

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA



Identificación de Nematodos Fitoparásitos en el Cultivo de Caña de Azúcar
Saccharum officinarum L., y Evaluación *In Vitro* de Extractos Vegetales como
Alternativa de Control Biorracional

Por:

JAVIER MARTÍNEZ TORRES

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Saltillo, Coahuila, México.

Junio de 2025

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA

Identificación de Nematodos Fitoparásitos en el Cultivo de Caña de Azúcar
Saccharum officinarum L., y Evaluación *In Vitro* de Extractos Vegetales como
Alternativa de Control Biorracional

Por:

JAVIER MARTÍNEZ TORRES

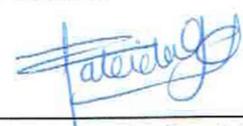
TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

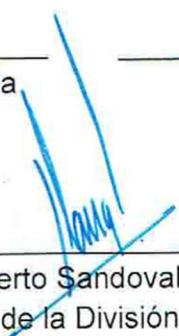
Aprobada por el Comité de Asesoría

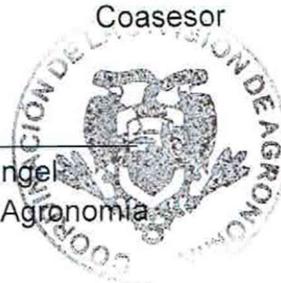

Dr. Agustín Hernández Juárez
Asesor Principal


Dra. Fabiola Garrido Cruz
Asesor Principal Externo


Dra. Ma. Elizabeth Galindo Cepeda
Coasesor


Dr. Juan Mayo Hernández
Coasesor


Dr. Alberto Sandoval Rangel
Coordinador de la División de Agronomía



Saltillo, Coahuila, México.

Junio de 2025

Declaración de no plagio

El autor quién es el responsable directo, jura bajo protesta decir verdad que no se incurrió en plagio o conductas académicas incorrectas en los siguientes aspectos:

Reproducción de fragmentos o textos sin citar la fuente o autores originales (copiar y pegar); reproducir un texto propio publicado anteriormente sin hacer referencias al documento original (auto plagio); comprar, robar o pedir prestados datos o la tesis para presentarla como propia para veneficio propio; omitir referencias bibliográficas o citar textualmente sin usar comillas; utilizando ideas o razonamientos de un autor sin citarlos; utilizar material digital como imágenes, videos, ilustraciones, graficas, mapas o datos sin citar al autor original o fuentes, así mismo tengo conocimiento de que cualquier uso distinto de estos materiales como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por las autoridades correspondientes.

Por todo lo anterior me responsabilizo de las consecuencias de cualquier tipo de plagio en caso de existir y declaro que este trabajo es original.

Pasante



Javier Martínez Torres

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a Dios por permitirme llegar hasta aquí, y por todo lo que me ha brindado a lo largo de este camino. A mis padres María Torres y Juan Martínez, a mis hermanos Nery, German y Ceci, por brindarme su apoyo incondicional, y quienes me enseñaron el valor del trabajo, la dedicación y el compromiso. Este logro es también de ustedes, y deseo que lo reciban con el mismo orgullo y amor que les tengo.

A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, mi alma máter, por haberme formado no solo como profesionista, sino también como ser humano comprometido con la ciencia, el campo y la sociedad. Siempre llevaré conmigo la gratitud por haberme abierto las puertas, y el orgullo de formar parte de la mejor escuela de Agronomía.

En especial a mi gran mentora y amiga la Dra. Fabiola Garrido, quien ha creído en mí y apoyado desde el principio, y quien me compartió su pasión y dedicación por la Nematología. Espero sigamos trabajando juntos y seguir poniendo en alto todas sus enseñanzas.

A mis asesores, al Dr. Agustín Juárez, la Dra. Fabiola Garrido, la Dra. Ma. Elizabeth Galindo, y al Dr. Juan Mayo, gracias por su orientación y paciencia en este proceso.

Extiendo mi agradecimiento a todos mis maestros que a lo largo de la carrera, no solo me compartieron sus conocimientos, sino también parte de su gran vocación: a la Dra. Felipa Morales, La Dra. Daniela Alvarado, la Dra. Yolanda Rodríguez, La Dra. Miriam Sánchez, al Dr. Gallegos. De cada uno de ustedes me llevo un recuerdo muy especial, y con cada uno espero haber dejado también un grato recuerdo.

A mis amigos los “Puebla”: Joss López, Paty López y Lalito López, quienes han sido como una segunda familia para mí. A Conce, con quien compartí grandes momentos a lo largo de esta aventura. Y a todos mis amigos y compañeros de la generación CXXXVII, quienes de alguna o mil maneras, hicieron que la universidad se convirtiera en un segundo hogar lleno de aprendizajes, amistad y memorias que guardaré con afecto.

ÍNDICE DE CONTENIDO

	Pág.
AGRADECIMIENTOS	iii
ÍNDICE DE CUADROS	vi
ÍNDICE DE FIGURAS	vii
RESUMEN	viii
INTRODUCCIÓN	1
Justificación	3
Objetivo	3
Hipótesis	3
REVISIÓN DE LITERATURA	4
Origen	4
Importancia y Distribución	5
Características Botánicas de la caña	6
Clasificación Taxonómica	8
Ciclo Biológico de la Caña de azúcar	8
Germinación y emergencia	8
Amacollamiento	9
Rápido crecimiento	9
Maduración	9
Principales plagas y enfermedades en el cultivo de caña de azúcar	10
Insectos plaga	10
Enfermedades	11
Nemátodos Fitopatógenos	12
Nemátodos asociados a la caña de Azúcar	13
Control de nematodos fitoparásitos	16
Control Químico	16
Control Cultural	16
Control Biológico	17
Control Biorracional	17

Extractos vegetales	18
MATERIALES Y MÉTODOS	20
Obtención de muestras	20
Extracción de nematodos	21
Identificación de nematodos	23
Preparación de Extractos.....	23
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	28
Identificación de nematodos	28
Evaluación <i>In Vitro</i> De Extractos.....	35
CONCLUSIONES	43
LITERATURA CITADA.....	44

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Producción mundial de caña de azúcar en 2023.....	5
Cuadro 2. Principales estados productores de caña de azúcar en México en 2023. ..	6
Cuadro 3. Géneros de nematodos reportados en las principales regiones cañeras en el continente Americano.....	15
Cuadro 4. Géneros de nematodos identificados y su frecuencia en el suelo de caña de azúcar.....	28
Cuadro 5. Población inicial y población final de nematodos asociados al cultivo de caña en el tratamiento control.....	35
Cuadro 6. Población inicial, población final, supervivencia y mortalidad de nematodos asociados al cultivo de caña, en el tratamiento con mezquite.....	36
Cuadro 7. Población inicial, población final, supervivencia y mortalidad de nematodos asociados al cultivo de caña en el tratamiento con gobernadora.....	37
Cuadro 8. Población inicial, población final, supervivencia y mortalidad de nematodos asociados al cultivo de caña en el tratamiento con pirul.....	38
Cuadro 9. Población inicial, población final, supervivencia y mortalidad de nematodos asociados al cultivo de caña en el tratamiento con ruda.....	39
Cuadro 10. Media de la población inicial y población final de nematodos asociados al cultivo de caña en cada tratamiento, índice de incremento poblacional y eficiencia de los tratamientos evaluados para el control de nematodos.....	40
Cuadro 11. Media de los tratamientos de la mortalidad de la población de nematodos asociados al cultivo de caña a la aplicación de extractos botánicos.....	41

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Hileras de caña con síntomas de clorosis y disminución del crecimiento. .	20
Figura 2 Extracción de Nematodos a partir de Raíces	22
Figura 3. Desinfección de Material Vegetal	24
Figura 4. Secado de Material Vegetal	24
Figura 5. Obtención de extractos etanólicos.	25
Figura 6. Evaluación de extractos etanólicos en embudos de Baermann.	26
Figura 7. Morfología del nematodo <i>Helicotylenchus</i> sp.	29
Figura 8. Morfología del nematodo <i>Mesocriconema</i> sp.	30
Figura 9. Morfología del nematodo <i>Hemicycliophora</i> sp.	30
Figura 10. Morfología del nematodo <i>Tylenchus</i> sp.	31
Figura 11. Morfología del nematodo del orden Rhabditida.	32
Figura 12. Morfología del nematodo <i>Aphelenchoides</i> sp..	33

RESUMEN

La caña de azúcar *Saccharum officinarum* L. (Poaceae) representa un pilar en la alimentación y economía mexicana. Sin embargo, su rendimiento puede verse afectado por diversos problemas fitosanitarios, entre los que destacan los nematodos fitoparásitos. El objetivo de la presente investigación fue identificar los nematodos en suelo y raíces del cultivo de caña de azúcar en la región de Malinalco, Estado de México y como alternativa de control evaluó la actividad nematicida, mediante ensayos *in vitro*, de extractos vegetales de ruda *Ruta graveolens* L. (Rutaceae), gobernadora *Larrea tridentata* (DC.) Coville, (Zygophyllaceae), pirul *Schinus molle* L. (Anacardiaceae) y mezquite *Prosopis* spp. L. (Caesalpinioideae) asociados al cultivo de caña se reportan los géneros: *Helicotylenchus* spp. Steiner, (Hoplolaimidae), *Mesocriconema* spp. Andrassy (Criconematidae), *Hemicycliophora* spp. de Man (Hemicycliophoridae), y *Tylenchus* spp. Bastian (Tylenchidae) en suelo y *Aphelenchoides* spp. Fischer (Aphelenchoididae) en raíces. Los resultados mostraron que el extracto de *Ruta graveolens* fue significativamente más eficaz, con una mortalidad de 85% en nematodos fitoparásitos, mientras que los demás extractos evaluados mostraron una efectividad menor al 23%. Estos resultados posicionan al extracto etanólico de *Ruta graveolens* como una alternativa biorracional sólida para el control de nematodos fitoparásitos en caña de azúcar.

Palabras Clave: Caña de Azúcar, Nematodos Fitopatógenos, Extractos vegetales.

INTRODUCCIÓN

Pocas materias primas agrícolas reúnen tantas funciones indispensables como la caña de azúcar *Saccharum officinarum* L. (Poaceae): alimento, energía y factor económico (SIAP, 2023). A nivel mundial, la producción de caña ocupa millones de hectáreas, y genera cadenas productivas altamente integradas. Su capacidad de adaptación a climas tropicales y subtropicales ha permitido su expansión en regiones desde Asia hasta América Latina (Santos, 2015).

En México, la industria azucarera mediante la caña representa una de las actividades más relevantes dentro del sector agrícola. Para 2023 los estados que lideraron la producción fueron Veracruz, Jalisco y San Luis Potosí. Veracruz se consolidó como el principal productor a nivel nacional, al aportar el 42.2 % del total generado entre las diez principales entidades productoras (SIAP, 2023). Sin embargo, su desarrollo enfrenta múltiples desafíos, siendo las plagas y enfermedades uno de los principales factores que limitan su producción y rendimiento (FAO, 2021).

Entre los agentes fitopatógenos que afectan a la caña de azúcar, se encuentran los nemátodos fitoparásitos que han cobrado particular importancia en las últimas décadas. Estos organismos habitan principalmente la rizósfera de las plantas, interfiriendo en la absorción de nutrientes y provocando síntomas que afectan directamente su desarrollo y producción (Agrios, 2005 ; Coyne, 2007;).

El uso de nematocidas químicos ha sido una práctica común en el control de estas plagas; sin embargo, su uso excesivo implica riesgos ambientales, daños a organismos benéficos del suelo y posibles efectos negativos en la salud humana. Por ello, se ha generado un creciente interés por alternativas menos agresivas (Chafloque, 2019; Sikora *et al*, 2021).

En la búsqueda de alternativas sostenibles para el manejo de plagas y enfermedades en la agricultura, los extractos vegetales han cobrado relevancia por su efectividad y bajo impacto ambiental (Astudillo *et al.*, 2024; Benítez *et al.*, 2005).

En los últimos años, los extractos vegetales han despertado un creciente interés en la agricultura por su potencial como herramientas naturales para el manejo de plagas y enfermedades. Estos compuestos, obtenidos de distintas partes de las plantas como hojas, tallos, raíces o semillas, contienen metabolitos secundarios con propiedades bioactivas, como flavonoides, alcaloides y terpenos, que pueden interferir en procesos vitales de organismos dañinos. Se han reportado numerosos estudios que demuestran su efectividad tanto en condiciones de laboratorio como en campo, donde han logrado reducir poblaciones de insectos, hongos y nemátodos en distintos cultivos (Steling *et al.*, 2004; Jasso, 2017; Escalante y Mendoza, 2022). Su uso también ha sido explorado como parte de estrategias de manejo integrado, en sustitución o complemento de los productos sintéticos, lo cual representa una ventaja frente a los efectos negativos que algunos pesticidas convencionales tienen sobre la salud humana y el ambiente (Lujan *et al.*, 2010 ;Garrido *et al.*, 2014 ; Cepeda *et al.*, 2018).

Justificación

La caña de azúcar es un cultivo esencial para la economía mexicana, pero su producción se ve afectada por nematodos fitoparásitos que reducen su calidad y rendimiento. En regiones como Malinalco, Estado de México, poco se sabe sobre su presencia, además del uso de nematicidas químicos implica riesgos ambientales. Por ello, es importante identificar los nematodos presentes en el cultivo de caña de azúcar y evaluar alternativa de control, seguras y sostenibles, como los extractos vegetales.

Objetivo

Identificar a nivel de género, los nemátodos fitoparásitos presentes en el cultivo de caña de azúcar *S. officinarum* L., y evaluar el efecto nematicida *in vitro* de los extractos vegetales de ruda *R. graveolens* L., gobernadora *L. tridentata* L., pirul *S. molle* L. y mezquite *Prosopis* spp L.. como alternativa de control biorracional.

Hipótesis

Al menos un extractos vegetal de mezquite, gobernadora, ruda y pirul, tendrán efecto nematicida sobre los nemátodos fitoparásitos presentes en el cultivo de caña de azúcar.

REVISIÓN DE LITERATURA

Origen

La caña de azúcar, conocida con el nombre científico *Saccharum officinarum* L., se considera como un producto agrícola básico en la canasta alimenticia mundial, es por ello que su producción y manejo es de suma importancia tanto para el ámbito social, económico y agroindustrial de cada país (Medina, 2022).

Las especies principales de este cultivo se originaron en regiones del sureste asiático, como Oceanía (Nueva Guinea) y Asia (India y China). Las variedades cultivadas actualmente son híbridos de varias especies (Santos, 2015).

En el continente Americano la introducción de la caña de azúcar tuvo lugar en la primera mitad del siglo XVI, consolidándose como un cultivo estratégico tras la conquista por los Españoles (Aguilar, 2010; Medina, 2022). Las condiciones ambientales que exhibía el territorio permitieron su establecimiento y expansión, convirtiéndose en un recurso fundamental, principalmente para la producción de edulcorantes en forma de azúcar. A lo largo del tiempo la industria azucarera creció de manera sostenida en países como México, Brasil, Colombia y Perú, desempeñando un rol significativo dentro de sus sectores agrícola e industrial (Crespo, 2006).

