

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRONÓMICAS Y AMBIENTALES

The seal of the University of San Carlos of Guatemala is a circular emblem. It features a central figure of a man on a white horse, holding a staff, set against a blue background. Above the figure is a golden crown with a cross on top. To the left and right of the crown are golden pillars. The background is divided into green hills at the bottom and a blue sky above. The Latin motto "CETERAS REBUS CONSPICUA CAROLINA ACADÉMIA COACTEMALENSIS INTER" is inscribed around the perimeter of the seal.

**BIODIVERSIDAD Y CARACTERIZACIÓN DE LA ESTRUCTURA DE COMUNIDADES
DE NEMATODOS FITOPARÁSITOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE CAÑA DE AZÚCAR
(*Saccharum* spp.) EN LAS FINCAS VERAPAZ, OBRAJE Y PLAYA GRANDE,
ESCUINTLA, GUATEMALA, C.A.**

LAURA PATRICIA PÉREZ SIGUANTAY

GUATEMALA, MAYO 2021

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRONÓMICAS Y AMBIENTALES**

**BIODIVERSIDAD Y CARACTERIZACIÓN DE LA ESTRUCTURA DE COMUNIDADES
DE NEMATODOS FITOPARÁSITOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE CAÑA DE AZÚCAR
(*Saccharum* spp.) EN LAS FINCAS VERAPAZ, OBRAJE Y PLAYA GRANDE,
ESCUINTLA, GUATEMALA, C.A.**

TESIS

PRESENTADA A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE
AGRONOMÍA DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

POR

LAURA PATRICIA PÉREZ SIGUANTAY

**EN EL ACTO DE INVESTIDURA COMO
INGENIERA AGRÓNOMA EN SISTEMAS DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA
EN EL GRADO ACADÉMICO DE
LICENCIADA**

GUATEMALA, MAYO 2021

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA



RECTOR
M.A. PABLO ERNESTO OLIVA SOTO

JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA

DECANO

VOCAL PRIMERO

VOCAL SEGUNDO

VOCAL TERCERO

VOCAL CUARTO

VOCAL QUINTO

SECRETARIO

Ing. Agr. Waldemar Nufio Reyes

Dr. Marvin Roberto Salguero Barahona

Dra. Gricelda Lily Gutiérrez Álvarez

Ing. Agr. M.A. Jorge Mario Cabrera Madrid

P. Agr. Marlon Estuardo González Álvarez

Br. Sergio Vladimir González Paz

Ing. Agr. Walter Arnoldo Reyes Sanabria

GUATEMALA, MAYO 2021

Guatemala, mayo 2021

Honorable Junta Directiva
Honorable Tribunal Examinador
Facultad de Agronomía
Universidad de San Carlos de Guatemala

Honorables miembros:

De conformidad con las normas establecidas por la ley orgánica de la Universidad de San Carlos de Guatemala, tengo el honor de someter a vuestra consideración el trabajo de graduación titulado:

“BIODIVERSIDAD Y CARACTERIZACIÓN DE LA ESTRUCTURA DE COMUNIDADES DE NEMATODOS FITOPARÁSITOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE CAÑA DE AZÚCAR (*Saccharum spp.*) EN LAS FINCAS VERAPAZ, OBRAJE Y PLAYA GRANDE, ESCUINTLA, GUATEMALA, C.A.”

Presentándolo como requisito previo a optar el título de Ingeniera Agrónoma en Sistemas de Producción Agrícola, en el grado académico de Licenciada.

Esperando que el mismo llene los requisitos necesarios para su aprobación, me es grato suscribirme.

Atentamente,

“Id y enseñad a todos”



Laura Patricia Pérez Siguantay

ACTO QUE DEDICO

A DIOS:

Por darme motivos cada día para seguir adelante, ser mi fuerza y mi aliento. A ti sea la honra y la gloria.

A MI MADRE:

Marta Siguantay, por ser ejemplo de mujer trabajadora, entusiasta, dedicada y amorosa. Uno de los motivos más grandes por los cuales sigo luchando para ser una mejor persona y profesional.

A MI PADRE:

Bernardo Pérez, por apoyarme en cada proyecto y confiar en mí. Gracias por amarme incondicionalmente y tenga por seguro que yo lo amo aún más.

A MIS HERMANOS:

César Pérez, por ser además de un hermano, un amigo y mi motivación para mejorar en cada aspecto de mi vida. Luis Pérez, a pesar de la distancia siempre está presente en mis oraciones y también es parte de este logro. Los quiero.

A FAMILIARES:

Primas, primos, tías, tíos, madrinas, padrinos y demás familiares que me tuvieron siempre en sus oraciones. Parientes que han demostrado su cariño y apoyo de diferentes formas a lo largo de mi vida universitaria y cotidiana.

AGRADECIMIENTOS

A LA FAUSAC Y USAC

Por darme el honor y la satisfacción de ser una egresada de la Facultad de Agronomía de la gloriosa tricentenaria Universidad de San Carlos de Guatemala. Por todos los conocimientos adquiridos durante estos años universitario para ser una profesional competente en el campo de la agronomía.

Agradecimientos especiales al Ing. Agr. Franco Rivera, por su disposición y amabilidad desde el primer semestre para apoyarme en mi proceso académico. Ing. Alejandro Gil, por compartir sus amplios conocimientos en el área de la biología y cátedras en mis años de estudio.

A MI ASESOR Y SUPERVISOR

Dr. Edin Orozco por su tiempo, dedicación y apoyo durante la ejecución de investigación de tesis, por ser una guía de profesionalismo quien gracias a sus conocimientos y experiencia me han ayudado a ampliar mi conocimiento en el ámbito de la investigación.

Ing. Fernando Bracamonte, por todo su apoyo durante la ejecución del ejercicio profesional supervisado, por su paciencia y disponibilidad. Agradezco el tiempo invertido, consejos y seguimiento para poder finalizar con la elaboración de los documentos de EPS.

A MIS AMIGOS

A dos de las personas que fueron parte fundamental en mi vida universitaria, Andrea Morales y Lily Barrios. Agradezco inmensamente a Dios el haberlas encontrado y que a pesar del rumbo que cada una ha tomado, el cariño y amistad, siguen intactos e incrementando.

