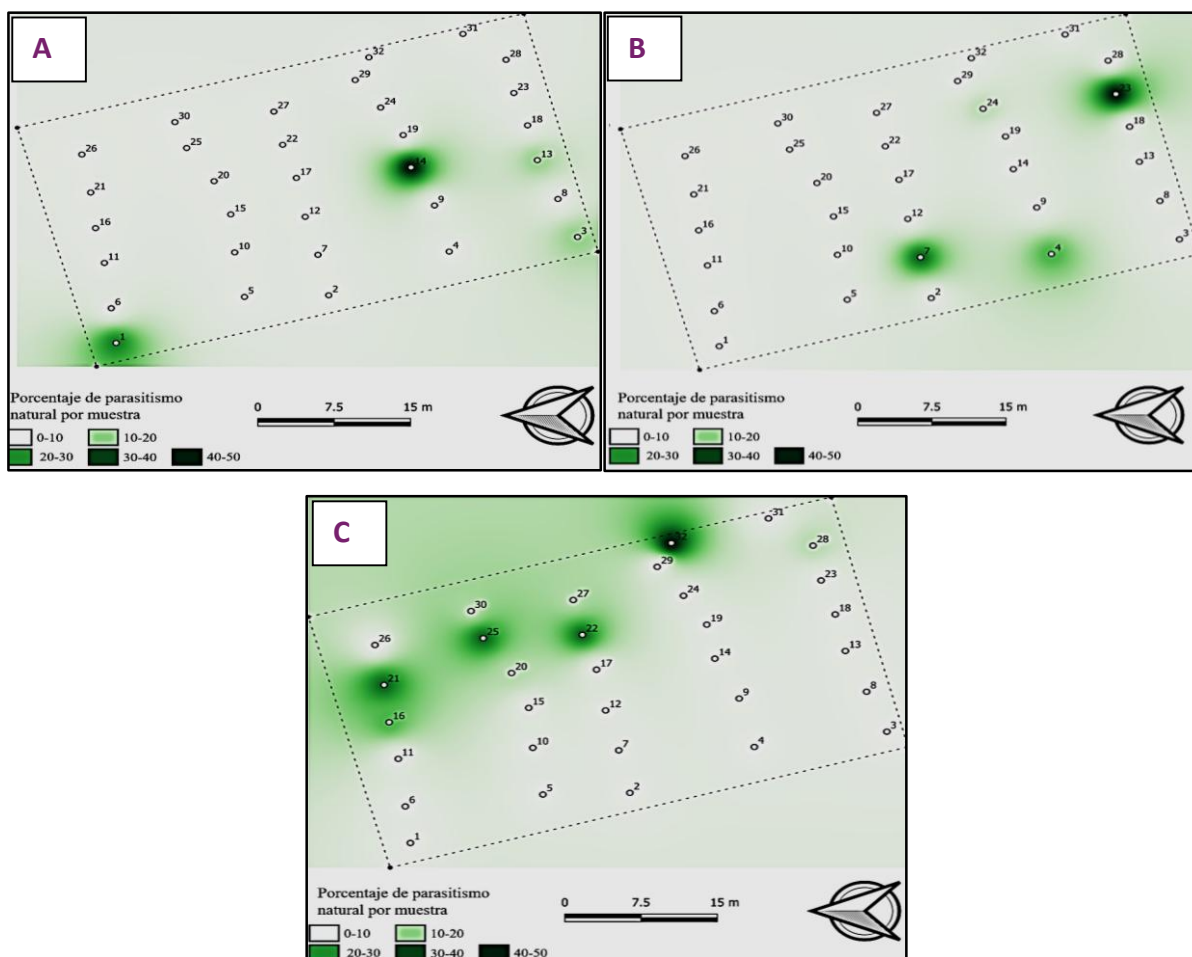


Figura 8. Comportamiento de la distribución de nematodos parasitados en el invernadero. Parasitismo presente por *Fusarium*(A). Parasitismo presente por *Trichoderma*(B). Parasitismo presente en conjunto(C).

Cuadro 3. Comportamiento de parasitismo natural de *Trichoderma*, *Fusarium* y en conjunto presentes en huevos y adultos de *Meloidogyne* spp.