En México el cultivo de la caña se establece inicialmente en el Estado de Veracruz, y debido a su creciente importancia económica, para el Siglo XVIII ya se producía en varios Estados como Puebla, Michoacán y Morelos, en donde ya se contaba con alrededor de 300 haciendas cañeras (Medina, 2022).

Importancia y Distribución

Para 2023 la producción de caña en México fue de 55,977,193 toneladas, alcanzando un rendimiento promedio de 68 ton/ha (Cuadro 1), posicionando al país dentro de los 10 principales productores a nivel mundial. (FAO, 2023).

Cuadro 1. Producción mundial de caña de azúcar en 2023.

País	Producción (t)	Superficie (ha)	Rendimiento (t/ha)
Brasil	782,585,836	10,065,599	77,749
India	490,533,351	5,885,317	83,349
China	104,565,500	1,301,491	80,343
Tailandia	93,981,770	1,638,400	57,362
Pakistán	87,637,669	1,180,280	74,252
México	55,977,193	815,861	68,611
Indonesia	34,700,000	509,289	68,743
Australia	32,589,391	504,776	98,620
Colombia	32,415,575	375,928	86,228
Estados Unidos de América	29,897,180	376,970	79,309

Fuente: Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO) Statistics, 2023.

Los principales estados productores en 2023 fueron Veracruz, Jalisco y San Luis Potosí (Cuadro 2). Veracruz se posiciona como el principal productor de caña de azúcar con el 42.2% dentro de los 10 principales estados productores, destacándose significativamente sobre el resto de los estados. Esto subraya su papel estratégico en la industria azucarera mexicana (SIAP, 2023).

Cuadro 2. Principales estados productores de caña de azúcar en México en 2023.

No.	Estados	Producción (Ton)
1	Veracruz	21,337,120.12
2	Jalisco	7,216,169.44
3	San Luis Potosí	5,473,602.42
4	Oaxaca	3,376,028.54
5	Chiapas	2,997,056.49
6	Tamaulipas	2,365,224.87
7	Tabasco	2,105,201.56
8	Quintana Roo	1,994,400.85
9	Morelos	1,911,997.15
10	Puebla	1,788,454.41

Fuente: Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), 2023.

Características Botánicas de la caña

La caña de azúcar es una planta perenne perteneciente a la Familia Poaceae. Su morfología se caracteriza por una parte aérea que incluye tallos, hojas e inflorescencias, mientras que su parte subterránea está integrada por raíces y rizomas bien desarrollados. Estas características le permiten adaptarse a diversas condiciones climáticas, especialmente en regiones tropicales y subtropicales. El conocimiento detallado de sus características botánicas es fundamental para comprender su desarrollo y manejo agronómico y el impacto de factores ambientales en su productividad (Marasca *et al*, 2015).

Sistema radicular: conforma el sistema de anclaje de la planta y el medio por el cual se obtienen los nutrientes y agua del suelo. Este sistema está compuesto por raíces primordiales y raíces permanentes (Estévez *et al.*, 1986; López, 2015).

Raíz primordial: son raíces que se originan a partir de los primordios ubicados en el anillo de crecimiento de la caña que se ha sembrado. Estas raíces son delgadas y

ramificadas, y su ciclo de vida se extiende hasta la aparición de las raíces de los nuevos brotes (Estévez *et al.*, 1986; López, 2015).

Raíces permanentes: se originan en los anillos de crecimiento radical de los nuevos brotes. Son numerosas, gruesas y crecen rápidamente conforme la planta se desarrolla. Estas raíces se clasifican en: absorbentes o superficiales, de anclaje y profundas. Las raíces superficiales predominan en los primeros 60 cm de suelo y pueden extenderse hasta 2 m horizontalmente. Aunque las raíces profundas son menos comunes, Paz-Vergara *et al.* (1980) reportaron que el 85% del sistema radicular se concentra en los primeros 60 cm, independientemente de la variedad o la edad de la planta. (Estévez *et al.*, 1986; López, 2015)

Tallo: se caracteriza por no presentar ramificaciones y tener una sección transversal aproximadamente circular, segmentado y compuesto por nudos y entrenudos. Su color varía según la variedad, pudiendo ser verde, amarillo, rojizo o morado. La longitud de los entrenudos es mayor en la parte superior de la planta y menor en la base (se encuentran a intervalos de 15 a 25 cm). En los nudos se encuentran las yemas, que pueden dar origen a nuevos brotes en condiciones adecuadas (Marasca *et al.*, 2015).

Hojas: las hojas son alternas y están formadas por una vaina envolvente y una lámina foliar larga y delgada. La vaina rodea el tallo y protege los nudos, mientras que la lámina foliar es la principal estructura fotosintética. La base de la lámina presenta una lígula membranosa y aurículas laterales. (Estévez *et al.*, 1986; Marasca *et al.*, 2015).

Inflorescencia: la caña de azúcar produce inflorescencias en forma de espiga, compuestas por espiguillas con flores bisexuales. Sin embargo, la floración no es deseable en cultivos comerciales, ya que reduce la acumulación de sacarosa en el tallo. La floración se ve favorecida por temperaturas bajas y días cortos, factores que pueden inducir el cambio del meristema apical de vegetativo a reproductivo (Estévez *et al.*, 1986; Rivera, 2008).

Fruto: cada flor está rodeada de pubescencias largas que le dan a la inflorescencia un aspecto sedoso. En cada ovario hay un óvulo el cual, una vez fertilizado, da origen

al fruto o cariósido. Por lo tanto, lo que comúnmente se conoce como semilla es una cariósido. El fruto es de forma ovalada de 0.5 mm de ancho y 1.5 mm de largo aproximadamente (Estévez et al., 1986).

Clasificación Taxonómica

CONADESUCA (2015) reporta la siguiente clasificación para la caña de azúcar:

Reino - - - - - Plantae

División - - - - - Magnoliophyta

Clase - - - - - Liliopsida

Orden - - - - - Poales

Familia - - - - - Poaceae

Tribu - - - - - Andropogoneae

Género - - - - - *Saccharum*

Especie - - - - - *S. officinarum* L.

Ciclo Biológico de la Caña de azúcar

El cultivo de la caña de azúcar tiene una duración variable, de acuerdo con la variedad sembrada y al clima en el que se ubique, sin embargo de la siembra a la cosecha se tiene una duración media de 14 a 17 meses (CONADESUCA, 2015). En este periodo el cultivo pasa por las siguientes cuatro etapas:

Germinación y emergencia

La germinación y emergencia en la caña de azúcar es el proceso en el que los órganos primordios latentes en la yema del esqueje pasan al estado activo de crecimiento,

iniciando entre 7 y 10 días después de la siembra y prolongándose hasta los 35 días. Las temperaturas óptimas para la germinación oscilan entre 24 y 37°C, con buena humedad en el suelo (CONADESUCA, 2015).

Amacollamiento

El amacollamiento es el proceso de ramificación en la caña, el cual comienza entre los 35 a 40 días después de la siembra, cuando brotan varios tallos a partir de las articulaciones nodales en la base de los tallos primarios. Este proceso depende de factores como la variedad, alta intensidad luminosa, temperaturas cercanas a los 30°C, buena humedad en el suelo y un nivel adecuado de nitrógeno. Los macollos tempranos contribuyen a tallos más gruesos y pesados, mientras que los tardíos suelen morir o quedarse inmaduros. El número máximo de macollos se alcanza entre los 90 y 120 días, y a los 150-180 días, el 50% muere, estabilizándose su cantidad. (CONADESUCA, 2015) (Diola y Santos 2010, citado por Marasca *et al.*, 2015).

Rápido crecimiento

En esta etapa la caña crece y se alarga rápidamente, experimentando una gran acumulación de materia seca, mientras la planta alcanza su mayor desarrollo en cuanto a área foliar. La duración de esta fase depende de factores como la variedad, la temperatura y la humedad. En términos generales, comienza alrededor de los 120 días después de la siembra y hasta los 180 días, se establece la población de tallos, con solo el 40 a 50% de los hijuelos. Durante esta fase, el cultivo necesita temperaturas superiores a los 30°C, disponibilidad de nutrientes y una adecuada humedad (CONADESUCA, 2015).

Maduración

Durante esta fase, se produce la síntesis y acumulación de sacarosa en los tallos, comenzando desde la base de la planta hasta su extremo superior (ápice). Este proceso de maduración dura entre 2 y 3 meses. Los factores que favorecen el almacenamiento de sacarosa son aquellos que limitan el crecimiento de la planta, como las noches frescas (temperaturas de 18°C), días calurosos y secos (CONADESUCA, 2015; Marasca *et al.*, 2015).

Principales plagas y enfermedades en el cultivo de caña de azúcar

A nivel mundial se reportan poco más de 1000 especies de insectos perjudiciales y más de 200 patógenos que atacan a la caña de azúcar (Mendoza y Garcés, 2013). Las plagas y enfermedades son uno de los principales problemas para el desarrollo de la planta, y por ende para la rentabilidad de este, reportando una reducción de hasta un 20 a 40 % del rendimiento causado solamente por enfermedades fúngicas (Ménez *et al.*, 2025), mientras que insectos barrenadores provocan entre un 15% a 28% de pérdidas para los productores de este cultivo (Vejar, 2010).

Insectos plaga

En el continente Americano se considera a los insectos “barrenadores del tallo” como la principal plaga en el cultivo de caña de azúcar, debido al daño directo que ocasionan en las cañas (Vargas *et al.*, 2023). Entre los géneros más comunes se encuentran *Diatraea* spp. F. (Crambidae), *Eoreuma* spp. Dyar. (Crambidae) y *Elasmopalpus* spp. Zeller (Pyralidae), los cuales durante la fase larval penetran los tejidos de los tallos jóvenes causando la muerte de la yema apical, en las cañas adultas se alimentan de los haces vasculares, interrumpiendo el flujo normal de agua y nutrientes de la planta, provocando una reducción del volumen de la caña, y hasta un secado parcial o total de esta (Mendoza *et al.*, 2012).

El complejo de las larvas conocidas comúnmente como “gallina ciega” (insectos del Orden Coleoptera), y las cuales se conforman por los géneros *Phyllophaga* spp. Harris. (Melolonthidae), *Cyclocephala* spp. Dejean (Melolonthidae) y *Paranomala* spp. Casey (Melolonthidae) representan una importante amenaza a la caña de azúcar, ya que estos se alimentan de las raíces, debilitando el sistema radical, reduciendo el desarrollo vegetativo de la planta (Cortez *et al.*, 2021).

El salivazo o mosca pinta *Aeneolamia* spp. Fennah. (Cercopidae) es otra plaga de relevancia que debilita la planta, en el cual las ninfas se adhieren y dañan a las raíces de la planta, mientras que los adultos succionan la savia del xilema, provocando manchas cloróticas en el follaje y afectando el crecimiento del cultivo. Este insecto

puede generar pérdidas de hasta un 60 % de la producción, cuando las poblaciones son elevadas (Guevara y Inungaray, 2015).

Enfermedades

Las patógenos virales constituyen los problemas más importantes para la caña de azúcar, aunque en un menor porcentaje de incidencia respecto a otros fitopatógenos (Guzmán *et al*, 2016). Uno de los virus de mayor impacto, es el Virus del mosaico de la caña de azúcar (ScMV), el cual se caracteriza por provocar manchas cloróticas irregulares en hojas jóvenes, reducción del crecimiento y disminución del contenido de sacarosa. En México el virus fue reportado por primera vez en 1929 en el Estado de Veracruz (CONADESUCA, 2015).

El síndrome de la hoja amarilla (por sus siglas en inglés: *Yellow Leaf Syndrome*, YLS), es provocado por un Luteovirus, el cual genera el amarillamiento progresivo del follaje, debilitando la planta de caña y afectando finalmente su rendimiento. Esta enfermedad es particularmente grave en regiones con condiciones ambientales con temperaturas entre 25° a 30°, y con alta humedad (Aday *et al*, 2012; Lagunes, 2016).

Las enfermedades bacterianas representan una amenaza considerable para su desarrollo y rendimiento. Entre estas, la escaldadura foliar, la cual es ocasionada por la bacteria *Xanthomonas albilineans* Dowson (Xanthomonadaceae), es muy perjudicial, ya que, se caracteriza por la aparición de líneas cloróticas de color amarillo pálido en las hojas, que con el tiempo se necrosan. En algunos casos puede generar pérdidas de hasta el 90% o incluso más en la productividad del cultivo, lo que hace que sea un factor de suma importancia para los productores (López, 2018)

El raquitismo de las socas, provocado por la bacteria *Leifsonia xyli* subsp. *Xyli* Evtushenko (Microbacteriaceae) puede afectar seriamente el crecimiento de las cañas de azúcar (Lagunes, 2016). Las plantas enfermas suelen mostrar un desarrollo más lento, con tallos visiblemente más cortos y delgados, además de un follaje poco desarrollado. Esta enfermedad se disemina principalmente por el uso de herramientas

de corte contaminadas, así como por la siembra de material vegetal ya infectado (Funes *et al.*, 2012)

Las enfermedades fúngicas representan uno de los principales retos para el cultivo de caña, ya que afectan a las plantas de manera significativa. Entre estas, la roya común *Puccinia melanocephala* Sydow (Pucciniaceae) y la roya naranja *Puccinia kuehnii* Butler (Pucciniaceae) son dos enfermedades que afectan principalmente el follaje, ambas presentan síntomas que inician con pequeñas lesiones alargadas que se rodean con un halo amarillento-verdoso (Bermúdez *et al.*, 2015). Conforme la infección avanza, estas manchas se transforman en pústulas, que son pequeñas áreas necróticas capaces de romper la epidermis de las hojas, dándoles una textura áspera al tacto. Las pústulas, a su vez, liberan esporas de tonalidades que van del naranja al marrón, lo que disminuye la capacidad fotosintética de la planta y limita su crecimiento, repercutiendo directamente en el rendimiento del cultivo (Infante *et al.*, 2009).

El carbón de la caña de azúcar, causado por el hongo *Ustilago scitaminea* Sydow (Ustilaginaceae), es una enfermedad que se caracteriza por la formación de una estructura alargada, conocida como "látigo", que brota del ápice del tallo (Martínez, 2018). Este "látigo" está cubierto por una masa de esporas negras que al liberarse pueden ser dispersadas por el viento. La infección ocurre principalmente en las yemas jóvenes de la planta, donde el hongo penetra y permanece latente hasta que la yema se desarrolla, afectando el crecimiento y reduciendo significativamente el rendimiento del cultivo (Martínez, 2018; Lagunes, 2016).