A Kevin Loarca, Yovany Reyes, Juan Ramon Barrera, Laleska Guillen, Antonio Morales, Gabriel Salazar, Wilmer Colocho, Félix Martínez, María Goretti, Alejandro Chex y Rubén Samayoa por su inigualable amistad y apoyo incondicional, cada uno en diferentes circunstancias de la vida.

PERSONAS QUE ME HAN APOYADO

Ángel, Maximiliano y Diego Laynez por ser además de primos, grandes amigos y maestros. Por la paciencia y apoyo incondicional en mis noches de desvelo a lo largo de mi vida

universitaria. Por las risas, anécdotas y abrazos que me hacían sentir afortunada, a pesar de tener lejos a mis padres y hermanos.

Ing. Franty Miranda por su constante apoyo en cada ámbito de mi vida, por su cariño, confianza y amistad incondicional. Ing. Randy Vásquez, por su apoyo durante los años que laboramos juntos, por creer en mi capacidad, por su paciencia durante mi aprendizaje y consejos. Ing. Edgar Solares, por enseñarme lo importante que es ser un profesional de excelencia y persona de valores, por los conocimientos compartidos.

A INGENIO PANTALEON

Por la oportunidad de realizar el ejercicio profesional supervisado y tesis en tan prestigiosa empresa, y brindarme todas las herramientas necesarias para la ejecución. Al personal de laboratorio biológico, por su apoyo en las actividades que conllevaran las investigaciones realizadas.

BIODIVERSIDAD Y CARACTERIZACIÓN DE LA ESTRUCTURA DE COMUNIDADES DE NEMATODOS FITOPARÁSITOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE CAÑA DE AZÚCAR (*Saccharum* spp.) EN LAS FINCAS VERAPAZ, OBRAJE Y PLAYA GRANDE, ESCUINTLA, GUATEMALA, C.A.

BIODIVERSITY AND CHARACTERIZATION OF PHYTOPARASITE NEMATODES COMMUNITY STRUCTURE ASSOCIATED WITH THE SUGAR CANE CROP (*Saccharum* spp.) IN THE FARMS VERAPAZ, OBRAJE AND PLAYA GRANDE, ESCUINTLA, GUATEMALA, C.A.

RESUMEN

Para el 2017, Guatemala se posicionó como el quinto país exportador de azúcar a nivel mundial y el segundo en Latinoamérica. La información de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de caña de azúcar (*Saccharum* spp.) es limitada en Guatemala. Por ello, el objetivo fue caracterizar la estructura de comunidades de nematodos fitoparásitos asociados a dicho cultivo y su biodiversidad. Este estudio se realizó en siete localidades ubicadas en las fincas Verapaz, Obraje y Playa Grande, en el departamento de Escuintla.

Se realizaron muestreos y se obtuvo muestra compuesta de un kilogramo de suelo y 50 g de raíces de forma mensual en cada sitio de estudio permanente. Las muestras fueron trasladadas al laboratorio de fitopatología para la extracción de los nematodos por medio del método de tamizado-centrífugado. Se determinaron los nematodos fitoparásitos: *Pratylenchus*, *Meloidogyne javanica*, *Criconemoides* (= *Mesocriconema*), *Helicotylenchus*, *Hoplolaimus*, *Trichodorus*, *Aphelenchus* y *Paratrichodorus* en suelo y asociadas a las raíces: *Pratylenchus*, *Meloidogyne javanica*, *Criconemoides*, *Helicotylenchus*, *Hoplolaimus*, *Trichodorus* y *Aphelenchus*. Las poblaciones de nematodos incrementaron durante la etapa fenológica de macollamiento (EF-2) y disminuyeron en elongación I (EF-3).

Los nematodos fitoparásitos más abundantes en suelo fueron: *Criconemoides* (22.18 %), *Pratylenchus* (11.86 %) y *Meloidogyne javanica* (7.54 %), y en raíces *Pratylenchus* (36.19 %), *Meloidogyne javanica* (19.21 %). La mayor diversidad de géneros se determinó en la finca Verapaz, luego en Obraje y Playa Grande con índices de Simpson de 0.72, 0.68 y 0.48 en su orden. Los síntomas observados en plantas de caña de azúcar fueron: amarillamiento en follaje, crecimiento desuniforme de tallos y raíces, necrosis en raíces, formación de agallas en raíces con presencia de hembras adultas de *Meloidogyne javanica*.

ÍNDICE DE CONTENIDO

	Página
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. MARCO TEÓRICO	2
2.1 Marco conceptual.....	2
2.1.1. Origen del cultivo de la caña de azúcar.....	2
2.1.2. Taxonomía de la caña de azúcar.....	2
2.1.3. Variedades de caña en áreas de estudio	2
2.1.4. Morfología de la caña de azúcar	3
2.1.5. Fenología y fisiología de la caña de azúcar.....	7
2.1.6. Antecedentes de fitonematodos en áreas de estudio	8
2.1.7. Nematodos fitoparásitos	9
2.1.8. Índice de Simpson	16
2.2 Marco referencial	16
2.2.1 Ubicación geográfica de áreas de estudio.....	16
2.2.2 Clasificación por Holdridge (zonas de vida).....	25
3 OBJETIVOS	26
3.1 Objetivo general	26
3.2 Objetivos específicos	26
4 HIPÓTESIS	26
5. METODOLOGÍA.....	27
5.1 Determinación de géneros de fitonematodos.....	27
5.1.1. Muestreo en campo	27
5.1.2. Proceso de colecta	27
5.1.3. Extracción de nematodos en suelo.....	28
5.1.4. Extracción de nematodos en raíz	29
5.1.5. Identificación de géneros de nematodos	29
5.2 Cuantificación de nematodos	29
5.2.1 Análisis de datos.....	30
5.3 Descripción de sintomatología	31
5.3.1 Proceso en campo.....	31
5.3.2 Proceso en laboratorio.....	31
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	32
6.1 Determinación de géneros de nematodos.....	32
6.1.1 Finca Verapaz	32
6.1.2 Finca Obraje	33
6.1.3 Finca Playa Grande.....	33
6.2 Cuantificación de poblaciones de nematodos	35
6.2.1 Cuantificación	35
6.2.2 Abundancia, frecuencia e índice de Simpson.....	51
6.3 Sintomatología en áreas de estudio.....	55