Medidas de tendencia	Valor		
	<i>Fusarium</i>	<i>Trichoderma</i>	<i>Fusarium</i> + <i>Trichoderma</i>
Media (\bar{x})	0.218	0.312	0.593
Mediana (Me)	0	0	0
Moda (Mo)	0	0	0
Varianza (S^2)	42.08	83.98	124.12
Desviación estándar (S)	6.487	9.164	11.14

Al respecto, estudios realizados por Zhang *et al.* (2020) indican que los metabolitos exudados de las raíces de las plantas afectan no solo la comunicación entre plantas y nematodos, sino también las interacciones de nematodo con hongos al modular las propiedades superficiales de la cutícula de los nematodos. Por ejemplo, la colonización externa de las raíces por *Pochonia chlamydosporia* el cual es parásito de huevos de *Meloidogyne* varió según la especie vegetal y aumentó cuando las plantas se infectaron con *Meloidogyne incognita* (Bourne *et al.*, 1996). Este efecto posiblemente se deba a una mayor filtración de exudados radiculares debido al daño de la superficie de la raíz causado por los nematodos.

6.4. Frecuencia de ocurrencia de géneros de hongos nematófagos presentes en raíces de jitomate

Los resultados del análisis de frecuencia muestran que *Fusarium* se presentó en mayor medida en comparación a *Trichoderma* (Figura 9).

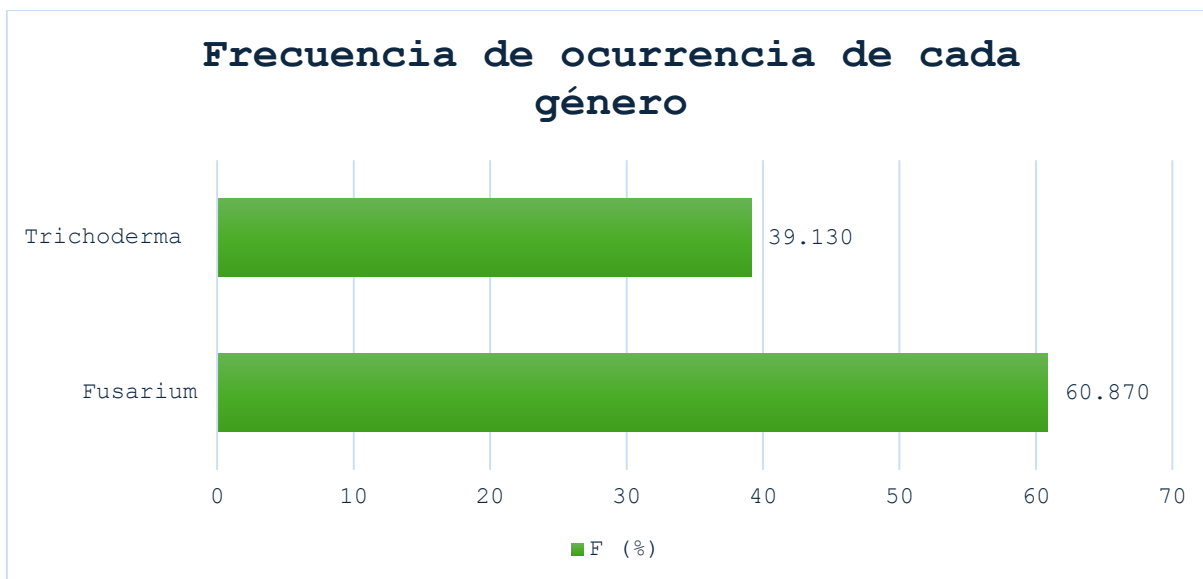


Figura 9. Frecuencia de ocurrencia de cada género de hongos nematófagos.

Los resultados de presencia de *Trichoderma* y *Fusarium* se asocian a distintos factores tales como lo demuestran estudios realizados por Hernández *et al.* 2019 quienes al analizar muestras de suelo recogidas de parcelas donde se realizaron labores culturales, encontraron menor cantidad de UFC de *Trichoderma* y *Fusarium* a diferencias de las muestras tomadas en parcelas donde no se hicieron labores culturales. Así mismo, los niveles de humedad en el suelo son factores que juegan un papel importante tanto en la colonización de nematodos como en la sobrevivencia y colonización de hongos en raíces de plantas. Aun que, en este caso el grado de humedad no fue objeto de estudio, este puede tener influencia como lo demuestran estudios realizados por Morgan *et al.* (1997) quienes observaron que la presencia de hongos depredadores requiere de factores como pH, humedad, nutrientes y materia orgánica, así como múltiples factores edáficos.