Nemátodos Fitopatógenos

Los nematodos parásitos de plantas son organismos pluricelulares, pseudocelomados, generalmente vermiformes, poseen estilete, y pertenecen al Orden taxonómico Tylenchidae. Los cuales al alimentarse causan alteraciones morfológicas de las células o tejidos de la planta (Siddiqi, 2000; Cid del Prado, 2021). Habitan en las películas de agua del suelo, raíces y/o partes aéreas de las plantas. Su actividad no solo debilita a las plantas huésped, sino que también facilita la entrada de otros patógenos, lo que

puede incrementar el daño en numerosos cultivos agrícolas (Piedra, 2015; Cepeda, 2016).

De acuerdo a su hábito alimenticio los nematodos se clasifican en ecto, endo y ecto-endoparásitos, cada uno de estos grupos puede presentar hábitos migratorios, trasladándose activamente dentro o fuera de los tejidos, o hábitos sésiles, permaneciendo fijos en un sitio de alimentación (Siddiqi, 2000).

Los nematodos fitopatógenos pueden causar una amplia gama de síntomas en las plantas. En las partes aéreas, algunos géneros inducen deformaciones como agallas en hojas o semillas, necrosis en inflorescencias y en tallos, así también alteraciones como franjas, clorosis o crecimiento desorganizado (Coyne, 2007).

En el caso de los nematodos que se desarrollan en raíces, los efectos suelen reflejarse en el desarrollo general de la planta. Es frecuente observar marchitamiento, crecimiento reducido. En las raíces directamente se presentan daños como lesiones, deformaciones (agallas) y crecimiento reducido (Agrios, 2005 ; Coyne, 2007;).

Nemátodos asociados a la caña de Azúcar

Los nematodos representan una inquietud significativa para los agricultores de caña de azúcar en todo el mundo debido a su capacidad para dañar las raíces de las plantas, lo que puede afectar negativamente la calidad y el rendimiento de las cosechas (Cid del Prado, 2021). En diferentes regiones productoras de caña de azúcar, se han identificado una variedad de géneros de nematodos asociados con este cultivo.

De acuerdo con Perichi *et al.* (2002) se ha reportado la presencia de una diversidad significativa de nematodos en muestras de suelo y raíces provenientes de las principales regiones cañeras de la región en Venezuela. Identificando un total de 21 géneros de nematodos ,entre los cuales predominaron los géneros *Tylenchorhynchus* spp. Cobb (Telotylenchidae), *Helicotylenchus* spp. Steiner (Hoplolaimidae), *Meloidogyne* spp. Goeldi (*Meloidogynidae*), *Paratylenchus* spp Micoletzky (Paratylenchidae). y *Paratrichodorus* spp Siddiqi (Trichodoridae). El estudio también reveló la presencia de 18 especies de nematodos fitoparásitos, que incluyen

Aorolaimus macbethi Hirschmann y Sasser (Tylenchidae), *Criconema mutabile* Raski (Criconematidae), *Helicotylenchus concavus* Sher (Hoplolaimidae), *Helicotylenchus crenacauda* Sher (Hoplolaimidae), *Helicotylenchus dihystra* Cobb (Hoplolaimidae), *Helicotylenchus truncatus* Sher (Hoplolaimidae), *Hemicriconemoides communis* Siddiqi (Criconematidae), *Meloidogyne incógnita* Chitwood (Meloidogynidae), *Mesocriconema onoense* Geraert (Criconematidae), *Mesocriconema sphaerocephalum* Loof y De Grisse (Criconematidae), *Paratrichodorus minor* Siddiqi (Trichodoridae), *Paratylenchus nawadus* Tarjan (Paratylenchidae), *Pratylenchus thornei* Sher (Pratylenchidae), *Pratylenchus zae* Graham (Pratylenchidae), *Rotylenchulus reniformis* Lynford (Hoplolaimidae), *Tylenchorhynchus annulatus* Cobb (Telotylenchidae), *Tylenchorhynchus capitatus* Allen (Telotylenchidae) y *Xiphinema brevicolle* Lordello y Costa (Longidoridae) (Perichi *et al.*, 2002).

En un estudio realizado en Cuba por Rodríguez y Sánchez (2002), se analizó la presencia de nematodos fitoparásitos en plantas de caña de azúcar, tanto en plantas sanas como en aquellas con síntomas de YLS. El estudio reveló la presencia de ocho géneros de nematodos asociados a la rizosfera del cultivo. Los géneros identificados en ambas condiciones fueron *Pratylenchus spp* Filipjev (Pratylenchidae), *Helicotylenchus spp.* Steiner (Hoplolaimidae), *Xiphinema spp* Cobb Longidoridae, *Criconemoides spp.* Taylor (Criconematidae), *Meloidogyne incógnita*. C., *Meloidogyne javanica* Chitwood (Meloidogynidae), *Trichodorus spp.* Cobb (Trichodoridae), *Trophurus spp.* Siddiqi (Trichodoridae).

El género *Pratylenchus spp.* se destaca en muchos de los estudios realizados sobre la nematofauna asociada con el cultivo de caña. Con base en varios autores, *Helicotylenchus spp.*, *Pratylenchus spp.* y *Trichodorus spp.* son los géneros de mayor dispersión en las plantaciones de caña de azúcar a nivel mundial (Peña *et al.*, 2018). En Brasil, se observa el predominio de *Pratylenchus spp.* y *Meloidogyne spp.* (Severino *et al.*, 2010), mientras que en diversas zonas de Australia aparecen ampliamente distribuidas especies de *Pratylenchus spp.*, *Meloidogyne spp.* y *Helicotylenchus spp.* (Blair *et al.*, 1999, como se citó en Peña *et al.*, 2018).

De acuerdo con Montes (2000), en México los nemátodos fitoparásitos reportados en las áreas cañeras son *Criconemella caballeroi* Cid del Prado Vera y Subbotin (Criconematidae), en Morelos, *Paratylenchus spp.* en Tabasco, y *Pratylenchus spp.* en varios estados como Veracruz, Sinaloa, Tabasco, Chiapas y Michoacán. Así también, *Criconema spp.* se encuentra presente en Veracruz, Morelos, Sinaloa, Tamaulipas, Michoacán y Chiapas.

Desgarenes *et al.* (2011) reportan en el Estado de Veracruz, nueve géneros de nemátodos asociados a la rizósfera del cultivo de caña, entre los que se encuentran: *Helicotylenchus spp.*, *Criconemoides spp.*, *Xiphinema spp.*, *Tylenchus spp.*, *Acrobeles spp.* Linstow (Cephalobidae), *Cruznema spp.* Travassos y Kloss (Rhabditidae), *Aphelenchus spp.* Bastian (Aphelenchidae), *Aporcelaimellus spp.* Heyns (Dorylaimidae) y *Thornenema spp.* Andrásy (Qudsianematidae).

Entre los géneros de nemátodos más comúnmente reportados en estudios relacionados con el cultivo de la caña de azúcar se observan en el cuadro 3.

Cuadro 3. Géneros de nematodos reportados en las principales regiones cañeras en el continente Americano.

1. <i>Pratylenchus spp.</i>	12. <i>Longidorus spp.</i>
2. <i>Helicotylenchus spp.</i>	13. <i>Trichodorus spp.</i>
3. <i>Meloidogyne spp.</i>	14. <i>Trophurus spp.</i>
4. <i>Paratylenchus spp.</i>	15. <i>Criconemella spp.</i>
5. <i>Paratrichodorus spp.</i>	16. <i>Acrobeles spp.</i>
6. <i>Aorolaimus spp.</i>	17. <i>Cruznema spp.</i>
7. <i>Criconema spp.</i>	18. <i>Aphelenchus spp.</i>
8. <i>Hemicriconemoides spp.</i>	19. <i>Aporcelaimellus spp.</i>
9. <i>Mesocriconema spp.</i>	20. <i>Thornenema spp.</i>
10. <i>Rotylenchulus spp.</i>	21. <i>Xiphinema spp.</i>
11. <i>Tylenchorhynchus spp.</i>	22. <i>Criconemoides spp.</i>

Control de nematodos fitoparásitos

El control de nematodos fitoparásitos es un tema esencial en la agricultura debido al impacto que estos organismos ejercen sobre el rendimiento y la sanidad de varios cultivos de importancia económica, y dado el efecto progresivo ocasionado por nematodos, el cual puede generar pérdidas significativas si no se interviene a tiempo. Ante esto se han diseñado distintas formas de manejo que más allá de eliminar por completo a los nematodos, buscan las mejores maneras de mantener sus poblaciones en niveles que no representen un riesgo económico (Aballay y Flores, 2000).

Control Químico

El uso de nematicidas representa una herramienta común en el manejo de nematodos fitoparásitos, especialmente en cultivos comerciales donde la presión de estos organismos puede comprometer drásticamente la producción. Entre los compuestos más empleados se encuentran el bromuro de metilo, metam sodio, oxamyl y organofosforados como el ingrediente activo fenamifos, los cuales han mostrado eficacia en la reducción de poblaciones en etapas críticas del desarrollo del cultivo (Chafloque, 2019). A pesar de su efectividad, el uso de estos productos conlleva ciertos riesgos que deben ser considerados. Por ejemplo provocar impactos negativos sobre el ambiente y organismos benéficos del suelo, además de representar un riesgo para la salud humana si no se aplican con las medidas adecuadas (Trujillo *et al.*, 2022). Asimismo, el uso repetido puede favorecer la aparición de cepas resistentes, lo que reduce su eficacia con el tiempo. (Sikora *et al*, 2021)

Control Cultural

Entre las prácticas más accesibles y sostenibles para los productores se encuentra primeramente el manejo cultural. Esta categoría agrupa un conjunto de técnicas que modifican el entorno en el que se desarrolla la plaga, de manera que se vuelve menos favorable para su desarrollo. La rotación de cultivos con especies no hospedantes, la incorporación de enmiendas orgánicas con residuos vegetales de Brassicaceas, selección de fechas de siembra estratégicas son ejemplos de este. Además, estas prácticas tienden a mejorar la salud general del suelo, lo cual, de manera indirecta,

fortalece a las plantas frente a los ataques de nematodos (Pérez y Vázquez, 2004; Pérez *et al*, 2019).

Control Biológico

Una de las alternativas que ha cobrado fuerza en los últimos años es el control biológico. Una estrategia que consiste en aprovechar microorganismos que de manera natural, limitan la reproducción o supervivencia de los nematodos. Algunos hongos como *Pochonia chlamydosporia* Zare y Gams (Clavicipitaceae) o *Purpureocillium lilacinum* Luangsaard (Ophiocordycipitaceae) actúan infectando los huevos o las fases juveniles de ciertos géneros de nematodos. También se han empleado bacterias como *Bacillus spp* Cohn (Bacillaceae), *Pseudomonas* Migula (Pseudomonadaceae) *Pasteuria penetrans* Sayre y Starr (Pasteuriaceae), las cuales afectan el desarrollo normal de los nematodos. Aunque sus resultados son variables y dependen en gran medida del ambiente, estos métodos ofrecen una alternativa amigable frente a los productos químicos convencionales (Franco *et al*, 2012; Quevedo *et al*, 2022; Vera *et al*, 2024).

Control Biorracional

El control biorracional se basa en el uso de productos naturales, como extractos vegetales, aceites esenciales o metabolitos secundarios, que actúan como repelentes o nematicidas selectivos. Esta estrategia combina principios del control biológico y químico, pero prioriza alternativas de menor impacto ambiental (Jiménez, 2010; Cepeda *et al.*, 2020;). Plantas como el nogal (*Carya illinoensis* K.), ruda (*R. graveolens*) y gobernadora (*L. tridentata*) han sido estudiadas por su efecto sobre diversos nematodos fitopatógenos. Aunque su eficacia puede variar entre especies y condiciones, estos productos presentan la ventaja de ser menos agresivos con el ambiente y de no dejar residuos peligrosos (Lujan *et al.*, 2010; Garrido *et al.*, 2014 ; Cepeda *et al.*, 2018).

Extractos vegetales

El interés por los extractos vegetales ha ido en aumento debido a su aplicación en distintas áreas. En la agricultura se emplean como una alternativa natural para favorecer el crecimiento de las plantas y reducir el impacto de plagas o enfermedades. Su eficacia no solo ha sido estudiada *in vitro*, sino también en campo (Benítez *et al.*, 2005). Además de su utilidad en agricultura, estos compuestos encuentran aplicaciones en la medicina, la conservación de alimentos y otras industrias que valoran sus propiedades bioactivas (Astudillo *et al.*, 2024).

El extracto de ruda (*R. graveolens*) ha mostrado ser útil para controlar nematodos como *M. incognita*. En el estudio realizado por Steling *et al.* (2004), se observó que el extracto obtenido de la planta, puede provocar la muerte de larvas juveniles y también reducir la eclosión de huevos de *Meloidogyne*, lo que ayuda a disminuir la población del nematodo.

La planta comúnmente llamada “gobernadora” (*L. tridentata*.) es una planta del semidesierto que contiene compuestos bioactivos como polifenoles y flavonoides (Jasso, 2017), los cuales le otorgan un efecto antimicrobiano. Aunque en algunos estudios se ha probado su acción nematicida en parásitos animales, se ha llevado a cabo su aplicación para el control de plagas vegetales. El extracto ha mostrado capacidad para inhibir ciertos hongos fitopatógenos y ya se ha utilizado ocasionalmente en formulaciones naturales dirigidas al manejo de enfermedades en cultivos. Gracias a su distribución en zonas áridas de México y a sus propiedades activas, representa una opción viable para el desarrollo de productos de bajo impacto ambiental y útiles en la agricultura (Saldívar, 2003).

El extracto obtenido de las hojas de Pirul (*S. molle*) ha mostrado resultados prometedores como alternativa para el control de plagas en cultivos agrícolas. López *et al.* (2017) reportaron que inhibe hasta un 85 % la eclosión de huevos del gusano blanco de la papa *Premnotrypes vorax* Hustache (Curculionidae), y mortalidad en larvas y adultos. Además, su aceite esencial y sus metabolitos como terpenos y flavonoides han mostrado efectos antimicrobianos contra hongos fitopatógenos

(Escalante y Mendoza, 2022). Estos compuestos interfieren en funciones vitales de los organismos objetivo, lo que respalda su uso como alternativa natural en el manejo integrado de plagas y enfermedades en cultivos agrícolas.

El mezquite (*Prosopis* spp) es una planta que ha mostrado tener compuestos naturales con capacidad para detener el crecimiento de microorganismos. En un estudio realizado por Rodríguez *et al.*, (2024), se probó el extracto de sus hojas contra bacterias comunes y se encontró que podía inhibir su desarrollo. Este efecto se relaciona con la presencia de sustancias como fenoles y flavonoides. Núñez (2022) evaluó la actividad del extracto de mezquite contra el nematodo *Haemonchus contortus* Cobb (Trichostrongylidae) (nematodos que afectan ganado), y reportó una inhibición cercana al 100 % tanto en la eclosión de huevos como en la supervivencia de larvas.