	Página
7	CONCLUSIONES 58
8	RECOMENDACIONES..... 59
9.	BIBLIOGRAFÍA..... 60
10.	ANEXOS..... 64

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1.	Datos correspondientes a áreas muestreadas dentro de finca Verapaz en el departamento de Escuintla, Guatemala, 2017. 21
Cuadro 2.	Datos correspondientes a áreas muestreadas dentro de finca Obraje en el departamento de Escuintla, Guatemala, 2017. 23
Cuadro 3.	Datos correspondientes a áreas muestreadas dentro de la finca Playa Grande en el departamento de Escuintla, Guatemala, 2017..... 25
Cuadro 4.	Total de individuos por género cuantificados por finca durante 12 meses en suelo..... 34
Cuadro 5.	Total de individuos por género cuantificados por finca durante 12 meses en raíces. 34
Cuadro 6.	Identificación del mes, cantidad máxima y mínima de fitonematodos en 100 g de suelo de caña de azúcar y etapa fenológica del cultivo al momento del muestreo..... 49
Cuadro 7.	Identificación del mes, cantidad máxima y mínima de fitonematodos en 50 g de raíces de caña de azúcar y etapa fenológica del cultivo al momento del muestreo..... 50
Cuadro 8.	Resultados del comportamiento espacial de abundancia, frecuencia absoluta, frecuencia relativa en muestras de suelo y raíz en áreas de estudio..... 52
Cuadro 9.	Abundancia, frecuencia absoluta y relativa de poblaciones de nematodos en muestras de suelo y raíz en la finca Verapaz..... 53
Cuadro 10.	Abundancia, frecuencia absoluta y relativa de poblaciones de nematodos en muestras de suelo y raíz en la finca Obraje. 54
Cuadro 11.	Abundancia, frecuencia absoluta y relativa de poblaciones de nematodos en muestras de suelo y raíz en la finca Playa Grande. 55
Cuadro 12A.	Índice de Simpson temporal en suelo y raíz para la finca Verapaz, temperatura promedio (°C) y precipitación acumulada (mm)..... 64
Cuadro 13A.	Índice de Simpson temporal en suelo y raíz para la finca Obraje, temperatura promedio (°C) y precipitación acumulada (mm)..... 64

Cuadro 14A. Índice de Simpson temporal en suelo y raíz para la finca Playa Grande, temperatura promedio (°C) y precipitación acumulada (mm).	65
--	----

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Morfología de caña de azúcar. a) Macollamiento, b) Estructura de la vaina, c) Zona radicular.....	4
Figura 2. Fenología de la caña de azúcar.	8
Figura 3. Ciclo de vida de los nematodos.	11
Figura 4. Mapa de ubicación de las fincas Verapaz, Obraje y Playa grande.....	17
Figura 5. Temperatura de las áreas de estudio durante el año 2017.	18
Figura 6. Precipitación pluvial de las áreas de estudio durante el año 2017.	18
Figura 7. Humedad relativa de las áreas de estudio durante el año 2017.	19
Figura 8. Ubicación de puntos de muestreo en finca Verapaz, lote 201 y 101.....	20
Figura 9. Ubicación de puntos de muestreo en la finca Obraje, lote 205 y 204.	22
Figura 10. Ubicación de puntos de muestreo en la finca Playa Grande, lote 101.	24
Figura 11. Secuencia de extracción de nematodos en suelo y raíz. Suelo: a) Distribución de tubos con muestra de suelo, b) Deshecho de sobrenadante, c) Adición de solución azucarada, d) Centrifugación. Raíz: e) Pesaje de muestra, f) Corte del material, g) Homogenización de la muestra, h) Tamizado.....	28
Figura 12. Dinámica de poblaciones de géneros de nematodos en finca Verapaz, lote 101, pante 200. a) Nematodos en 100 g de suelo, b) Nematodos en 50 g de raíz, c) Fenología de la caña de azúcar.	36
Figura 13. Dinámica de poblaciones de géneros de nematodos en finca Verapaz, lote 101, pante 213. a) Nematodos en 100 g de suelo, b) Nematodos en 50 g de raíz, c) Fenología de la caña de azúcar.	38
Figura 14. Dinámica de poblaciones de géneros de nematodos en finca Verapaz, lote 201, pante 216. a) Nematodos en 100 g de suelo, b) Nematodos en 50 g de raíz, c) Fenología de la caña de azúcar.	40
Figura 15. Dinámica de poblaciones de géneros de nematodos en finca Verapaz, lote 201, pante 227. a) Nematodos en 100 g de suelo, b) Nematodos en 50 g de raíz, c) Fenología de la caña de azúcar.	42
Figura 16. Dinámica de poblaciones de géneros de nematodos en finca Obraje, lote 204, pante 50. a) Nematodos en 100 g de suelo, b) Nematodos en 50 g de raíz, c) Fenología de la caña de azúcar.	44

Página

Figura 17. Dinámica de poblaciones de géneros de nematodos en finca Obraje, lote 205, pante 11. a) Nematodos en 100 g de suelo, b) Nematodos en 50 g de raíz, c) Fenología de la caña de azúcar.	46
Figura 18. Dinámica de poblaciones de géneros de nematodos en finca Playa Grande, lote 101, pante 7. A) Nematodos en 100 g de suelo, b) Nematodos en 50 g de raíz, c) Fenología de la caña de azúcar.	48
Figura 19. Comportamiento espacial del índice de diversidad de Simpson en muestras de suelo, raíz y muestra de la finca.	53
Figura 20. Síntomas presentados en campo. a) amarillamiento y crecimiento desuniforme, b) zona radicular escasa, c) coloración rojiza en zona radicular..	56
Figura 21. Daños ocasionados por fitonematodos, a) Áreas necróticas ocasionadas por <i>Pratylenchus</i> , b) Deformación en zona radicular ocasionada por <i>Meloidogyne</i> , c) Hembra de <i>Meloidogyne</i>	56
Figura 22. Identificación de especie de <i>Meloidogyne</i> , a) Tinción de raíz, b) Corte perineal de <i>M. javanica</i>	57

1. INTRODUCCIÓN

El cultivo de caña de azúcar inició en Guatemala en 1530, sin embargo, fue hasta el año de 1590 cuando se fundó el primer ingenio en San Jerónimo, Baja Verapaz, y su producción ascendía a 600 arrobas mensuales (Miron, 1998).