VII. CONCLUSIONES

Los generos *Fusarium* y *Trichoderma* se han documentado con potencial para parasitar nematodos de manera natural, sin embargo, al encontrarse en conjunto se potencializa un mayor porcentaje de parasitismo.

La presencia de *Fusarium* con mayor frecuencia es debido a que es uno de los hongos más comunes dentro del cultivo de jitomate, ya que puede ser un hongo fitopatogeno, sin embargo, también se ha encontrado como hongo benefico en conjunto con *Trichoderma*, actuando como géneros nematofagos.

Trichoderma harzianum es una de las especies de hongos aislados de la raíz de jitomate con potencial de parasitar especies del género *Meloidogyne* spp. de manera natural en huevos y adultos.

VII. LITERATURA CITADA

- Ammati M., Thomason I.J., y Roberts P.A., 1985. Screening *Lycopersicon* spp. for new genes impairing resistance to root-knot nematode *Meloidogyne* spp. *Pl. Dis.* 69:112-115.
- Arcos J. y Zúñiga D. 2015. Efecto de rizobacterias en el control de *Rhizoctonia solani* en el cultivo de papa. *Ecología Aplicada* 14(2): 95-101.
- Armenta B.D., Baca C.G., Alcántara G.G., Kohashi S.J., Valenzuela U.G. y Martínez G.A. 2001. Relaciones de nitratos y potasio en fertirriego sobre la producción, calidad y absorción nutrimental de tomate. *Rev. Chapingo Ser. Hort* 7: 61-75.
- Ascencio-Álvarez A., López-Benítez A., Borrego-Escalante F., Rodríguez-Herrera S. A., Flores-Olivas A., Jiménez-Díaz F. y Gámez-Vázquez A. J. 2008. Marchitez vascular del tomate: I. Presencia de razas de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* (Sacc.) Snyder y Hansen en Culiacán, Sinaloa, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 26(2): 114-120.
- Ashraf M.S. y Khan T.A. 2010. Enfoque integrado para el manejo de *Meloidogyne javanica* en berenjena mediante tortas de aceite y agentes de biocontrol. *Archivos de Fitopatología y Protección Vegetal* 43(6): 609-614.
- Baños Y.S., Concepción A.D.B., Lazo R.C., González I.A., y Morejón L.P. 2010. Efecto de enmiendas orgánicas y *Trichoderma* spp. en el manejo de *Meloidogyne* spp. *Revista Brasileira de Agroecología* 5(2): 224-233.
- Barnett H.L. y Hunter B.B. 1987. *Illustrated Genera of Imperfect Fungi*. Simon & Schuster Books For Young Readers.
- Blanco V.M.W., Cadena M.F.A., Chalco C.G. J. y Lopez L.G. 2024. Efecto de *Paecilomyces* y *Trichoderma* spp., en el control biológico de nemátodos en el cultivo de tomate (*Solanum lycopersicum*), en la Estacion Experimental Patacamaya. *Apthapi* 10(3): 2758–2766.
- Bourne J.M., Kerry B.R., y De Leij F.A.A.M. 1996. The importance of the host plant on the interaction between root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) and the nematophagous fungus, *Verticillium chlamydosporium* Goddard. *Biocontrol Science and Technology* 6: 539–548.