MATERIALES Y MÉTODOS

Obtención de muestras

Se obtuvieron muestras de suelo y raíces de plantas de caña que presentaban síntomas de clorosis y retraso del crecimiento, del rancho productor de caña “Las Truchas”, en Malinalco, Estado de México, ubicado a 18°55'43" Norte y 99°29'48" Oeste, a una altitud de 1,600 m s.n.m.

Se realizó un muestreo dirigido en plantas de caña de azúcar, las cuales presentaban síntomas visibles de clorosis y achaparramiento, así como en plantas aparentemente sanas para comparación. Se colectaron 20 submuestras compuestas de suelo y raíces de un perfil de suelo de 15 a 30 cm de profundidad cerca de la base de la planta, para después homogenizar a una muestra de 3kg. Las muestras se colocaron en bolsas de plástico etiquetadas, para su transporte al laboratorio de Nematología de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN) en Saltillo, Coahuila, para su procesamiento.



Figura 1. Hileras de caña con síntomas de clorosis y disminución del crecimiento.

Extracción de nematodos

Para la recuperación de nematodos presentes en el suelo, se aplicaron dos métodos complementarios, ajustados a las condiciones del laboratorio y al objetivo de los procesos. Uno de ellos fue una versión modificada del Método de Embudo de Baermann (Cepeda, 1995), mientras que el otro correspondió al procedimiento de Tamizado-Centrifugado (Hooper, 1986), utilizado por su eficiencia y rapidez.

Para el método de Embudo de Baermann, se tomaron 100 gramos de suelo (sobre un papel filtro amarrado con tela tipo malla plástica) el cual se colocó sobre embudos (véase Figura 8). Se vertieron 200mL de agua, procurando que esta cubriera completamente la capa superior del suelo. Se dejó en reposo por un periodo de 24 a 48 horas, lo cual permite que los nematodos activos se desplacen hacia el fondo. Finalizado este tiempo, el agua contenida en la parte inferior con nematodos se colectó cuidadosamente en frascos de 10 mL para su posterior evaluación al microscopio estereoscópico.

En el Método de Tamizado-Centrifugado, se mezcló bien la muestra de suelo y se retiraron residuos grandes. Se midieron 200 mL de suelo colectado y se mezclaron con 200mL de agua común, tras agitar la suspensión se filtró por tamices de diferentes mallas (20, 60, 100, 200, y 325) para eliminar partículas gruesas. El material retenido se centrifugó con 1g de caolín a 2500 rpm por cinco minutos, se descartó el sobrenadante y el sedimento se mezcló en una solución de sacarosa al 46%, inmediatamente se centrifugó nuevamente y el sobrenadante que contenía los nematodos se enjuagó en un tamiz de 325 mallas, y se recolectó para su análisis.

El método de tamizado-centrifugado también se empleó para la extracción de nematodos a partir de raíces. En el cual se recuperó una muestra de 90g de raíces de caña, las cuales se lavaron cuidadosamente para eliminar los restos de tierra adheridos y se cortaron en fragmentos pequeños de alrededor de 1cm. Estos fragmentos se colocaron en licuadora domestica durante 15 segundos. La suspensión resultante se procesó mediante la metodología normal de tamizado-centrifugado. La

solución final que contenía los nematodos se enjuagó y recolectó para su observación (Figura 2).



Figura 2 Extracción de Nematodos a partir de Raíces

Conteo de nematodos presentes en el suelo

El conteo de nematodos presentes se llevó a cabo utilizando un microscopio estereoscópico. Utilizando 1mL de solución obtenida del proceso de tamizaje sobre una cámara cuadrículada, y con ayuda de un contador manual para precisar el conteo.

El número total de nematodos contados en 100 g de suelo se obtuvo con la siguiente fórmula:

$$N = \left(\frac{(V2 \times N1)}{V1} \right) \times \frac{100}{W} = \text{nematodos en 100g de suelo}$$

Donde:

N1 = Numero de nematodos contados en el V1

V1= Volumen (ml) de la suspensión obtenida del V2

V2= Volumen (ml) de la suspensión final obtenida de la extracción

W= Peso de la muestra analizada

Identificación de nematodos

Para llevar a cabo la identificación de nematodos se realizaron montajes en portaobjetos, usando una gota de solución de Robbins y con un alambre fino en forma de gancho (llamado comúnmente pescador) se fueron colocando individualmente especímenes sobre la gota, se cubrió con cubreobjeto y se procedió a observar en microscopio compuesto. La identificación de los nematodos filiformes se realizó con ayuda de diversas claves taxonómicas y literatura con imágenes de Manzanilla y Marbán (2012).

Preparación de Extractos

La preparación de los extractos vegetales se llevó a cabo en el Laboratorio de Entomología Molecular y Alternativas de Control de Plagas (LEMACP), en el Departamento de Parasitología en la UAAAN, empleando material vegetal (hojas), de ruda (*R. graveolens.*), gobernadora (*L. tridentata*), pirul (*S. molle*) y mezquite (*Prosopis* spp.). Se tomaron como referencia los métodos descritos por Vinueza *et al.* (2008) y Calderón *et al.* (2023), realizando algunas modificaciones con base en los objetivos del experimento.

El material vegetal fresco fue desinfectado utilizando una solución de cloro comercial (50 mL por cada 10 litros de agua), una vez se retiró el exceso de agua del material vegetal, se colocó a secar en estufa de secado a una temperatura de 35 °C durante 4 horas. Una vez seco, se trituró de manera manual hasta obtener una consistencia adecuada para su manejo (Figura 3 y 4).



Figura 3. Desinfección de Material Vegetal



Figura 4. Secado de Material Vegetal

Los extractos etanólicos se obtuvieron pesando 50 gramos de material vegetal seco, los cuales se mezclaron con 500 mL de etanol al 96%. Las mezclas fueron almacenadas en frascos ámbar, en agitación constante, y en ausencia de luz por 7 días. Una vez transcurrido ese tiempo, cada mezcla fue filtrada para eliminar los sólidos vegetales, utilizando papel filtro y mediante empleo de una bomba de vacío de tipo seco (modelo DTC-22 ULVAC). El líquido obtenido se concentró con ayuda de un evaporador rotatorio modelo Yamato R3-301-CW, conectado a un baño María BM500. Este equipo permitió eliminar el exceso de solvente (etanol) mediante la aplicación de

vacío y calentamiento controlado. Al finalizar el proceso, se obtuvieron 50 mL de extracto concentrado por cada especie vegetal (Figura 5).

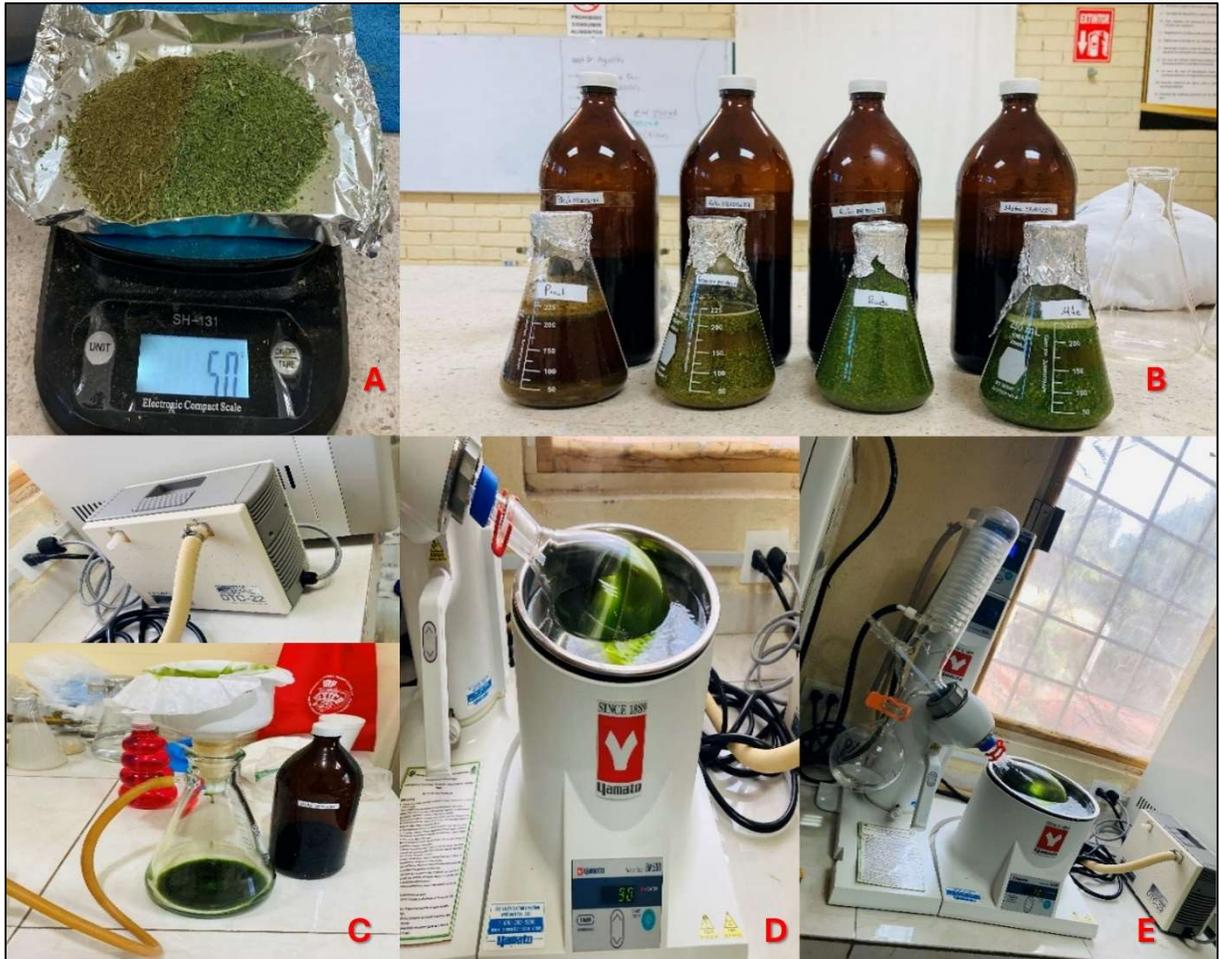


Figura 5. Obtención de extractos etanólicos. A: Pesado del material vegetal. B: Almacenamiento en frascos ámbar. C: Filtración, mediante papel filtro y mediante bomba de vacío tipo seco (modelo DTC-22 ULVAC). D y E: Proceso de rotavaporación.

Para la evaluación de extractos se efectuó directamente en embudos (Figura 6). Se extrajo inicialmente 1 mL del líquido presente en cada embudo, donde se realizó el conteo para establecer la población inicial de nematodos. Posteriormente este mismo

volumen fue devuelto al embudo, y se añadieron 2 mL del extracto correspondiente, asegurando una mezcla homogénea con el medio acuoso ya presente. La evaluación también siguió el protocolo de Quevedo (2015), con adaptaciones al sistema de embudo. A las 24 horas se llevó a cabo un segundo conteo respectivamente para determinar el efecto del tratamiento sobre la población expuesta.



Figura 6. Evaluación de extractos etanólicos en embudos de Baermann.

Diseño Estadístico

Para el análisis de los resultados, se calculó el índice de incremento poblacional utilizando la fórmula propuesta por Seinhorst en 1970, expresada como $I = Pf / Pi$, donde I representa el índice de aumento, Pf corresponde a la población final y Pi a la población inicial. Asimismo, se evaluó la eficacia de los tratamientos aplicando la fórmula de Henderson y Tilton (1955): $E = [1 - (Pfa / Pia) \times (Pib / Pfb)] \times 100$, donde E indica la eficiencia del tratamiento, Pia y Pfa son las poblaciones inicial y final del tratamiento evaluado, mientras que Pib y Pfb corresponden a las poblaciones inicial y final del tratamiento testigo.

El experimento se organizó bajo un diseño completamente al azar, contemplando cuatro tratamientos con cuatro repeticiones cada uno. La unidad experimental fue cada uno de los embudos de Baermann utilizados. Los datos recolectados se sometieron a un análisis de varianza (ANOVA), seguido de una comparación de medias mediante la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) con un nivel de significancia de $P < 0.05$. El procesamiento estadístico se realizó con el software SAS/STAT versión 9.0 (SAS Institute, 2002).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Identificación de nematodos

En las muestras de suelo extraídas del cultivo de caña, y mediante cinco conteos independientes para estimar la densidad de nematodos, se contabilizaron un total de 392 nematodos en 5 mL de la solución obtenida del tamizaje. Los géneros identificados mediante claves taxonómicas e imágenes de Manzanilla y Marbán (2012) fueron: *Helicotylenchus* sp., *Mesocriconema* sp., *Hemicycliophora* sp., *Tylenchus* sp. y nematodos del orden *Rhabditida.*, siendo *Helicotylenchus* sp. el más abundante. La frecuencia relativa de cada uno se presenta en el Cuadro 4.

Cuadro 4. Géneros de nematodos identificados y su frecuencia en el suelo de caña de azúcar.

Género	Frecuencia Relativa (%)
<i>Helicotylenchus</i> sp.	45.0
<i>Mesocriconema</i> sp	20.0
<i>Hemicycliophora</i> sp.	15.0
<i>Tylenchus</i> sp.	5.0
<i>Rhabditis</i> sp.	5.0
Total Identificados	100

Helicotylenchus sp. fue el género más abundante en las muestras analizadas, identificado por su cuerpo vermiforme, con hábito corporal en forma de espiral, región labial alta, redondeada y ligeramente separada, región glandular sobrepuesta dorsoventral al intestino, vulva situada al 54-60% del largo del cuerpo, cola ligeramente cónica con una proyección ventral (Figura 7) (Steiner, 1945).