Para el año 2017 operaban 11 ingenios ubicados en cuatro departamentos en la costa del pacífico. Para el 2015-2016 los 11 ingenios cultivaron un área de 270 mil ha con una producción total de 27 millones de ton de caña molida. La industria azucarera en Guatemala fue en aumento, hasta el punto de ubicar a Guatemala como el quinto país exportador de azúcar a nivel mundial y el segundo en Latinoamérica (Melgar et al., 2012).

Debido a la importancia que tiene el cultivo de caña de azúcar en el país, es que se vuelve de suma importancia la realización de estudios enfocados en temas de: manejo de malezas, plagas, sistemas de riego, fertilización, aplicación de madurantes y enfermedades.

En el cultivo de la caña de azúcar en Guatemala se han identificado 24 enfermedades, de 126 que se han reportado en aproximadamente 109 países, enfermedades provocadas principalmente por bacterias, virus y hongos (Melgar et al., 2012). Sin embargo, existen otros organismos que pueden ejercer un efecto negativo sobre el cultivo, estos son los nematodos fitopatógenos.

En Guatemala no se han realizado estudios que se enfoquen en fitonematodos asociados al cultivo de caña de azúcar, estos organismos, según la literatura, pueden estar asociados a la baja producción de la caña de azúcar. Los fitonematodos ocasionan daños en la zona radicular y es por ello por lo que se realizó esta investigación.

En áreas de las fincas Verapaz, Obraje y Playa Grande durante la zafra 2014-2015 a la 2015-2016, se observó una reducción en rendimiento de toneladas de caña de azúcar por ha. También se observó sintomatología como pérdida de plantas en el campo, crecimiento desuniforme, plantas con sistema radicular escaso, raíces con lesiones o con áreas necróticas, fermentación de la caña, tallos huecos, amarillamiento en el área foliar, entre otros.

La investigación se realizó con el fin de determinar los géneros de nematodos fitoparásitos, estudiar el comportamiento de manera espacial y temporal de poblaciones de estos organismos pluricelulares e identificar el daño ocasionado por los géneros con mayor población asociados al cultivo de caña de azúcar.

2. MARCO TEÓRICO

2.1 Marco conceptual

2.1.1. Origen del cultivo de la caña de azúcar

La caña de azúcar como planta, es nativa de las regiones con clima subtropical y tropical del sudeste de Asia. Y en el año de 1530 comenzó a cultivarse en Guatemala (Miron, 1998).

2.1.2. Taxonomía de la caña de azúcar

El cultivo de caña de azúcar se clasifica de forma taxonómica de la siguiente forma:

Clase: Liliopsida
Subclase: Commelinidae
Orden: Poales
Familia: Poaceae
Subfamilia: Panicoideae
Tribu: Andropogonaeae
Género: *Saccharum*
Especie: *Saccharum* spp.

(CONADESUCA, 2015)

2.1.3. Variedades de caña en áreas de estudio

A. Variedad CP 73-1547

La variedad CP 73-1547 posee un deshoje natural, hábito de crecimiento de tallos semi-abiertos, cantidad de follaje regular y un cogollo largo. El entrenudo es de color verde amarillento con manchas negras y ceroso, el crecimiento del entrenudo es en forma de zigzag o ligeramente curvado y la cicatriz foliar es ligeramente abultada (Orozco et al., 2004).

El nudo de esta variedad es de forma cilíndrico, la yema es redonda protuberante, y el anillo de crecimiento es semi-liso, la vaina posee un desprendimiento intermedio, es de color verde con manchas rojizas, con borde seco unido longitudinalmente y presencia de afate intermedio. La lamina foliar de esta variedad es ancha y de un color verde oscuro.

Esta variedad que proviene de Canal Point, Florida, baja incidencia de escaldadura y carbón. Maduración temprana y se siembra en una zona altitudinal media entre 100 m - 300 m s.n.m. y también en zonas altitudinales bajas menores de 100 m s.n.m., esta variedad comercial y no promisoría (Orozco et al., 2004).

Para el año 2016 y 2017 esta variedad se encontraba cultivada en algunos de los lotes de la finca de Obraje, en el municipio de La Gomera, en donde el tipo de riego es tipo frontal de un ala.

B. Variedad GG 00-102

La variedad CG 00-102 posee poco deshoje natural, hábito de crecimiento de tallos semi-erecto, cantidad de follaje intermedio y con regular cierre natural. Sus entrenudos son de color verde amarillento con manchas negras y presencia de cera, tienen crecimiento en forma de barril, y el tallo está conformado por entrenudos alineados. El nudo de esta variedad es de crecimiento cilíndrico, yema semi-lisa, de forma pentagonal y un anillo de crecimiento semi-liso.

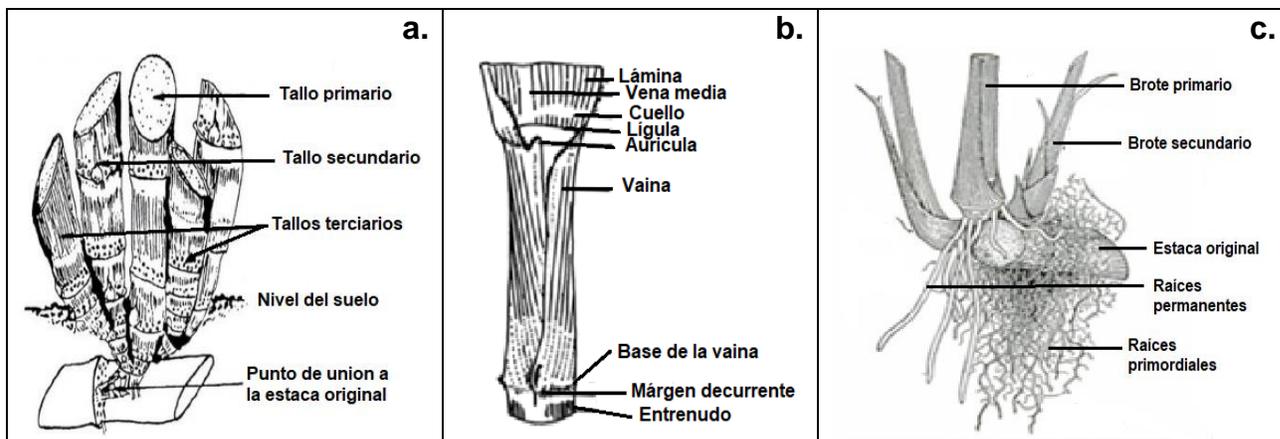
Cuello deltoide cuadrado, color verde oscuro con pubescencia en su base y textura generalmente lisa. La aurícula es larga y lanceolada, lígula es creciente centro estrecho romboidal, vaina de desprendimiento fácil, presencia de afate intermedio, color verde con manchas moradas con poca presencia de cera, lámina foliar con borde aserrado y con nervadura central amarilla.