- Calderón D.J.A. 2005. Determinación del efecto de micorriza vesículo arbuscular, mijo (*Pennisetum glaucum*) y oxamyl en el control de nematodos en el cultivo de stevia (*Stevia rebaudiana*). Tesis de licenciatura. Escuela Agrícola Panamericana. Zamorano, Honduras. 29 p.
- Camues Cuasque I. R. 2019. Identificación de los síntomas causados por *Meloidogyne sp.* en el cultivo de tomate riñón (*Lycopersicon esculentum Mill.*) bajo invernadero y sus métodos de control en el Sector de Chaltura. Tesis de licenciatura. Facultad De Ciencias Agropecuarias de la Universidad Técnica De Babahoyo. El Ángel, Carchi, Ecuador. 28 p.
- Cañizares Monteros C.A. 2003. Estudio sobre poblaciones de hongos endofíticos provenientes de suelos supresivos al nematodo barrenador *Radopholus similis* (Cobb) Thorne en plantaciones comerciales de plátano en la zona de Talamanca, Costa Rica. Tesis de maestría. Centro Agronomico Tropical De Investigacion y Enseñanza. Turrialba, Costa Rica. 87 p.
- Carbone I. y Kohn L.M. 1999. Un método para diseñar conjuntos de cebadores para estudios de especiación en ascomicetos filamentosos. *Mycologia* 91(3): 553-556.
- Castaño J., y Mendoza L.D.R. 1994. Tomate (*Lycopersicum Esculentum M.*). Guía para el diagnóstico y control de enfermedades en cultivos de importancia económica. Zamorano Academic Press. Zamorano, Honduras. Pp:120-269.
- Crump D.H. 1987. Effect of time sampling, method isolation and age of nematode on the species of fungi isolate from females of *Heterodera schachtii* and *H. avenae*. *Nématologie* 10: 369- 373.
- Decraemer W. y Hunt D.J. 2013. Plant Nematology. Perry, R. & Moens, M. (Eds.), Taxonomy, systematics and principal genera, CAB International, Oxford, pp. 3-37.
- Delgado M.S. 2011. Eficiencia de nematocidas de naturaleza biológica, química y botánica en el control del nematodo del nudo de la raíz (*Meloidogyne incognita*) en rosas cultivadas bajo invernadero en el canton quito. En línea: <https://agris.fao.org/search/en/providers/124703/records/67051472b1dfe472e14579c8>. Consultado 26/07/25.

- Deng S., Ma X., Chen Y., Feng H., Zhou D., Wang X., Zhang Y., Zhao M., Zhang J., Daly P. y Wei L. 2022. LAMP Assay for Distinguishing *Fusarium oxysporum* and *Fusarium commune* in Lotus (*Nelumbo nucifera*) Rhizomes. *Plant Disease* 106(1): 231-246.
- Diaz Espinosa E.E. 2021. Producción de jitomate (*Lycopersicon esculentum* L.) mediante manejo agroecológico y microorganismos promotores del crecimiento. Tesis de maestría. Instituto de Ciencias Centro de Agroecología de la Benemérita Universidad Autónoma De Puebla. Puebla, Puebla. 57 p.
- Druzhinina I., Kopchinskiy A. y Kubicek C. 2006. The first 100 Trichoderma species characterized by molecular data. *Mycoscience* 47: 55-64.
- El-Banna M.F. y Mosa A. 2024. Exogenous application of proline mitigates deteriorative effects of salinity stress in NFT closed-loop system: An ultrastructural and physiobiochemical investigation on hydroponically grown tomato (*Solanum lycopersicon* L.). *Scientia Horticulturae* 330: 113061 p.
- El-Komy M.H., Saleh A.A., Eranthodi A. y Molan Y.Y. 2015. Characterization of novel Trichodermaasperellum isolates to select effective biocontrol agents against tomato Fusarium wilt. *The Plant Pathology Journal* 31(1): 50-60.
- FAO (Food and Agriculture Organization). 2022. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. El periplo del tomate: de ser una curiosidad venenosa a un ingrediente universal. En línea: <https://www.fao.org/newsroom/story/The-journey-from-poisonous-curiosity-to-popular-ingredient/es>. Consultado: 26/03/2025.
- FAOSTAT (Food and Agriculture Organization Statistics). 2023. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. Datos sobre alimentación y agricultura. En línea: <https://www.fao.org/faostat/es/#data/QCL>. Consultado: 26/03/2025.
- Flórez G.J.A. 2022. Control biológico de nemátodos fitoparásitos en cultivos de tomate (*Solanum lycopersicum*) con micelio de hongos del género *Pleurotus* y hongos micorrízicos. Tesis de licenciatura. Facultad de Ciencias de la Universidad El Bosque. Bogotá, Colombia. 47 p.