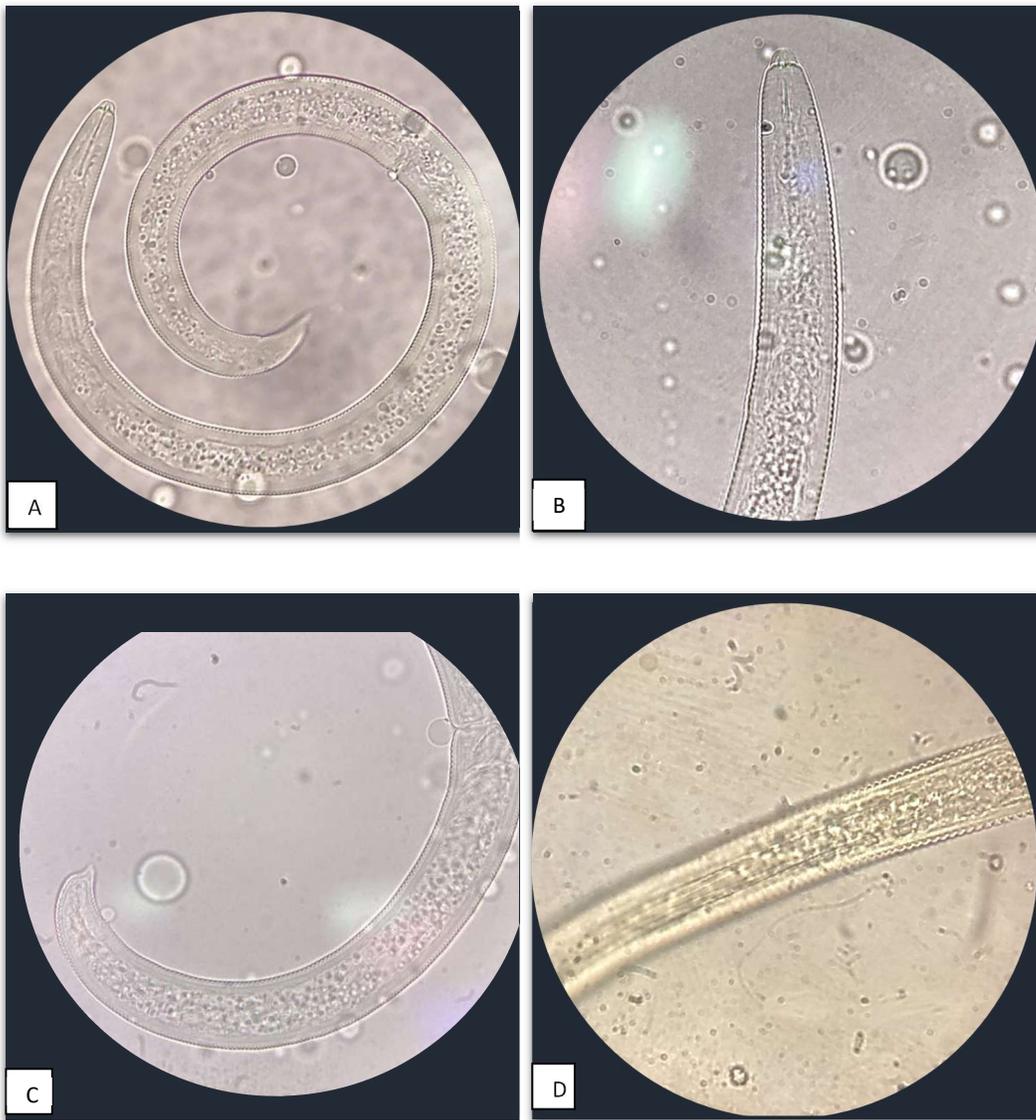


Figura 7. Morfología del nematodo *Helicotylenchus* sp. A: Vista general del cuerpo completo en microscopio compuesto a 40x. B: Detalle de la región labial y cervical, mostrando el estilete y esófago. C: Región caudal, donde se observa la forma de la cola y posición de la vulva. D: Campo lateral con 4 incisuras.

Mesocriconema sp, perteneciente a la familia Criconematidae, se identificó por sus lóbulos submedios separados, vulva abierta y vagina sigmoide, cutícula anillada sin espinas (Figura 8), lo que concuerda con los criterios diagnósticos propuestos por Raski y Luc (1987).

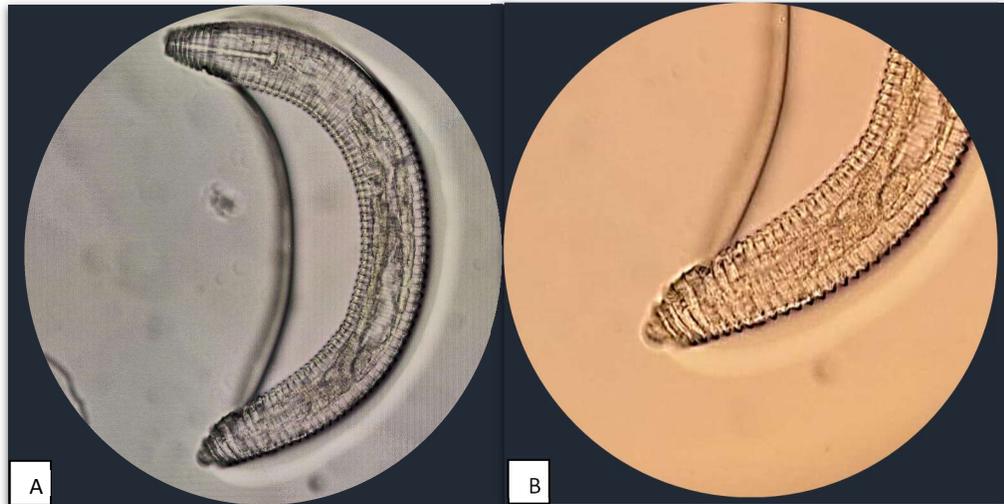


Figura 8. Morfología del nematodo *Mesocriconema* sp. A: Vista general del cuerpo completo en Microscopio a 40x. B: Región caudal, y posición de la vulva abierta.

Hemicycliophora sp, se distinguió por presentar cabeza redondeada, con estilete largo, con nódulos basales dirigidos posteriormente, cutícula con dos capas desprendidas-sueltas, anulación fuerte, cola corta con terminación aguda (Figura 9), aspectos característico según De Man (1921).

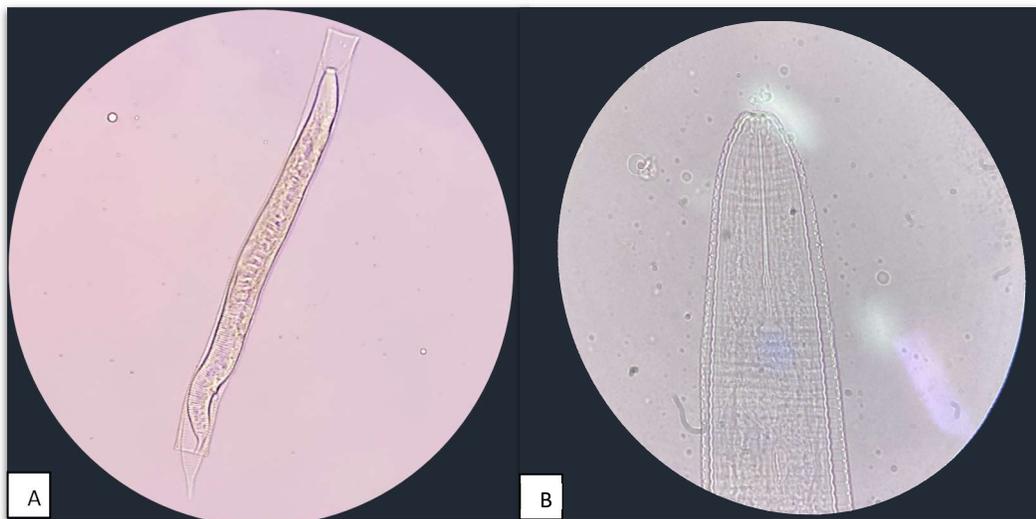


Figura 9. Morfología del nematodo *Hemicycliophora* sp. A: Vista general del cuerpo en Microscopio a 40x. B: Región Labial y cervical.

En el caso de *Tylenchus* spp., su cuerpo vermiforme muy delgado, cabeza alta no separada, estilete delicado sin nódulos basales visibles, bulbo glandular no sobrepuesto al intestino, y cola larga filiforme (Figura 10) fueron determinantes para su identificación, tal como lo señala Bastian (1865), como se citó en Siddiqi (2000).

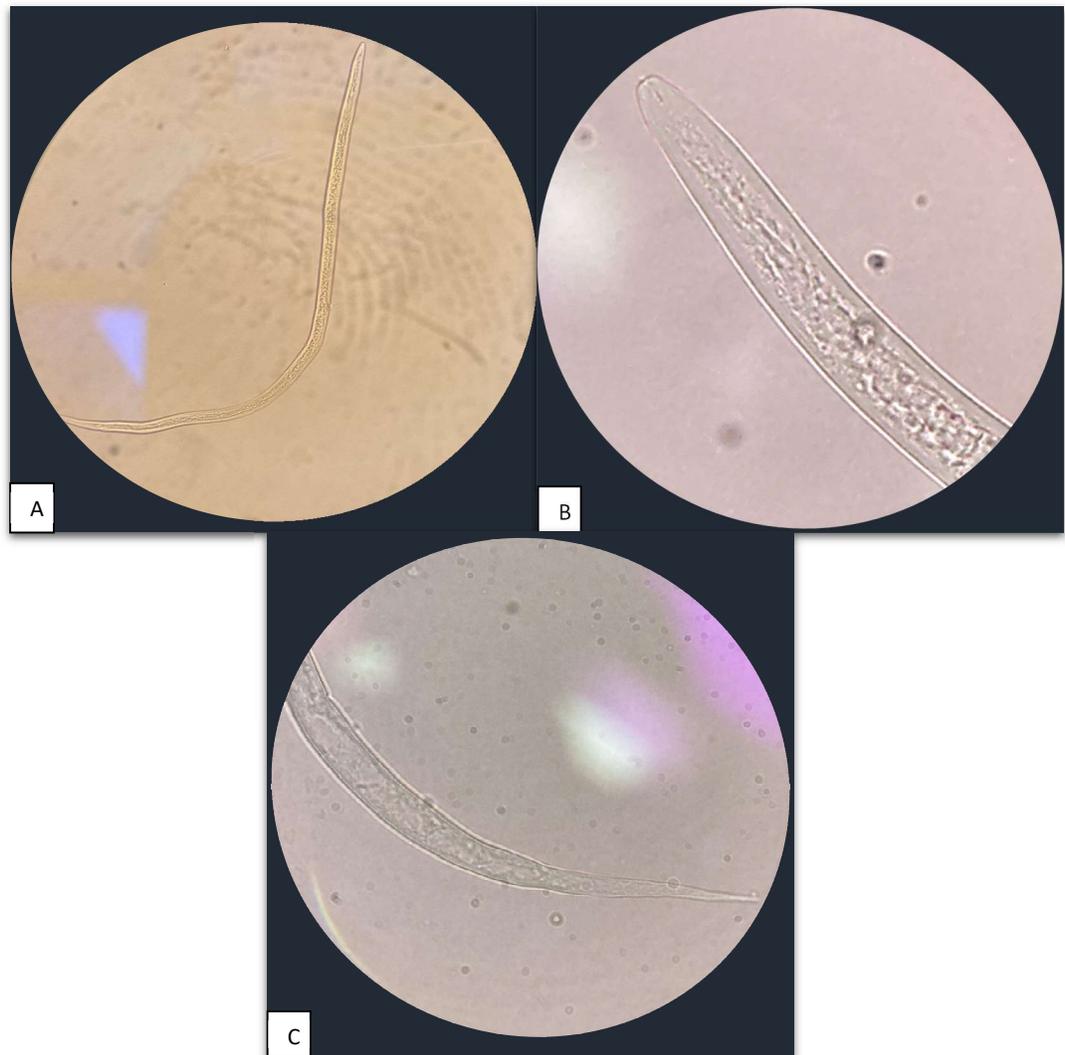


Figura 10. Morfología del nematodo *Tylenchus* sp. A: Vista general del cuerpo en Microscopio a 40x. B: Región labial y cervical. C: Región caudal filiforme

Finalmente se encontraron nematodos del Orden Rhabditida, los cuales de acuerdo con Chitwood (1933) presentan un esófago rhabditoide (con estoma tubular, corpus

cilíndrico, y un bulbo basal musculoso), con sistema reproductor didelfico o monodelfico, y con cola usualmente muy larga filiforme, características propias de nematodos de vida libre y los cuales tienen mayor participación en la descomposición de materia orgánica (Figura 11) (Holovachov y Esquivel, 2012).

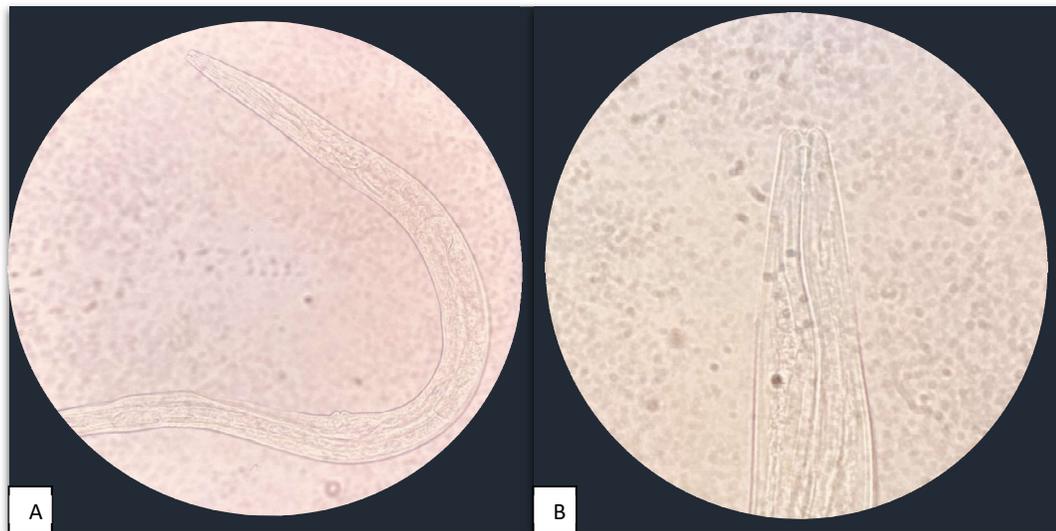


Figura 11. Morfología del nematodo del orden Rhabditida. A: Vista general del cuerpo en Microscopio a 40x. B: Región cervical.

Durante el análisis a raíces, fue posible identificar la presencia de nematodos del género *Aphelenchoides* sp. Los ejemplares observados mostraron características morfológicas notables como un cuerpo generalmente delgado y filiforme, región labial separada, estilete delgado, Metacarpus en forma de bulbo musculoso casi tan grande como el ancho del cuerpo, posición de la vulva al 60-75% del cuerpo, cola conoide con una parte terminal o mucro (Figura 12) (Hunt, 1993).



Figura 12. Morfología del nematodo *Aphelenchoides* sp. A: Región Labial y cervical, vista del metacarpus. B: Región caudal, con mucro.

La presencia de *Aphelenchoides* sp. identificado mediante claves morfológicas descritas por Hunt (1993) citado por Giblin y Kanzaki (2012), resulta de particular relevancia desde el punto de vista de la Fitopatología, ya que no se tenían registros previos de su presencia asociada a raíces en este cultivo. La presencia del nematodo resulta relevante y se explicaría si se compara además con lo documentado por Carreres et al. (2010) en un estudio realizado en el cultivo de arroz, dado a que ambos cultivos pertenecen a la misma familia (Poaceae), donde este nematodo ha sido reportado y asociado a clorosis, acortamiento de entrenudos y crecimiento atrofiado en el cultivo de arroz.