La variedad CG 00-102 en el estrato litoral posee baja incidencia en raya roja, además de que sus tallos son de altura media y diámetro intermedio, cogollo corto y sus yemas están protegidas, su porcentaje de floración es cero en la zona baja al igual que su porcentaje en corcho.

2.1.4. Morfología de la caña de azúcar

Es una planta monocotiledónea la cual pertenece a la familia Poaceae. El amplio conocimiento sobre la morfología de la planta de la caña permite reconocer las especies y variedades existentes (Osario, 2007).

Las partes básicas de la estructura de una planta de caña de azúcar son el tallo, las hojas y raíces, las cuales se muestran en la figura 1a, b y c. El tallo es la parte aprovechada para la producción de azúcar y sus derivados.



Fuente: Subirós, 2000.

Figura 1. Morfología de caña de azúcar. a) Macollamiento, b) Estructura de la vaina, c) Zona radicular.

A. Tallo

La planta de caña de azúcar se desarrolla en macollas, en general producen tallos de dos a tres metros de altura por año, según la variedad a la que pertenezcan, estos se dividen en tallos primarios, secundarios y culmos. Los tallos poseen aproximadamente 75 % de agua y está formado por los nudos y entre nudos (Villa, s.f.)

El tallo de la caña de azúcar se forma en el momento en el cual las yemas germinan y es entonces cuando se produce el primer eje o tallo primario con sus nudos y entre nudos. Del tallo primario a su vez germinan yemas que van produciendo nuevos brotes llamados tallos secundarios y así sucesivamente se va conformando la aglomeración de tallos es por esta razón que a la secuencia de este proceso se le llama macollamiento, como se observa en la figura 1a.

Según Villa (s.f.) en el tallo de la caña de azúcar se distribuye y almacena el azúcar, el cual se acumula en los entre nudos. La concentración de azúcares va disminuyendo a medida que asciende hacia la parte superior del tallo.

Dentro del desarrollo del tallo de la caña de azúcar existen aspectos indeseables como lo es el desarrollo de mamones o chupones, formación de “lalas” y formación de cavidades internas. Los llamados mamones o chupones son tallos jóvenes, con alto contenido de humedad y bajo contenido de sacarosa lo cual afecta de manera negativa la calidad del jugo de la caña y crecen en consecuencia de una descoordinación en el crecimiento de los tallos causado por aspectos como incidencia de luz o varietales.

Las “lajas” son yemas que han activado su crecimiento, lo cual es consecuencia de pérdida de dominancia apical del meristemo del tallo, debido a que las auxinas no se mantienen en niveles suficientes que permitan conservar dicha dominancia. También pueden formarse por daños mecánicos, ataque de plagas, enfermedades, baja humedad (Subirós, 2000).

En cuanto a las cavidades internas con frecuencia es posible observarlas, en la zona más profunda del tallo, esta característica es principalmente asociada con aspectos varietales, sin embargo, puede relacionarse también con excesiva fertilización de nitrógeno, alta humedad y temperatura lo cual puede probablemente se atribuya al tipo de suelo (Subirós, 2000).

B. Hoja

Las hojas de la caña de azúcar se originan en los nudos y se distribuyen de manera alterna a lo largo del tallo a medida que este crece. En la figura 1b se observa como cada hoja está formada por la lámina foliar y por las vainas, esta última es de forma tubular y envuelve el tallo.

El cuello aumenta en la base, también puede poseer o no pelos urticantes, la longitud y cantidad de estos dependen de la variedad de la caña (Osario, 2007). La unión entre estas dos partes se denomina lígula y en cada extremo de estas existe una aurícula con pubescencia variable. La forma y el color de la lígula, así como la forma de la aurícula, son características importantes en la diferenciación de las variedades de la caña de azúcar (Amaya et al., 1995).

Villa (s.f.) refiere que las hojas de la caña miden generalmente entre 0.9 m - 1.5 m de longitud y 1.0 cm – 10 cm de ancho. El color de las hojas de la planta de caña de azúcar varía de verde- claro a oscuro. Sin embargo, es posible encontrar variedades con colores púrpura o verde-púrpura. Esto se debe a una mayor acumulación de carotenoides, en ocasiones se presentan variegaciones y albinismo, debido a anomalías fisiológicas o genéticas (Amaya et al., 1995).

C. Raíz

La raíz forma la porción interna subterránea de la planta, es el órgano que se encarga de sostener y a su vez es el medio utilizado para la absorción de nutrientes y agua que se hallan dispersos en el suelo. Es de tipo fibroso y alrededor del 80 % de la raíz se halla en los primeros 35 cm de suelo (Días & Portocarrero, 2002).

Las raíces que se originan en la yema del tallo, es decir en la zona cercana al entrenudo son adventicias. En la figura 1c se observa las raíces primordiales y permanentes (Subirós, 2002).

a. Raíces primordiales

Se forman a partir de los primordios radicales los cuales se hallan en la banda de raíces, son delgados y ramificadas además que estas raíces son efímeras. Su función principal es absorber agua y sales minerales para que la yema se desarrolle. Cuando la yema ha germinado y hay macollamiento, las raíces primordiales son sustituidas por raíces permanentes (Subirós, 2002).

b. Raíces permanentes

Brotan conforme se van desarrollando los tallos nuevos en el macollamiento. Las raíces permanentes poseen mayor diámetro y longitud en su comparación de las primordiales, la cantidad de raíces aumenta de acuerdo con el desarrollo del resto de la planta (Subirós, 2002).