- Gálvez G.M. 2015. Producción de tomate saladette (*Lycopersicon esculentum Mill*) con soluciones nutritivas orgánicas en invernadero. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Torreón, Coahuila, México. 56p.
- Guzmán Ó., Castaño J. y Villegas B. 2012. Principales nematodos fitoparásitos y síntomas ocasionados en cultivos de importancia económica. *Agronomía* 20(1):38–50.
- Hadisoeganda W.W. y Sasser J.N. 1982. Resistance of tomato, bean, southern pea, and garden pea cultivars to root-knot nematodes based on host suitability. *Pl. Dis. Rep.* 66: 145-150
- Hartman K.M. y Sasser, J.N., 1985. Identification of Meloidogyne species on the basis of differential host test and perineal pattern morphology. Barker, K. R., Carter, C. C., Sasser, J. N. (eds). *An advanced treatise on Meloidogyne. Volume II: Methodology.* Raleigh, North Carolina, USA. North Carolina State University Graphics. pp: 69-77.
- Hernández D.C., Vázquez B.J.A., Vázquez M.F., Berdeja A.R., Morales F.S.D. y Reyes L.D. 2019. Abundancia y diversidad genética de *Fusarium oxysporum* y *Trichoderma sp.* en musa AAB. *Revista mexicana de ciencias agrícolas* 10(8): 1783-1796.
- Hoyos-Carvajal L., Chaparro P., Abramsky M., Chet I., y Orduz S. 2008. Evaluación de aislamientos de *Trichoderma spp.* contra *Rhizoctonia solani* y *Sclerotium rolfsii* bajo condiciones in vitro y de invernadero. *Agronomía Colombiana* 26(3): 451-458.
- Iler D.C. 2017. Evaluación de la actividad nematicida in vitro de aceites esenciales frente a Meloidogyne. Tesis de licenciatura. Facultad De Ciencia E Ingeniería En Alimentos de la Universidad Técnica De Ambato. Ambato, Ecuador. 36p.
- Ines V.S. 2021. Alternativas bioecológicas para el control de nemátodos fitopatógenos en tomate rojo *Solanum lycopersicum L.* cultivado en invernadero. Tesis doctoral. CIIDIR unidad Oaxaca, Instituto Politécnico Nacional. Oaxaca, México.
- Janssen D., García C., Ruiz L., de Cara-García M., Simon A. y Martinez A. 2018. Disease resistance in tomato crops produced in Spain. *Acta Horti* 1207: 63-68.
- Jones J.B., Zitter T.A., Momol T.M. y Miller S. A. 2016. *Compendium of tomato diseases and pests.* Second edition. American Press Society. St. Paul, Minnesota. U.S.A. pp: 15-119.

- Julca A., Gallego E., Sánchez J. y Cordovilla P. 2001. Agua y nematodos parásitos de las plantas. *Revista Horticultura* 154: 1-7.
- Karačić, V., Miljaković, D., Marinković, J., Ignjatov, M., Milošević, D., Tamindžić, G., y Ivanović, M. 2024. *Bacillus* species: excellent biocontrol agents against Tomato diseases. *Microorganisms* 12(3): 457.
- Kendrick B. 2001. *The fifth kingdom* (3rd ed). Canada: Mycologue Publications. Kerry, B. R. 1987. Biological control. In R. H. Brown & B. R. Kerry (Eds.) *Principles and practice of nematode control in crops* New York: Academic Press.
- King A.B. y Saunders J.L. 1984. *Las plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central*. Babero. Ortón IICA/CATIE.
- Kulling-Gradinger C., Szakacs G. y Kubicek C. 2002. Phylogeny and evolution of the genus *Trichoderma*: a multigene approach. *Mycological Research* 106(7): 757-767.
- Kullnig C.L., Mach M., y Lorito C.P. 2000. Enzyme diffusion from *Trichoderma atroviride* (= *T. harzianum* P1) to *Rhizoctonia solani* is a prerequisite for triggering of *Trichoderma ech42* gene expression before mycoparasitic contact. *Appl. Environ. Microbiol* 66:2232- 2234.
- Larsen M. 2000. Prospects for controlling animal parasitic nematodes by predacious micro fungi. *Parasitology* 120: 121-131.
- Li Y., Hyde K.D., Jeewon R., Lei C., Vijaykrishna D. y Zhang K.Q. 2005. Phylogenetics and evolution of nematode-trapping fungi (Orbiliales) estimated from nuclear and protein coding genes. *Mycologia* 97:1034-1046.
- Lin Z., S. Xu Y., Que J., Wang J.C., Comstock J., Wei P.H., McCord B., Chen R., Chen y M. Zhang. 2014. Species-specific detection and identification of *Fusarium* species complex, the causal agent of sugarcane pokkah boeng in China. *PloS One* 9: 104195.
- Litskas V.D., Migeon A., Navajas M., Tixier M.S. y Stavrinides M.C. 2019. Impactos del cambio climático en el tomate, una plaga notoria y su enemigo natural: la agricultura a pequeña escala en mayor riesgo. *Environmental Research Letters* 14(8): 084041.