La presencia de este nematodo podría tener implicaciones agronómicas relevantes, tales como la alteración del desarrollo foliar, reducción en la eficiencia fotosintética, predisposición a infecciones secundarias y potencial como vector de hongos, lo cual se puede determinar realizando estudios complementarios de patogenicidad (Guerrero, 2023).

Dentro de los géneros de nematodos identificados: *Helicotylenchus* spp., *Hemicycliophora* spp. y *Mesocriconema* spp., éstos se caracterizan por presentar hábitos alimenticios de tipo ectoparásito, los cuales se alimentan desde el exterior de

las raíces mediante estiletes largos y robustos. Su presencia es relevante, ya que han sido asociados a daños crónicos en cultivos como cítricos, vid y caña, principalmente en suelos pobres en materia orgánica y sometidos a prácticas agrícolas intensivas (Chitambar y Subbotin, 2014). *Mesocriconema* spp. es conocido por provocar raquitismo de raíces, lo cual afecta la absorción eficiente de nutrientes y agua. Por su parte *Hemicycliophora* spp., aunque suele actuar de manera menos agresiva, puede contribuir al debilitamiento del sistema radicular cuando se encuentra en densidades altas o coexistiendo con otros fitonematodos. Estudios como el de Inácio *et al.* (2019) en cultivos de caña en Portugal reportan a *Mesocriconema xenoplax* (Raski) (Criconematidae) como un nematodo persistente que reduce el vigor del cultivo sin causar síntomas evidentes al inicio, lo que complica su detección y manejo oportuno. La presencia de estos géneros en el cultivo indica un riesgo agronómico que podría contribuir al deterioro del sistema radicular y por lo tanto a la disminución del rendimiento si no se establecen medidas de manejo adecuadas.

La presencia de nematodos del género *Helicotylenchus* spp., el cual fue más frecuente en las muestras analizadas, tiene implicaciones relevantes como fitoparásito para el cultivo de la caña. Sikora *et al.* (2021) ha descrito que este nematodo tiene la capacidad de penetrar parcialmente las células corticales de las raíces, causando necrosis, engrosamiento celular y retraso en el desarrollo radicular. Además de actuar como facilitadores en la entrada de patógenos secundarios, comprometiendo aún más la salud del cultivo (Coyne *et al.*, 2007). En cultivos como maíz, sorgo y caña de azúcar, su presencia ha sido asociada con pérdidas en biomasa radicular y reducción de rendimiento. Aunque sus daños suelen ser moderados en comparación con géneros como *Meloidogyne* spp. o *Pratylenchus* spp. su alta densidad puede agravar el impacto sobre el cultivo si coexiste con otros factores de estrés (Peña *et al.*, 2018; Rodríguez, 2024).

Los nematodos de vida libre, como los del Orden Rhabditida, son reconocidos como bioindicadores de la salud del suelo. Su presencia refleja procesos ecológicos funcionales relacionados con la descomposición de materia orgánica y la disponibilidad

de nutrientes esenciales para el cultivo. Comunidades nematológicas con una proporción equilibrada de bacterívoros y fungívoros como *Rhabditis* spp. son características de suelos con alta actividad biológica y bajo nivel de perturbación, sin embargo, cuando su frecuencia relativa es baja como ocurrió en este estudio, puede interpretarse como una señal de alteración ecológica, posiblemente asociada al monocultivo prolongado de caña o a prácticas de manejo inadecuadas. (Sloss *et al*, 2020)

Evaluación *In Vitro* De Extractos

El análisis de los tratamientos permitió identificar diferencias en la eficacia de los extractos vegetales frente a las poblaciones de nematodos asociadas al cultivo. Estos resultados que se muestran a continuación destacan la necesidad de considerar el comportamiento específico de cada extracto al momento de evaluar su potencial como alternativa de control.

Se recopilaron datos sobre la población inicial y final de nematodos en condiciones sin tratamiento (testigo) con el objetivo de establecer una referencia de control. En este contexto, se observó que las poblaciones de nematodos reportaron una supervivencia mayor al 100% en la mayoría de las repeticiones (Cuadro 5), lo que indica un incremento en la población de nematodos en ausencia de tratamiento.

Cuadro 5. Población inicial y población final de nematodos asociados al cultivo de caña en el tratamiento control.

Tratamiento	Repetición	Nematodos asociados al cultivo de caña				
		Población Inicial (24 h)	Población Final (24 sin trat)	Mortalidad	Supervivencia (%)	Mortalidad (%)
Testigo	1	15	16	-1	106.67	0.00
	2	22	23	-1	104.55	0.00
	3	11	20	-9	181.82	0.00
	4	20	8	12	40.00	60.00
Promedio		17	16.75	0.25	108.26	15.00

En las poblaciones de nematodos tratadas con el extracto de mezquite, los resultados mostraron que los niveles poblacionales se mantuvieron cercanos a los valores

iniciales, con solo reducciones mínimas tras la aplicación del tratamiento. Tal como se observa en el cuadro 6, no se registraron disminuciones significativas en la mortalidad, lo que sugiere una baja eficacia del extracto en la supresión de la población. El extracto etanólico de *Prosopis* spp. presentó una eficacia nematocida baja, con una mortalidad de 15.38 %, resultado que difiere con lo reportado por otros autores. En estudios previos, se ha documentado que esta especie contiene compuestos como la isorhamnetina, capaz de inhibir la eclosión de huevos y causar mortalidades larvianas superiores al 80 % en ciertas condiciones (Delgado *et al.*, 2020). Además, se ha identificado la presencia de metabolitos como terpenoides, alcaloides y saponinas, con reconocida actividad tóxica sobre nematodos fitoparásitos (Ohri y Pannu, 2009; Ibrahim *et al.*, 2024). La baja actividad nematocida observada en este trabajo, podría explicarse por factores experimentales, como el método de extracción empleado, la parte de la planta utilizada o la concentración del extracto, así como por aspectos ambientales que afectan la producción de metabolitos secundarios, como el estado fenológico o las condiciones del sitio de colecta (Delgado *et al.*, 2020). Sin embargo, la composición fitoquímica previamente documentada en *Prosopis* spp. justifica su evaluación en futuros estudios, donde sería pertinente aplicar métodos más específicos de extracción, evaluando diferentes dosis o fracciones, y explorar su modo de acción y seguridad en agroecosistemas.

Cuadro 6. Población inicial, población final, supervivencia y mortalidad de nematodos asociados al cultivo de caña, en el tratamiento con mezquite.

Tratamientos	Repetición	Nematodos asociados al cultivo de caña				
		Población Inicial (24 h sin trat)	Población Final (24 con trat)	Mortalidad	Supervivencia (%)	Mortalidad (%)
Mezquite	1	13	13	0	100.00	0.00
	2	14	15	-1	107.14	0.00
	3	13	7	6	53.85	46.15
	4	13	11	2	84.62	15.38
Promedio		13.25	11.5	1.75	86.40	15.38

El extracto etanólico de *Prosopis* spp. presentó una eficacia nematocida baja, con una mortalidad de 15.38 %, resultado que difiere con lo reportado por otros autores. En estudios previos, se ha documentado que esta especie contiene compuestos como la isorhamnetina, capaz de inhibir la eclosión de huevos y causar mortalidades larvianas superiores al 80 % en ciertas condiciones (Delgado *et al.*, 2020). Además, se ha identificado la presencia de metabolitos como terpenoides, alcaloides y saponinas, con reconocida actividad tóxica sobre nematodos fitoparásitos (Ohri y Pannu, 2009; Ibrahim *et al.*, 2024). La baja actividad nematocida observada en este trabajo, podría explicarse por factores experimentales, como el método de extracción empleado, la parte de la planta utilizada o la concentración del extracto, así como por aspectos ambientales que afectan la producción de metabolitos secundarios, como el estado fenológico o las condiciones del sitio de colecta (Delgado *et al.*, 2020). Sin embargo, la composición fitoquímica previamente documentada en *Prosopis* spp. justifica su evaluación en futuros estudios, donde sería pertinente aplicar métodos más específicos de extracción, evaluando diferentes dosis o fracciones, y explorar su modo de acción y seguridad en agroecosistemas.

De acuerdo con los datos presentados en el Cuadro 7, el tratamiento con extracto de gobernadora provocó una mortalidad promedio del 18.34% en las poblaciones de nematodos. Reflejando una capacidad limitada del tratamiento para reducir significativamente la población de nematodos.

Cuadro 7. Población inicial, población final, supervivencia y mortalidad de nematodos asociados al cultivo de caña en el tratamiento con gobernadora.

Nematodos asociados al cultivo de caña						
Tratamiento	Repetición	Población Inicial (24 h sin trat)	Población Final (24 con trat)	Mortalidad	Supervivencia (%)	Mortalidad (%)
Gobernadora	1	9	13	-4	144.44	0.00
	2	10	12	-2	120.00	0.00
	3	19	14	5	73.68	26.32
	4	17	9	8	52.94	47.06
Promedio		13.75	12	1.75	97.77	18.34

Aunque diversas investigaciones han señalado el potencial nematocida de *Larrea tridentata*, en el presente estudio su extracto etanólico solo logró inducir una mortalidad del 18.34 % en los nematodos fitopatógenos evaluados. Esta eficacia contrasta con antecedentes donde se ha descrito una alta actividad biológica atribuida a compuestos como los terpenoides y los compuestos orgánicos volátiles (COV), conocidos por alterar funciones metabólicas y de comportamiento en especies de *Meloidogyne* (Cheng *et al.*, 2017). La baja eficacia como nematocida observada en este experimento, podría deberse a la forma de aplicación del extracto, la posible pérdida de COV durante la extracción o almacenamiento, o a concentraciones insuficientes de metabolitos activos. Además, factores como el tipo de nematodo, el tiempo de exposición y la estabilidad de los compuestos bajo las condiciones del bioensayo pueden haber influido en los resultados. (Ohri y Pannu, 2009).

El tratamiento con extracto de pirul registró una mortalidad promedio del 21.88% en las poblaciones de nematodos. Su valor más alto de mortalidad alcanzado fue del 50%, mientras que en al menos una de las repeticiones no se observaron cambios en la población, lo que indica un efecto moderado del tratamiento (Cuadro 8).

Cuadro 8. Población inicial, población final, supervivencia y mortalidad de nematodos asociados al cultivo de caña en el tratamiento con pirul.

Tratamiento	Repeticón	Nematodos asociados al cultivo de caña				
		Población Inicial (24 h sin trat)	Población Final (24 con trat)	Mortalidad	Supervivencia (%)	Mortalidad (%)
Pirul	1	16	11	5	68.75	31.25
	2	9	10	-1	111.11	0.00
	3	18	9	9	50.00	50.00
	4	16	15	1	93.75	6.25
Promedio		14.75	11.25	3.5	80.90	21.88

El extracto de *Schinus molle* presentó una mortalidad del 21.88% en nematodos fitopatógenos, lo que indica una actividad moderada. Aunque estadísticamente no fue

el tratamiento más eficaz, su potencial nematocida ha sido respaldado por la presencia de diversos compuestos bioactivos (Ohri y Pannu, 2009).

Se ha comprobado que estos compuestos actúan mediante la alteración del sistema nervioso de los nematodos, así como de la permeabilidad de sus membranas, provocando parálisis, disrupción celular y muerte. Entre los metabolitos secundarios identificados en *S. molle* destacan los terpenoides como el geraniol, carvacrol y timol, con reconocida actividad contra especies como *Meloidogyne incognita* y *M. javanica* (Ohri y Pannu, 2009). También se han reportado alcaloides y aceites esenciales ricos en terpenos y fenilpropanoides que afectan la fisiología de los nematodos (Ibrahim *et al.*, 2024).

El tratamiento con extracto de ruda produjo una disminución marcada de la población en la mayoría de las repeticiones. El Cuadro 9 presenta valores de mortalidad que oscilan entre 61 y 100%, con un promedio general de 85%. En dos de las repeticiones, la población final se redujo a cero.

Cuadro 9. Población inicial, población final, supervivencia y mortalidad de nematodos asociados al cultivo de caña en el tratamiento con ruda.

Tratamiento	Repetición	Nematodos asociados al cultivo de caña				
		Población Inicial (24 h sin trat)	Población Final (24 con trat)	Mortalidad	Supervivencia (%)	Mortalidad (%)
Ruda	1	17	0	17	0.00	100.00
	2	16	3	13	18.75	81.25
	3	12	0	12	0.00	100.00
	4	18	7	11	38.89	61.11
Promedio		15.75	2.5	13.25	14.41	85.59

En particular el extracto de ruda demostró una notable capacidad nematocida, alcanzando una mortalidad de 85.59% en tan solo 24 horas de exposición (Cuadro 10 y Cuadro 11). Los datos obtenidos coinciden con lo descrito en la literatura por Steling *et al.* (2004) y Glacomi *et al.* (2022) en su evaluación del uso de ruda para control de *Meloidogyne sp.*, quienes sugieren, además, que este extracto podría representar una

alternativa viable para el manejo de nematodos en etapas iniciales del cultivo. El efecto que tiene la ruda puede explicarse por la presencia de metabolitos secundarios como alcaloides, flavonoides, cumarinas y principalmente a su contenido cetonas alifáticas, especialmente la 2-undecanona, la 2-dodecanona y la 2-decanona descritas en otros estudios, compuestos conocidos por su toxicidad frente a diversas plagas y patógenos, incluidos nematodos (González et al., 2006; Nahar *et al.*, 2021). Así también, las cumarinas presentes como el bergapteno, y ácidos fenólicos como el ácido protocatéquico, han mostrado interferir en procesos celulares clave relacionados con la movilidad y la reproducción de estos organismos (Perera *et al.*, 2017).

Se ha demostrado que otros metabolitos como alcaloides y compuestos fenólicos, provocan alteraciones a nivel del tracto digestivo, disrupción reproductiva y efectos neurotóxicos que culminan en una parálisis letal. (Silva *et al.*, 2010). Adicionalmente se ha identificado que ciertos componentes del extracto presentan actividad antimicrobiana contra bacterias asociadas a la rizosfera de nematodos, lo que podría potenciar su efecto de control (Szopa *et al.*, 2012).

Cuadro 10. Media de la población inicial y población final de nematodos asociados al cultivo de caña en cada tratamiento, índice de incremento poblacional y eficiencia de los tratamientos evaluados para el control de nematodos.

No.	Tratamientos	Densidad de población			
		Población inicial	Población final	Eficiencia de tratamientos (%)	Incremento Población
1	Mezquite	13.25	11.5	11.912	0.868
2	Gobernadora	13.75	12	11.425	0.873
3	Pirul	14.75	11.25	22.590	0.763
4	Ruda	15.75	2.5	83.890	0.159
5	Testigo (agua destilada)	17	16.75	0.000	0.985

Cuadro 11. Media de los tratamientos de la mortalidad de la población de nematodos asociados al cultivo de caña a la aplicación de extractos botánicos.