Las raíces primordiales cumplen su función en aproximadamente dos meses después de la siembra, mientras que las permanentes generalmente se completa la formación entre los cuatro y cinco meses de edad. Al momento en que las raíces permanentes envejecen, estas se toman a un color café oscuro y pierden su funcionalidad hasta que mueren. Al realizar la cosecha los brotes nuevos producen raíces nuevas que son las que permiten a la planta iniciar de nuevo su ciclo.

El óptimo desarrollo de la zona radicular de la caña de azúcar muchas veces puede estar influenciada por factores como: variedad, disponibilidad de agua, nivel freático alto, textura y compactación de suelos.

D. Flor

La flor de la caña de azúcar se presenta en panícula sedosa en forma de espiga. Las espiguillas que están dispuestas a lo largo de un raquis contienen una flor hermafrodita con tres anteras y ovario con dos estigmas. Cada flor de la caña de azúcar está rodeada de pubescencias largas, lo cual le da a la inflorescencia un aspecto (Osario, 2007).

2.1.5. Fenología y fisiología de la caña de azúcar

Dentro de la fenología de la caña de azúcar se distinguen: germinación o brotación, macollamiento o ahijamiento, crecimiento y maduración, cada una de estas etapas se observa en la figura 2.

A. Brotación o germinación (EF-1)

La germinación de la semilla de caña se da aproximadamente en la tercera o cuarta semana de haberse sembrado, este es un proceso en el cual los órganos primarios, latentes en la yema inician su crecimiento y desarrollo. El proceso de germinación finaliza con la emisión de las raíces primordiales, las cuales se originan de los meristemos radicales en los entrenudos de los tallos.

Durante la germinación afectan factores externos: la temperatura, humedad, preparación del terreno, calidad y tratamiento de la semilla y también factores internos: variedad, posición de la yema en el tallo (edad de la yema), longitud del tolete, número de yemas por tolete e intervalo de tiempo entre corte y siembra (Rivera, 2008). Una emergencia prolongada y escasa afecta en el cumplimiento de las fases que siguen en la producción.

B. Macollamiento o ahijamiento (EF-2)

Consiste en la emisión de tallos secundarios a partir del tallo principal. Cabe mencionar que es en esta fase en la cual se genera el sistema radicular adventicio permanente de la planta.

Esta etapa es fundamental para la determinación de del número potencial de órganos cosechables. En la etapa de macollamiento el número de hojas/tallo no aumenta, de manera contraria ocurre en la relación tallos por metro lineal, pues prácticamente triplica el valor alcanzado al término de la fase de emergencia.

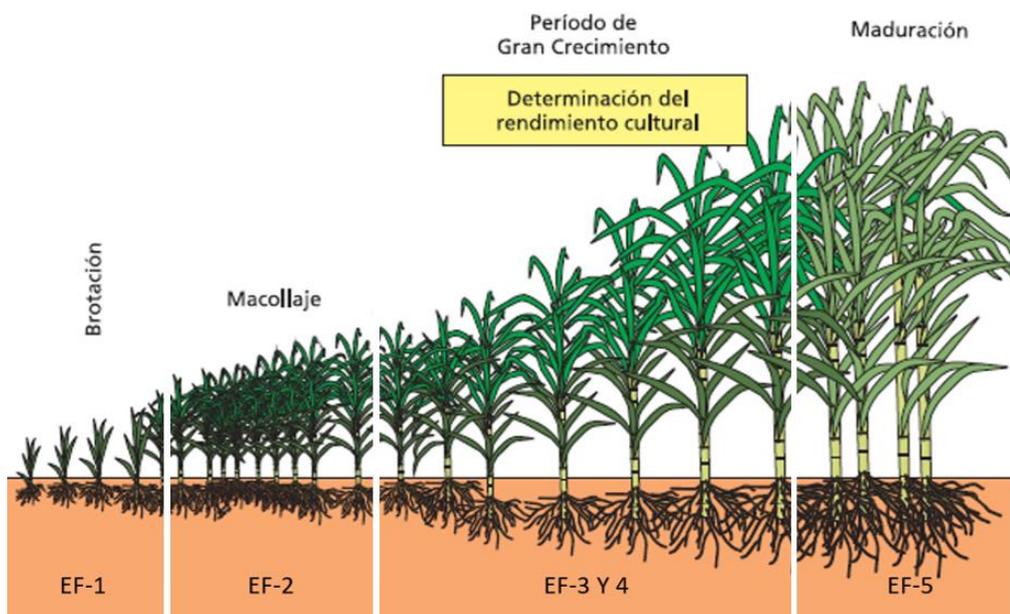
C. Crecimiento o elongación I y II (EF-3 y EF-4)

Los factores que influyen en esta fase del cultivo de la caña de azúcar son: variedad, humedad, fertilización, temperatura, luminosidad, superficie foliar y viento.

En esta etapa existen transformaciones de tipo morfológico y fisiológico, estos ocurren de forma continua, este periodo se basa en que, durante las primeras etapas, los órganos de asimilación y absorción están constituidos por hojas y raíces muy pequeñas que realizan la función en forma limitada y producen materia reducida. Estos órganos que aumentan de número, tamaño y área, intervienen en las funciones metabólicas de la planta dándole aumento al peso y tamaño de esta.

D. Maduración (EF-5)

Existe la maduración industrial y la fisiológica. La primera ocurre cuando la materia prima exhibe un óptimo de sacarosa en su jugo, mientras que la segunda ocurre cuando se forma la panícula o inflorescencia, continuación del crecimiento de la yema terminal al término del desarrollo vegetativo de la planta.



Fuente: Yara, 2021.

Figura 2. Fenología de la caña de azúcar.

2.1.6. Antecedentes de fitonematodos en áreas de estudio

En las fincas Obraje, Verapaz y Playa Grande, en años anteriores no se han realizado estudios relacionados con la identificación de géneros de fitonematodos y/o comportamiento poblacional en el cultivo de caña de azúcar.