- López-Vásquez J.M., Marulanda-Ángel, M.L. y López-Gutiérrez A.M. 2013. Factores climáticos y su influencia en la expresión de enfermedades fúngicas en cultivares de Heliconias. *Universitas Scientiarum* 18(3): 331-344.
- Luambano N. D., Manzanilla-López R. H., Kimenju J. W., Powers S. J., Narla R. D., Wanjohi W. J. y Kerry B. R. 2015. Effect of temperature, pH, carbon and nitrogen ratios on the parasitic activity of *Pochonia chlamydosporia* on *Meloidogyne incognita*. *Biological Control* 80: 23–29.
- Martínez-Gallardo J.A., Díaz-Valdés T., Allende-Molar R., Retes-Manjarrez J.E. y Carrillo-Fasio J.A. 2019. Identificación y distribución de *Meloidogyne* spp. en tomate de Sinaloa México. *Revista mexicana de ciencias agrícolas* 10(2): 453-459.
- Martínez-Ruiz F.E., Cervantes-Díaz L., Aíl-Catzím C.E., Hernández-Montiel L.G., Sánchez C.L.D.T. y Rueda-Puente E.O. 2016. Hongos fitopatógenos asociados al tomate (*Solanum Lycopersicum* L.) en la zona árida del noroeste de México: la importancia de su diagnóstico. *European Scientific Journal*, ESJ 12(18): 232-256.
- Mendoza G.A., Wilson J.H., y Colina J.C. 2013. Efecto de *Trichoderma atroviride*, *Trichoderma harzianum* y *Trichoderma viride* sobre huevos de *Meloidogyne* sp. en condiciones de laboratorio. *Revista Científica de Estudiantes Rebiolest* 1(2): 65.
- Miranda F.J., y Silva R.R. 2024. Jitomates y biotecnología= jitomates más nutritivos y resistentes. *Revista Universitarios Potosinos* 21(278): 15-20.
- Moens, M., Perry R.N, y Starr J.L. 2009. Especies de *Meloidogyne*: un grupo diverso de parásitos vegetales nuevos e importantes. In *Nematodos agalladores*. Wallingford, Reino Unido: CABI. pp: 1-17.
- Mónaco C., Nico A., Rollán M. y Urrutia M. Efecto in vitro de dos fungicidas sobre la microflora antagonista al tizón temprano del tomate. *Investigación agraria. Producción y protección vegetal* 16(3): 326- 332.
- Morgan M., Behnke J.M., Lucas J.A. y Peberdy J.F. 1997. Evaluación in vitro de la influencia de la nutrición, la temperatura y la densidad larvaria en el atrapamiento de larvas

- infectivas de Heligmosomoides polygyrus por Arthrobotrys oligospora, Duddingtonia flagrans y Monacrosporium megalosporum. Parasitología 115(3): 303-310.
- Morton C.O., Hirsch P.R., Peberdy J.P. y Kerry B.R. 2003. Cloning of and genetic variation in protease VCP1 from the nematophagous fungus Pochonia chlamydosporia. Mycological research 107(1): 38-46.
- Naranjo R.P. 2008. Manejo biológico de nematodos fitoparásitos con hongos y bacterias. Tecnología en Marcha 21(1): 123-132.
- Naranjo R.P. y Chacón C.V. 2016. Hongos nematófagos en el combate de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de lechuga. Alcances tecnológicos 11(1): 41-48.
- Noe J. P. 1992. Variability among populations of Meloidogyne arenaria. Journal of Nematology 24(3): 404-414.
- Nordbring-Hertz B., Jansson H.B. y Tunlid A. 2006. Nematophagous fungi. Encyclopedia of life sciences 10: 1-11.
- O'Donnell K., Kistler H.C., Cigelnik E. y Ploetz R.C. 1998. Multiple evolutionary origins of the fungus causing Panama disease of banana: concordant evidence from nuclear and mitochondrial gene genealogies. Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America 95(5): 2044-2049.
- Ortega G.R. 2021. Diversidad de hongos benéficos epífitos asociados a raíz de plátano (*Musa* sp) y malezas circundantes. Tesis de licenciatura. Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias de la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla. Teziutlán, Puebla. 33 p.
- Peralta E.I. y Spooner M.D. 2001. Granule-bound starch synthesis (GBSSI) gene phylogeny of wild tomatoes (*Solanum* L. section *Lycopersicon* [Mill.] Wettst. subsection *Lycopersicon*). American Journal Botany 88: 1888-1902.
- Peraza-Padilla W., Orozco-Avecos M., Esquivel-Hernández A., Rivera-Coto G., y Chaverri-Fonseca F. 2011. Aislamiento e identificación de hongos nematófagos nativos de zonas arroceras de Costa Rica. Agronomía Mesoamericana 22(2): 233-243.