Tratamientos	Mortalidad (%)
Testigo	15.00 b
Mezquite	15.38 b
Gobernadora	18.34 b
Pirul	21.88 b
Ruda	85.59 a

Mortalidad de la población en la misma columna con la misma letra, no son significativamente diferentes (Tukey <0.05). (gl= 4, 19; F= 6.72; p< 0.0026).

Los resultados obtenidos además de evidenciar la eficacia cuantitativa del extracto de ruda muestran indicios de actuar a través de mecanismos de acción nematostático y nematicida (Insunza *et al.*, 2001). Estos efectos coinciden con investigaciones realizadas sobre control de *M. incógnita* quienes reportan una reducción considerable en la eclosión de huevos, así como inmovilización y posteriormente la mortalidad del 90% de juveniles, tras menos de ocho horas de exposición a concentraciones de 1 µg/mL (Silva *et al.*, 2018; Nahar *et al.*, 2021).

Faria *et al.* (2013) documentó la acción letal del mismo extracto sobre *Bursaphelenchus xylophilus* Nickle (Aphelenchoididae), destacando que este efecto se logró a dosis bajas sin provocar síntomas de fitotoxicidad en las plantas tratadas. Steling *et al.* (2018), reportaron efectos similares sobre *M. incognita* en pepino, se observa que, a pesar de tratarse de diferentes géneros de nematodos, la actividad nematicida del extracto es consistente, lo que sugiere que sus compuestos bioactivos actúan de forma eficaz sobre un amplio espectro de nematodos fitoparásitos

Los extractos de mezquite, gobernadora y pirul mostraron una eficiencia de tratamiento menor al 23% es decir, no representan un control significativo sobre los nematodos. Presentaron niveles de mortalidad entre 15 y 22%, estas cifras no se diferenciaron estadísticamente del tratamiento testigo. A pesar de ello, estas especies vegetales contienen sustancias bioactivas como taninos, triterpenoides y otros compuestos fenólicos que, en condiciones adecuadas, podrían ejercer un efecto más marcado

sobre las poblaciones de nematodos (López *et al.*, 2018; Ramírez *et al.*, 2018; Meza *et al.*, 2023).

Es posible que la limitada eficacia de estos extractos se deba a factores como la concentración empleada, la técnica de extracción utilizada o incluso el tiempo de exposición. Morales *et al.* (2023) indican que los lignanos presentes en *L. tridentata* poseen potencial fungicida, insecticida y antihelmínticas, pero requieren procesos específicos de purificación para manifestar su actividad en niveles superiores. Similar a lo que ocurre con la ruda, cuyas propiedades insecticidas han sido documentadas, aunque su actividad contra nematodos sigue siendo estudiada (Chauhan y Gopal, 2007).

CONCLUSIONES

Se identificaron cinco géneros de nematodos fitoparásitos presentes en el cultivo de caña de azúcar en el rancho “Las Truchas”, en Malinalco, Estado de México. Se determinó la presencia de *Helicotylenchus* sp., (más frecuente), seguido de *Mesocriconema* sp., *Hemicycliophora* sp., *Tylenchus* sp., en suelo, y *Aphelenchoides* sp. en raíces.

El extracto de *Ruta graveolens* demostró ser el tratamiento más efectivo para el control de nematodos fitoparásitos bajo condiciones *in vitro*, destacándose por su alta capacidad nematicida. En contraste con los extractos de mezquite, gobernadora y pirul, los cuales no mostraron una eficacia significativa frente al testigo, lo que sugiere una baja actividad nematicida en estos tratamientos.

Por lo tanto, el extracto de *Ruta graveolens* representa una alternativa prometedora para el manejo biorracional de nematodos fitoparásitos, sin embargo, se recomienda continuar con estudios complementarios que incluyan ensayos en condiciones de invernadero y campo, así como análisis fitoquímicos para identificar los compuestos activos responsables de su acción nematicida.

LITERATURA CITADA

- Aballay E., Flores Q. (2000) *Nuevas alternativas para el control de nematodos fitoparásitos*. Aconex. No. 67. p. 5-8.
- Aday, O., Chinaa, A., Díaz, F., Gil, Carmenate, L., Morales, M. (2012). *Incidencia del síndrome de la hoja amarilla de la caña de azúcar (YLS) en plantaciones comerciales de Villa Clara y Cienfuegos*. Centro Agrícola, 39(1), 17-24.
- Agrios, G. (2005). *Fitopatología*. México: Limusa. ISBN 978-968-18-5184-2.
- Aguilar, N. (2010). *La caña de azúcar y sus derivados en la Huasteca San Luis Potosí México*. Diálogos. Revista Electrónica de Historia, 11(1), 81–110.
- Astudillo, E., Morales, C., Bran, R., López, M., Velázquez, J., Castillo, C. (2024). *Repelencia de mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* West., (Heteróptera: Aleyrodidae) con extractos crudos de ruda *Ruta graveolens* L.* Revista de Desarrollo del Sur de la Florida, 5(2), 697-705. <https://doi.org/10.46932/sfjdv5n2-022>
- Benítez, A., Almanza, F., Hernández, F., Mendoza, M. (2005). *Efecto inhibitorio de extractos vegetales acuosos sobre *Rhizoctonia solani* Kühn in vitro*. Revista Agraria, 2(1), 29-36. <https://doi.org/10.59741/agraria.v2i1.323>
- Bermúdez, M., Cárcamo, A., Orozco, M., Velázquez, J., Silva, H., Vizcaíno, A., Álvarez, M. (2015). *Enfermedades ocasionadas por la roya café (*Puccinia melanocephala*) y la roya naranja (*P. kuehnii*) de la caña de azúcar en México*. Folleto Técnico, (5).

- Blair, B., Stirling, G., Whittle, P. (1999). Distribución de nematodos plaga en la caña de azúcar en el sur de Queensland y su relación con la textura del suelo, el cultivar, la edad del cultivo y la región. *Australian Journal of Experimental Agriculture*, 39(1), 43–49.
- Calderón, J., Castro, E., Galindo, M., Sánchez, A. (2023). Bioprotección de *Solanum lycopersicum* L. contra *Alternaria alternata* (Fr). Keissl. asociado a tizón temprano en invernadero. [Tesis de Licenciatura, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro UAAAN]. Repositorio UAAAN. Saltillo, Coahuila México.
- Carreres, R., Dominguis, V., García-Yzaguirre, Á., Juan, M. (2010). Punta blanca: Enfermedad del arroz ocasionada por el nematodo *Aphelenchoides besseyi*. *Agrícola Vergel*, 334, 24–31. Recuperado de <https://redivia.gva.es/handle/20.500.11939/4130>
- Cepeda, M., García, J., Hernández, A., Ochoa, Garrido, F., Cerna, E., Dávila, M. (2018). Toxicidad de extractos de *Carya illinoensis* (Fágales: Juglandaceae) contra *Meloidogyne incógnita* (Tylenchida: Heteroderidae) en tomate. *Ecosistemas y recursos agropecuarios*, 5(13), 143-148. <https://doi.org/10.19136/era.a5n13.1144>
- Cepeda, M., Ochoa, Y., Cerna, E., Garrido, F., González, A., Hernández, A. (2020). Efectividad de extractos biológicos y químicos comerciales para el control de nematodos en café en Chiapas. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 11(7), 1461-1468. <https://doi.org/10.29312/remexca.v11i7.1815>
- Cepeda, S. 1996. *Nematología Agrícola*. Editorial Trillas. México. pp 53:135.

- Chafloque, C. (2019). Nematodos en caña de azúcar, Virú-La Libertad. Revista de Investigación Científica y Tecnología Agropecuaria, 2(1), 1–7. <https://doi.org/10.46908/rict.v2i1.34>
- Cheng, F., Wang, J., Song, Z., Cheng, J. E., Zhang, D., & Liu, Y. (2017). Efectos nematicidas del ácido 5-aminolevulínico sobre nematodos fitoparásitos. Journal of Nematology, 49(3), 295. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5644922/>
- Chitambar, J., Subbotin, S. (2014). Sistemática de los nematodos del ensanchamiento (vaina) de la superfamilia Hemicyclophoroidea.. <https://doi.org/10.1163/9789004187894>
- Cid del Prado, I. (2021). Estrategias de Manejo de nematodos fitoparásitos. Simposio Nacional de Garbanzo - Memoria Científica. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Sonora. México. Pag.12.
- CONADESUCA (2015). Ficha técnica del cultivo de la caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.). Consulta: 12 Febrero 2025. Disponible en: https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/141823/Ficha_T_cnica_Ca_a_de_Az_car.pdf
- Cortez, K., Arvizu, J., Isiordia, N., Cambero, O., Medina, R., Lugo, G. (2021). Patogenicidad de *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff) Sorokin (Hypocreales: Clavicipitaceae) sobre *Triodonyx lalanza* saylor (Coleoptera: Melolonthidae) en Nayarit, México. Folia Entomologica de México 60(1), e0071005. <https://doi.org/10.18234/fem.v60i1.1005>

- Coyne, D. (2007). Nematología vegetal práctica: una guía de campo y laboratorio. International Institute of Tropical Agriculture (IITA), Consulta: 03 noviembre 2024. Disponible en: <https://biblio1.iita.org/handle/20.500.12478/3622>
- Crespo, H. (2006). El azúcar en América Latina y el Caribe: Cambio tecnológico, trabajo, mercado mundial y economía azucarera: Perspectiva histórica y problemas actuales. México: Senado de la República. *The Americas* 68(2), 283-285. <https://dx.doi.org/10.1353/tam.2011.0113>.
- Dayi, M., Uludamar, E., Akbulut, S., Elekcioglu, I. (2019). Primer registro de *Aphelenchoides stammeri* (Nematoda: Aphelenchoididae) en Turquía. *Journal of Nematology*, 51, e2019-70. <https://doi.org/10.21307/jofnem-2019-070>
- Delgado, E., Zamilpa, A., González, M., Olmedo, A., Cardoso, A., Sánchez, E., Mendoza, P. (2020). Isorhamnetina: Un flavonoide nematocida de hojas de *Prosopis laevigata* contra huevos y larvas de *Haemonchus contortus*. *Biomolecules*, 10(5), 773. <https://doi.org/10.3390/biom10050773>
- Díaz, O., Montalván, J., Delgado, J., Puchades, Y., Rodríguez, E. (2021). Progreso de las enfermedades roya parda y roya naranja de la caña de azúcar en Cuba. *Centro Agrícola*, 48(3), 60-70.
- Diola, V., Santos, M. (2010). Fisiología., Caña de azúcar: Bioenergía, azúcar y alcohol – Tecnologías y perspectivas (pp. 25–49). Viçosa, Brasil: Universidad Federal de Viçosa. DOI: 10.4067/S0718-34292015000400004

- Escalante, J., Mendoza, J. (2022). Aplicación del Molle (*Schinus molle*) como fungicida tradicional en la enfermedad de la mancha de chocolate (*Botrytis fabae*) del cultivo de la haba (*Vicia faba*). *CIPyCOS*, 1(1), 7-15.
- Espinoza, F. (2019). Caña de Azúcar-Manual Técnico. Instituto Paraguayo de Tecnología Agraria. ISBN 978-99967-951-0-7
- Estévez, A., Cock, J., del Pilar, A., Irvine, J. (1986). Morfología de la caña de azúcar. Congreso del cultivo de la caña de azúcar (1986, Cali, Colombia). Ed. por Carlos Buenaventura. Memoria. Cali, Colombia, Centro de Investigaciones de la Caña de Azúcar (pp. 21-303).
- FAO (2021). El estado de la alimentación y la agricultura 2021. Hacer que los sistemas agroalimentarios sean más resilientes a las conmociones y tensiones. Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nations. <https://doi.org/10.4060/cb4476en>
- FAO (2023). El estado de la alimentación y la agricultura 2021. Hacia sistemas agroalimentarios más resilientes a perturbaciones y tensiones. Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nations. <https://doi.org/10.4060/cb4476en>
- Faria, J., Barbosa, P., Bennett, R. N., Mota, M., Figueiredo, A. C. (2013). Actividad biológica contra *Bursaphelenchus xylophilus*: nematóxicos provenientes de aceites esenciales, fracciones de aceites esenciales y aguas de decocción. *Phytochemistry*, 94, 220-228.
- Franco, F., Cid del Prado, I., Romero, M. (2012). Aislamiento y potencial parasítico de un aislamiento nativo de *Pochonia chlamydosporia* en contra de *Nacobbus aberrans* en frijol. *Revista mexicana de fitopatología*, 30(2), 101-114.

- Funes, C., Bertani, R., Cazón, I., Kairuz, C., Gonzalez, V., Ploper, L. (2012). Estado sanitario de lotes comerciales de caña de azúcar destinados a la obtención de caña semilla durante el período 2008-2011. Estación Experimental Agroindustrial Obispo Colombres EEAOC, Avance Agroindustrial, 33 (1), Tucumán. Argentina.
- Garrido F., Cepeda M., Hernández F., Ochoa, Y., Cerna E., Morales A. (2014) Efectividad biológica de extractos de *Carya illinoensis*, para el control de *Meloidogyne incognita*. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 5: 1317-1323.
- Giacomi, R., Franco, R., Barrios, C. (2022). Utilización de extractos vegetales sobre el nemátodo de las agallas (*Meloidogyne* spp.) en variedades de zanahoria (*Daucus carota* L.). Ciencia Latina Revista Científica Multidisciplinar, 6(3), 4094-4111. https://doi.org/10.37811/cl_rcm.v6i3.2528
- Giblin, R, Kanzaki, N. (2012). Aphelenchoidea. En Manzanilla R., Marbán N. (Eds.), Nematología Vegetal Práctica. Montecillo, Texcoco: Biblioteca Básica de Agricultura.pp. 161–208.
- González J., Benavides, V., Rojas, R., Pino, J. (2006). Efecto embriotóxico y teratogénico de *Ruta chalepensis* L. ruda, en ratón (*Mus musculus*). Revista Peruana de Biología, 13(3), 223-225. <https://doi.org/10.15381/rpb.v13i3.2344>
- Guerrero, L. (2023). Comparación de comunidades de nemátodos en plantas nativas y exóticas en el contexto de la teoría del escape del enemigo. Universidad de Estadual de Campinas, Brasil. <https://doi.org/10.47749/t/unicamp.2023.1403414>