Actualmente, Guatemala carece de investigaciones relacionadas a la dinámica poblacional, determinación de géneros e identificación de daños de fitonematodos en el cultivo de caña de azúcar. El único trabajo que se ha realizado para el estudio de fitonematodos en caña de azúcar fue en el año de 1994, en el departamento de Retalhuleu.

Se hallaron nueve géneros de nematodos fitoparásitos y su porcentaje de aparición fue: *Helicotylenchus* (22.4 %), *Pratylenchus* (21.1 %), *Tylenchus* (13.5 %), *Meloidogyne* (8.9 %), *Tylenchulus* (8 %), *Criconemoides* (8 %), *Radopholus* (8 %), *Hoplolaimus* (5.9 %) y

Xiphinema (4.2 %) los cuales aparecieron de manera secuencial a lo largo del periodo de estudio además que estos géneros presentaron condiciones de resistencia ambiental (Domínguez, 1994).

Se determinó que la presencia de las poblaciones de nematodos es influenciada por la clase textural de los suelos en los cuales se realizaron los muestreos, pues es un factor que influye en la velocidad de movimiento y locomoción de los nematodos, y así también obliga a reproducirse en forma conjunta produciendo daños focales en el cultivo.

Se menciona en la literatura que los géneros *Helicotylenchus* y *Pratylenchus* poseen un porcentaje de incidencia mayor del 80 % y la severidad de ambos sobrepasan el 51 % además de ser importantes en el cultivo de la caña de azúcar, en especial en la etapa de maduración. Los géneros *Hoplolaimus*, *Tylenchus* y *Meloidogyne* presentan dinámica poblacional inversamente proporcional a la precipitación pluvial.

2.1.7. Nematodos fitoparásitos

En el año de 1743 fueron reportados por Needham los primeros nematodos fitoparásitos, los cuales fueron hallados en granos de trigo, sin embargo, fue hasta el año de 1980 que se observaron otros nematodos entre ellos los del bulbo y tallo, los noduladores y formadores de quistes en raíces. La serie de estudios realizados por Cobb de 1913 a 1932 sobre fitoparásitos, contribuyó en los aspectos de metodología, morfología y taxonomía de los nematodos (Agrios, 2008).

Los nematodos son organismos multicelulares, un grupo de animales invertebrados posicionados en el nivel más bajo de la jerarquía taxonómica del reino animal. La mayoría de los nematodos son micófagos de vida libre, otros se alimentan de microorganismos, tales como bacterias (bacteriófagos), algas, protozoarios y pequeñas lombrices (Agrios, 2008), mientras que los nematodos fitoparásitos se alimentan de plantas.

A. Morfología

El cuerpo de los nematodos posee tres capas, las cuales son: cutícula, hipodermis y musculatura. La función principal de la cutícula es el intercambio de gases con el exterior y proveer protección del medioambiente.

El sistema digestivo está conformado por un tubo el cual inicia en la boca del nematodo o abertura bucal, y termina en el ano. En las hembras el sistema digestivo se divide en tres áreas, las cuales son: esófago, intestino y recto, mientras que en los machos el intestino y el teste terminan en la cloaca. Existen seis labios que rodean la abertura bucal, que conecta con la cavidad de la boca donde se halla el estilete, el cual es un aparato en forma de aguja,

este varía dependiendo del género al que pertenezcan (Agrios, 2008), ya que puede ser odontoestilete, estomatoestilete y onquioestilete (Clemson University, 2008).

En la mayoría de especies que son fitoparasíticas, su cuerpo se compone de: corpus el cual es la porción más cercana al estilete, formado por una parte anterior delgada o pro corpus y por una posterior engrosada o bulbo medio, también se conforma por el istmo, parte estrecha, y por último por el bulbo basal, en el cual se hallan las glándulas esofágicas que contienen las enzimas digestivas que son utilizadas para degradar y penetrar las células que conforman los tejidos vegetales de la planta, para luego ser digeridos por el nematodo (Román & Acosta, 1984).

a. Tamaño

Existe variación en tamaño de los nematodos fitoparásitos. *Paratylenchus* es el de menor tamaño con 200 μm de longitud y *Longidorus* con 4,000 μm y es el más grande (Clemson University, 2008), en algunos casos el ancho del cuerpo de los nematodos puede ir de 0.01 mm a 0.5 mm (Ravichandra, 2014).

b. Forma

La mayoría de los nematodos es vermiforme o fusiforme, no segmentados, el ancho del cuerpo disminuye gradualmente en las dos extremidades. La cola varía de redonda a filiforme y poseen una simetría bilateral (Clemson University, 2008).

c. Color

El cuerpo de los nematodos es hialino, es decir transparente o incoloro, pseudocelomados, es decir, presencia de un espacio lleno de líquido entre el tubo digestivo y la pared del cuerpo donde se encuentran los sistemas digestivo, reproductor, excretor y nervioso, además de poseer triploblastos (presencia de ectodermo, mesodermo y endodermo) (Agrios, 2008).

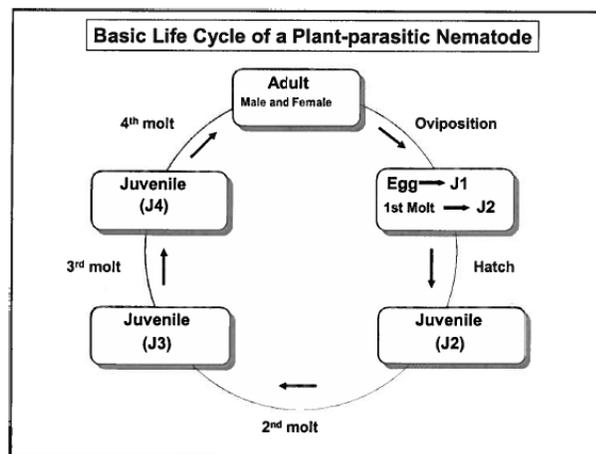
B. Inoculación

En los nematodos, el inóculo puede ser el individuo adulto, las larvas o los huevecillos de ellos. En las plantas superiores parasitan sus porciones vegetativas o sus semillas y depositan su inóculo sobre la superficie de las plantas infectadas o bien su inóculo llega a la superficie de la planta cuando se degradan los tejidos infectados (Agrios, 2008).