- Pérez J. 2006. Trichoderma: alternativa para el control biológico de nematodos en el marco de una agricultura sostenible. *Fitosanidad* 10(2): 165.
- Pérez-Pacheco R., Rodríguez-Hernández C., Lara-Reyna J., Montes-Belmont R., Ramírez-Valverde G. 2004. Toxicidad de aceites, esencias y extractos vegetales en larvas de mosquito *Culex quinquefasciatus* Say (Diptera: Culicidae). *Acta Zoológica Mexicana* 20(1): 141-152.
- Piedrahita Ó.A.G., Zapata J.C. y Estrada B.V. 2012. Principales nematodos fitoparásitos y síntomas ocasionados en cultivos de importancia económica *Agron.* 20(1): 38-50.
- Platas G.L. 2021). Estrategias de manejo sustentable del cultivo de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) en invernadero. Tesis de licenciatura. Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias de la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla. Teziutlán, Puebla. 80 p.
- Revelo J. 2006. Estudio epidemiológico del “nematodo del rosario” o “falso nematodo del nudo” (*Nacobbus* sp.) en el cultivo de tomate de mesa en el valle del Chota para optimizar su control”. INIAP-UTN-SENACYT. Quito, Ecuador. 28p.
- Revelo J., Cazco C., Castillo N., Sandoval A., Sánchez Delgado G.A., Lomas L. y Corrales E.A. 2009. Nematodo del Rosario de la raíz (*Nacobbus aberrans*) y nematodo del nudo de la raíz (*Meloidogyne incognita*): Epidemiología, importancia y pertinencia de desarrollar un sistema de manejo integrado para optimizar su control en tomate (*Solanum lycopersicum*, *Lycopersicon esculentum* Mill) en el Valle del Chota, Ecuador. *El investigador* 1(1): 29-53.
- Reyes R.J., Rodríguez M.J.A., Pimienta de la Torre D.D.J., Fuentes P.M.A., Marroquín M.P., Merino G.A. y Aguirre M.J.F. 2022. Diversidad y estructura de los árboles de sombra asociados a *Coffea arabica* L. en el Soconusco, Chiapas. *Revista mexicana de ciencias forestales* 13(71): 4-27.
- Roberts P. A. y May D. 1986. *Meloidogyne incognita* resistance characteristics in tomato genotypes developed for processing. *Journal of Nematology* 18: 353-359.
- Roberts P.A. y Thomason I.J. 1986. Variability in reproduction of isolates of *Meloidogyne incognita* and *M. javanica* on resistant tomato genotypes. *Pl. Dis.* 70: 547-550.

- Rodríguez J. M. y Rodríguez R. 1991. Resistencia de cultivares de tomates con el gen “Mi” ante poblaciones de *Meloidogyne spp.* (Nematoda: Tylenchida) en Gran Canaria (Islas Canarias). Bol. San. Veg. Plagas 17: 529-535.
- SADER (Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural). 2016. ¿Tomate o jitomate? Gobierno de México. En línea: <https://www.gob.mx/agricultura/es/articulos/tomate-o-jitomate>. Consultado: 03/04/2025.
- Sánchez P.J.F., Lugo G.G.A., Mundo O.M., Reyes O.Á., Ley T.I.D., y Ole B.J. 2016. Búsqueda y aislamiento de hongos nematófagos vs *Meloidogyne spp.* en el norte de Sinaloa, México. Revista mexicana de ciencias agrícolas 7(8): 1829-1839.
- Shafique H.A., Sultana V., Ehteshamul-Haque S. y Athar, M. 2016. Management of soil-borne diseases of organic vegetables. Journal of Plant Protection Research 56(3): 221-230.
- SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera). 2023. Anuario estadístico de la producción agrícola. Gobierno de México. En línea: https://nube.agricultura.gob.mx/cierre_agricola/. Consultado: 26/03/2025.
- Sikora R.A. y Fernández E. 2005. Nematodos parásitos de hortalizas. In: Nematodos fitoparásitos en la agricultura subtropical y tropical. M. Sikora, R.A., Bridge J. (eds). 2.^a ed. Wallingford, Reino Unido, CABI Publishing. pp: 319-392.
- Smith I.M., Phillips J., Lelliott D.H. y Archer S.A. 1992. Manual de enfermedades de las plantas. Mundi-Prensa. España. 671p.
- Treviño-Cueto D.A., Cepeda-Siller M., Hernández-Castillo F.D. y Sánchez-Peña S.R. 2017. Hongos nematófagos del género *Arthrobotrys spp.*, en el control de *Meloidogyne incognita* bajo condiciones in vitro. Agraria 14(1): 01-05.
- Triviño C. 2007. Manejo de los principales nemátodos fitoparásitos en el cultivo de arroz. Manual del cultivo de arroz. INIAP. Quito, Ecuador. pp: 151-122.
- Uribe M, Muñoz JE, Riascos D. 2020. Los nemátodos: Microorganismos con múltiples funciones en los cultivos. Dirección de Investigación y Extensión Sede Palmira. 1^a edición. Universidad Nacional de Colombia. Palmira , Valle, Colombia. 24 p.