- Guevara, N., Inungaray, M. (2015). Control del salivazo o mosca pinta (*Aeneolamia postica*) en la caña de azúcar. Tlatemoani: revista académica de investigación, (19), 130-145.
- Guzmán, M., Mariscal, K., Santos, M., González, S., Monreal, V., Preciado, J. Cilva, M. Á. (2016). Enfermedades ocasionadas por virus en caña de azúcar en el occidente de México. INIFAP. FCBA Universidad de Colima. Tecomán, Colima, México.
- Henderson C, Tilton E. (1995). Prueba con acaricidas contra el ácaro pardo del trigo. Journal of Economic Entomology 48: 157- 161.
- Holovachov, O., Esquivel, A. (2012). Otros nematodos del suelo. En Manzanilla R., Marbán N. (Eds.), Nematología Vegetal (pp. 619–675). Montecillo, Texcoco: Biblioteca Básica de Agricultura.
- Ibrahim, H., Nchiozem, V., Dandurand, L., Popova, I. (2024). Nematicidas de origen vegetal de ocurrencia natural: Dos décadas de nuevas químicas. Pest Management Science. <https://doi.org/10.1002/ps.8504>
- Inácio M., Rusinque L., Camacho M., Nóbrega F. (2019) Primer reporte de *Mesocriconema xenoplax* (Nematoda: Criconematidae) en Portugal. J Nematol. 2019;51:1-6. Doi: 10.21307/jofnem-2019-035.
- Infante, D., Martínez, B., González, E., González, N. (2009). *Puccinia kuehnii* (Krüger) Butler y *Puccinia melanocephala* H. Sydow y P. Sydow. en el cultivo de la caña de azúcar. Revista de protección vegetal, 24(1), 22-28

- Insunza, V., Aballay, E., Macaya, J. (2001). Actividad nematocida in vitro de extractos acuosos de plantas sobre poblaciones chilenas de *Xiphinema americanum sensu lato*. *Nematropica* 31: 47 - 54.
- Jasso, G. (2017). Evaluación in vitro de extractos orgánicos de cuatro plantas contra huevos, larvas infectantes e histiotróficas de *Haemonchus contortus*. [Tesis de Doctorado. Colegio de Postgraduados] Montecillo, Estado de México, México.
- Jiménez, J. (2010). Control biorracional de plagas de ornamentales de corte. XXXVII Congreso (p. 345).
- Lagunes, D. (2016). Manejo Integrado de Plagas y Enfermedades de la Caña de Azúcar. Consulta: 15 Enero 2025. Disponible en: <https://www.intagri.com/articulos/fitosanidad/manejo-integrado-de-plagas-y-enfermedades-de-la-cania>
- López, I., Rivera, V., Yáñez, Á., Artieda, J., Villacres, G. (2017). Evaluación de la actividad insecticida de (*Schinus molle*) sobre (*Premnotrypes vorax*) en papa. *Agronomía Costarricense*, 41(2). <https://doi.org/10.15517/rac.v41i2.31302>
- López, I., Rivera, V., Yáñez, Á., Artieda, J., Villacres, G. (2017). Evaluación de la actividad insecticida de *Schinus molle* sobre *Premnotrypes vorax* en papa. *Agronomía Costarricense*, 41(2). <https://doi.org/10.15517/rac.v41i2.31302>
- López, J. (2015). La caña de azúcar (*Saccharum officinarum*) para la producción de panela. caso: nordeste del departamento de antioquia.

- López, J. (2018). Evaluación a la escaldadura (*Xanthomonas albilineans* (Ashby) Dowson) de la hoja de variedades de caña de azúcar (*Saccharum* spp.). *Agro Productividad*, 9(3).<https://mail.revistaagroproductividad.org/index.php/agroproductividad/article/view/734>
- Luján, G., Martínez, A., Ortega, L., Castro, F. (2010). Componentes químicos y su relación con las actividades biológicas de algunos extractos vegetales. *Química Viva*, 9(2), 86-96.
- Marasca, I., Da Silva, R., Sartori, M., Gonçalves, A., Lanças, K. P. (2015). Morfología de la caña de azúcar en la preparación profunda del suelo en canteros. *Idesia*, 33(4), 23-29.
- Martínez Rivera, P. (2018). El carbón y la roya de la caña de azúcar. Instituto Colombiano Agropecuario. Recuperado de <http://hdl.handle.net/20.500.12324/30747>
- Medina, P. (2022). La agroindustria cañera en México y los factores que han determinado su historia reciente (1961-2021). *Revista Inclusiones*, 41-70.
- Mendoza, J., Garcés, F. (2013). Principales plagas y enfermedades exóticas de la caña de azúcar. En Ecuador. Centro de Investigador de la Caña de Azúcar del Ecuador. CINCAE.100-102.
- Mendoza, J., Gualle, D., Gómez, P. (2012). Guía para el reconocimiento y manejo de insectos plagas y roedores de la caña de azúcar, en el Ecuador. 3 ed. El Triunfo, Ecuador. Centro de Investigación de la Caña de Azúcar del Ecuador (CINCAE). p.33.

- Ménez, D., Pérez, E., Pérez, A., Rodríguez, M., Sepúlveda, G. (2025). Manejo de la nutrición, variedades y enfermedades fúngicas de caña de azúcar en el estado de Morelos, México. *Revista Tecnología en Marcha*, p.15.
- Meza, A., Arias, J., Reynaga, F., Mendoza, J., Félix, J., Uribe, N., Cadena, F. (2023). Efecto inhibitorio de extractos hidroalcoholicos de *Larrea tridentata* sobre *Saprolegnia* sp. *Ciencia Latina Revista Científica Multidisciplinar*, 7(5), 2968-2990. https://doi.org/10.37811/cl_rcm.v7i5.7934
- Montes B. (2000). *Nematología Vegetal en México. Segunda Edición*. Sociedad Mexicana de Fitopatología, México. p.98
- Morales, A., Rivero, N., Valladares, B., Madariaga, A., Higuera, R., Delgadillo, L., Zaragoza, A. (2022). Compuestos fitoquímicos y propiedades farmacológicas de *Larrea tridentata*. *Molecules*, 27(17), 5393. <https://doi.org/10.3390/molecules27175393>
- Nahar, L., El, H., Khalifa, S., Mohammadhosseini, M., Sarker, S. (2021). Aceites esenciales de ruda: composición y bioactividades., 26(16), 4766. <https://doi.org/10.3390/molecules26164766>
- Neri, O., Cepeda M., Garrido, F., Hernández, A., Salas Méndez, E. (2021). Efectividad de extractos vegetales para el control de nematodos fitopatógenos asociados al cultivo de papaya (*Carica papaya* L.) bajo condiciones de laboratorio. [Tesis de Licenciatura, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro UAAAN]. Repositorio UAAAN. Saltillo, Coahuila México.

- Núñez, E. (2022). Actividad antihelmíntica in vitro de *prosopis laevigata* contra huevos y larvas infectantes de *Haemonchus contortus*. Universidad Autónoma del Estado de México. Repositorio RIAA. <http://riaa.uaem.mx/handle/20.500.12055/1369>
- Ohri, P., y Pannu, S. (2009). Efecto de los terpenoides sobre nematodos: una revisión. *Journal of Environmental Research and Development*, 4(1), 171–178. https://www.researchgate.net/publication/340967341_EFFECT_OF_TERPENOIDES_ON_NEMATODES_A_REVIEW
- Peña, P., Olivares, R., Rodríguez, R., Peña, R., Cervera, G., Barquié. P. (2018). Nematodos Fitoparásitos Asociados al Cultivo de La Caña de Azúcar (*Saccharum officinarum L.*). En La Provincia 46 Guantánamo, Cuba.
- Perera, A., Karunaratne, M., Chinthaka, S. (2017). Perfil de metabolitos secundarios y actividad repelente contra gorgojo del maíz de las hojas de *Ruta graveolens*. En *Memorias del Simposio Internacional de Silvicultura y Medio Ambiente (Vol. 21)*. https://scholar.google.com/scholar?hl=es&as_sdt=0%2C5&q=Secondary+Metabolite+Profile+and+Maize+Weevil+Repellent+Activity+of+the+Leaves+of+Ruta+graveolens
- Pérez, A., Del Prado-Vera, I., Alatorre, R., Suárez, J., Rodríguez, M. P., Ferris, M. H. (2019). Efecto de la biofumigación y *Pochonia chlamydosporia* en el manejo de nematodos noduladores en tomate. *Nematropica*, 49(2), 172-180.
- Pérez, N., Vázquez, L. (2004). Manejo ecológico de plagas. CEDAR: La Habana.

- Perichi, G., Crozzoli, R., Greco, N., Rivas, J. T. (2002). Nematodos fitoparasíticos asociados a la caña de azúcar en Venezuela, Estado Carabobo. *Fitopatología venezolana*, 15(2), 26-29.
- Piedra, R. (2015). Guía de muestreo de nematodos fitoparasitos en cultivos agrícolas. San José, Costa Rica: Instituto Nacional de Innovación y Transferencia en Tecnología Agropecuaria (INTA).
- Quevedo, A., Magdama, F., Castro, J., Vera, M. (2022). Interacciones ecológicas de los hongos nematófagos y su potencial uso en cultivos tropicales. *Scientia Agropecuaria*, 13(1), 97-108. Epub 05 de enero de 2022. <https://doi.org/10.17268/sci.agropecu.2022.009>
- Ramírez I., Vargas R., Hernández, J., Martínez, E., Sánchez, J., Torrescano, G. Sánchez, A. (2018). Actividad antioxidante de extractos de hoja de mezquite (*Prosopis*). *Biotecnia*, 21(1), 113-119. <https://doi.org/10.18633/biotecnia.v21i1.821>
- Raski, D., Luc, M. (1987). Una reevaluación de Tylenchina. (*Nemata*) 10. La Superfamilia *Criconematoidea* Taylor, 1936, *Revue Nematol* 10(4).
- Rivera, F. (2008). El cultivo de la caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) en la región de Cardel, centro de Veracruz. Monografía de pregrado. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Disponible en: <http://repositorio.uaaan.mx>, 8080.
- Rodríguez, A., Valdivia, C., Palafox, L., Lozano, M., Velázquez, R., Muñiz, M., Montelongo, F. (2024). Exploración del poder antibiótico de especies vegetales mexicanas. *Jóvenes En La Ciencia*, 28, 1-7.

- Rodríguez, M. (2024) Principales aportes al estudio de fitonematodos en Cuba realizados por grupos del Ministerio de Educación Superior. I: diagnóstico, interacciones y enfermedades complejas. Revista de Protección Vegetal Protección Vegetal, Vol. 39. ISSN: 2224-4697
- Rodríguez, M., Sánchez, L. (2002). Nematodos asociados a plantas de caña de azúcar en Cuba con síntomas de amarillamiento (YLS) y sin estos. Centro Nacional de Sanidad Agropecuaria.
- S.A.S. Institute. 2002. El sistema SAS para Windows, versión 9.0 SAS. Institute. Cary N. C. U. S. A.
- Saldívar, R. (2003). Estado actual del conocimiento sobre las propiedades biocidas de la gobernadora (*Larrea tridentata* (DC) Coville). Revista mexicana de fitopatología, 21(2), 214-222.
- Santos, F. (2015). Caña de azúcar: producción agrícola, bioenergía y etanol. Academic Press.
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). (2023). Base de datos Statics. Gobierno de México. <https://www.gob.mx/siap>
- Siddiqi, M. (2000). Tylenchida. Parásitos de plantas e insectos. CABI. Publishing. UK. p.833.
- Sikora, R., Desaeger, J., Molendijk, L. (2021). Manejo integrado de nematodos: estado del arte y perspectivas para el futuro. CABI.

- Silva, F., Mendes, F., Assuncao, J., Santiago, G., Rocha, R. (2014). Variación estacional, actividades larvicidas y nematicidas del aceite esencial de hoja de *Ruta graveolens* L. ResearchGate, 26. <https://doi.org/10.1080/10412905.2014.882276>
- Silva, F., Mendes, F., Cavalcante, F., Barbosa, F., & Assunção, J. (2010). Composición química y actividad nematicida del aceite esencial de *Ruta graveolens* (arruda). Instituto Federal de Educación, Ciencia y Tecnología del Ceará, Quixadá, Brasil. https://scholar.google.es/scholar?hl=es&as_sdt=0%2C5&q=COMPOSI%C3%87%C3%83O+QU%C3%8DMICA+E+ATIVIDADE+NEMATICIDA+DO+%C3%93LEO+ESSENCIAL+DE+Ruta+graveolens+%28ARRUDA%29
- Slos, D., Yushin, V., Claeys, M., Ivanova, E., Kosaka, H., Bert, W. (2020). Estructura, desarrollo y patrones evolutivos de los espermatozoides en nematodos Rhabdítidos (Nematoda: Rhabditida). *Journal of Morphology*.281(11), 1411-1435. <https://doi.org/10.1002/jmor.21255>
- Steling, J., Correa, V., Viera, J., Cordova, D. (2004). Uso de la ruda (*Ruta graveolens*) para el control del nematodo agallador *Meloidogyne incógnita* en pepino. Universidad Central de Venezuela, Venezuela, 17(1), 26-28.
- Szopa, A., Ekiert, H., Szewczyk, A., Fugas, E. (2012). Producción de ácidos fenólicos bioactivos y furanocumarinas en cultivos in vitro de *Ruta graveolens* L. y *Ruta graveolens* ssp. *divaricata* (Tenore) Gams. bajo diferentes condiciones de luz. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*. (PCTOC), 110, 329-336. DOI 10.1007/s11240-012-0154-5.

- Trujillo, J., Murgas, L., Reyes, H., Sandoval, O. (2022). Evaluación de productos biológicos, botánicos y químicos viñeta verde para el control de nematodos en cultivo de tomate (*Solanum lycopersicum*). *Producción Agropecuaria y Desarrollo Sostenible*, 11, 95-117.
- Vargas, G., Echeverria, V., Aya M., Ramírez G., Pabón, A. (2023). Manejo integrado de las plagas de la caña de azúcar con énfasis en el control biológico. En: Centro de Investigación de la Caña de Azúcar de Colombia (Ed). *Agroindustria de la caña de azúcar en Colombia*. Cenicaña. [https:// www.cenicana.org/coleccion-agroindustria-de-la-cana-de-azucar/](https://www.cenicana.org/coleccion-agroindustria-de-la-cana-de-azucar/)
- Vejar, G. (2010). Las plagas de la caña de azúcar y su importancia en el Valle de Fuerte, Sinaloa. *Panorama agropecuario*, México. Recuperado de ResearchGate: https://www.researchgate.net/publication/251671903_Las_plagas_de_la_cana_de_azucar_y_su_importancia_en_el_Valle_del_Fuerte_Sinaloa
- Vera, M., Castañeda, R., Sosa, D., Arias, C., Quevedo, A., Ratti, M. (2024). Compuestos bioactivos de bacterias y hongos en el control de nematodos fitopatógenos: mecanismos de acción, interacciones y aplicaciones. *Scientia Agropecuaria*, 15(1), 143-157. <https://doi.org/10.17268/sci.agropecu.2024.011>
- Vinueza, S.; Crozzoli, R. y Perichi. G. (2006). Evaluación in vitro de Extractos Acuáticos de Plantas para el Control del Nematodo Agallador *Meloidogyne incognita*. *Fitopatol. Venez. Maracay – Venezuela*. 28 (19) p3.