- Velásquez V.R. 2001. Nematodos agalladores afectando hortalizas y otros cultivos en el norte centro de México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 19(1): 107- 109.
- Verdejo-Lucas S., Sorribas J. y Puigdomènech P. 1994. Pérdidas de producción en lechuga y tomate causadas por *Meloidogyne javanica* en invernadero. *Investig. Agrar.* 2(1): 395-400.
- White T.J., Bruns T., Lee S. y Taylor J. 1990. *PCR Protocols: a guide to methods and applications*. 1ª edición. Academic Press. San Diego, CA. pp: 315-322.
- Zhang Y., Li G.H. y Zhang K.Q. 2011. A review on the research of nematophagous fungal species. *Mycosystema* 30(6): 836-845.
- Zhang Y., Li S., Li H., Wang R., Zhang K.Q. y Xu J. 2020. Fungi–nematode interactions: Diversity, ecology, and biocontrol prospects in agriculture. *Journal of Fungi* 6(4): 206-208.



Oficio No. FCAyP/776/2025

César Adriel Santiago Moreno
Egresado de la Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias
Benemérita Universidad Autónoma de Puebla
PRESENTE

Con base en el dictamen emitido por la Dra. Carmela Hernández Domínguez (**Director de Tesis**), Dr. Sigfrido David Morales Fernández (**Asesor**) y M.C. Fabiel Vázquez Cruz (**Asesor**) en su calidad de Consejo Particular, se autoriza la elaboración digital de la tesis titulada:

Parasitismo natural de hongos nematófagos en *Meloidogyne* spp. en cultivo de jitomate.

Correspondiente a la Licenciatura en Ingeniería Agrohidráulica.

Sin otro particular por el momento me despido de Usted.

"Pensar bien, para vivir mejor"
San Juan Acateno, Teziutlán, Pue., a 05 de Diciembre de 2025.

M.C. Pablo Zaldívar Martínez
Director de la Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias




C.c.p. - Archivo y Minutario
MC PZM/mlsm

Feedback Studio - Google Chrome
ev.turnitin.com/app/carta/es/?o=2823363898&u=1131086844&lang=es

turnitin 1 de 4: Cesar Santiago Moreno Tesis- Nema Descargar Detalles

Similitud 12% Marcas de alerta Escritura con IA

 **FACULTAD DE CIENCIAS AGRICOLAS Y PECUARIAS**

PARASITISMO NATURAL DE HONGOS NEMATOFAGOS EN *Meloidogyne* spp. EN CULTIVO DE JITOMATE

TESIS PROFESIONAL

PARA OBTENER EL TÍTULO DE

LICENCIADO EN INGENIERÍA AGROHIDRÁULICA

PRESENTA

CÉSAR ADRIEL SANTIAGO MORENO

Página 1 de 55 11156 palabras 176%

Filtros

12% Similitud estándar
49 bloques de texto coincidente

Comparar las entregas con ⓘ
Seleccionar al menos un tipo de fuente para comprobar la similitud.

- Base de datos de estudiantes
Heredado de Configuración de Ejercicios
- Contenido de Internet
- Periódicos, revistas y publicaciones

Filtros de exclusión ⓘ

- Excluir bibliografía
- Excluir citas textuales
- Excluir texto citado
- Excluir coincidencias pequeñas
Ver a Configuración para activar Windows.

Establecer el umbral de exclusión de coincidencias
01:12 p.m.
21/11/2025