C. Ciclo de vida

El ciclo de vida de los nematodos se presenta en la figura 3 en su mayoría, es semejante entre los géneros. Desde la etapa de huevecillo a otra etapa pueden terminar en tres o cuatro semanas bajo condiciones ambientales idóneas, principalmente la temperatura, sin embargo, a bajas temperaturas este ciclo se prolonga. Algunas de las especies de nematodos, la primera o segunda etapa de larva no puede infectar plantas y las funciones metabólicas de las larvas se realizan a expensas de la energía almacenada dentro el huevecillo, pero cuando se forman las etapas infectivas, estas larvas deben alimentarse de un hospedante susceptible o por lo contrario sufren inanición y mueren (Peña & Páez, 2014).

La ausencia de un hospedante adecuado ocasiona la muerte de los nematodos de ciertas especies en unas cuantas semanas, pero por otro lado existen especies que en sus etapas larvarias o huevos pueden desecarse y permanecer en estado de reposo o latencia (Agrios, 2008).



Fuente: Agrios, 2008.

Figura 3. Ciclo de vida de los nematodos.

D. Diseminación

Según Agrios (2008) los nematodos que habitan en el suelo se diseminan o son transportados por partículas del mismo que se hallan suspendidas en el polvo, cabe mencionar que el viento interviene también en la diseminación de varios patógenos y entre ellos los nematodos al dispersar gotas de lluvia que contienen a esos organismos y al transportar a una cierta distancia, además de ser el viento un causante de que plantas

aledañas o partes de ellas se rocen entre si propiciando la diseminación por medio del contacto.

Otra forma de diseminación de nematodos es el agua, pues estos organismos se movilizan por medio de la lluvia o bien por medio del agua de riego que se lleve a cabo en los cultivos. En el cultivo de caña de azúcar otra forma de diseminación de nematodos o patógenos, puede ser la utilización de maquinaria para las diferentes labores.

E. Diagnóstico

En general, la sintomatología que presentan los cultivos con altas poblaciones de nematodos es parecida a los síntomas provocados por deficiencias nutricionales, estrés hídrico, patógenos como hongos y bacterias, exceptuando los daños que ocasiona el nematodo nodulador o de agalla.

La severidad en la que se presenten los daños dependerá del cultivo afectado, género de nematodo, edad del cultivo y las condiciones climáticas del lugar. Los síntomas que presentan los nematodos al dañar las plantas se pueden dividir en síntomas aéreos (generales) y subterráneos (específicos) (Román & Acosta, 1984).

Entre los síntomas que se reportan para el cultivo de caña de azúcar con presencia de fitonematodos están: formación de agallas, reducción en crecimiento y número de tallos, lesiones rojizas, necrosis, pudrición en raíces y amarillamiento en el follaje. La presencia de fitonematodos puede ser verificada extrayendo la zona radicular de la caña de azúcar y examinándola cuidadosamente o incluso realizando tinciones de raíces observándolas bajo microscopio (Bridge & Starr, 2007).

F. Ecología

Según Talavera (2003) citado por Peña y Páez (2014), la mayoría de los nematodos fitoparásitos pasan la mayor parte de su ciclo biológico libres en el suelo, alimentándose de manera superficial de la zona radicular de su hospedero y tallos subterráneos, sin embargo, los nematodos sedentarios especializados, en la etapa de huevecillos y larvarias e incluso los machos se encuentran en el suelo durante toda su vida o gran parte de ella.

Existen ciertos factores como la temperatura, humedad y aireación que intervienen en la supervivencia y transporte de los nematodos. La mayor parte de las poblaciones se hallan en los primeros 15 cm del suelo, pero en los suelos cultivados, su distribución varía y es más profunda en relación con la zona radicular, por lo que las poblaciones suelen hallarse de 30 cm a 150 cm.

El aumento de las poblaciones de nematodos también se ve influenciado con respecto a la abundancia de alimento y a la atracción que tienen por los exudados que libera la rizosfera. También se ve involucrado el efecto del factor incubación de las sustancias que se originan en la raíz y se difunden en los alrededores del suelo estimulando, notablemente, la incubación de los huevecillos de algunas especies de nematodos (Peña & Páez, 2014).

Con respecto a la movilidad de los nematodos, estos se distribuyen en el suelo de forma lenta y la distancia total que recorre probablemente no excede de un metro por estación. Su movilidad aumenta cuando el suelo en el que se encuentran posee una ligera lámina de agua o inundado. En cuanto al hábitat, estos se dividen en ectoparásitos y endoparásitos. Los ectoparásitos son las especies que normalmente no penetran el tejido radicular, sino que se alimentan solamente de células que se encuentran cerca de la superficie de la raíz o incluso del follaje, mientras que los endoparásitos son aquellas especies que penetran al hospedante y se alimentan de él.

G. Principales géneros de fitonematodos en caña

a. *Pratylenchus*

Pratylenchus pertenece a los nematodos migratorios endoparásitos, este género penetra a su hospedero necrosando las células a su paso, cuando ya no existen más células vivas es cuando *Pratylenchus* migra a otro hospedero, las lesiones que estos nematodos ocasionan dejan entrada a que hongos y bacterias agraven en mayor grado el estado de la zona radicular, es por ello que se conoce que *Pratylenchus* ha formado complejos con *Fusarium* y otros patógenos (Rodríguez & Sánchez, 2002).

Algunas de las características de *Pratylenchus*, mencionadas en el manual de Clemson University (2008) son: nematodo pequeño, estilete largo, reducción post valvular en el diámetro del cuerpo, monodélfico, forma de gancho, los machos tienen estilete reducido.

i. Distribución de *Pratylenchus*

El clima no parece influir de manera significativa en la distribución de este género de nematodos, además es posible que sean más numerosas las poblaciones en partes cálidas de las zonas templadas que en los trópicos y subtropicos. El área de Escuintla contiene zonas de vida tropicales húmedas y secas, lo que se considera ambiente idóneo para la distribución de este género. Muchas especies que pertenecen a este género se encuentran asociadas al cultivo de caña de azúcar, sin embargo, la especie más común es *P. zae* según Bridge y Starr (2007).

b. *Meloidogyne*

El género de *Meloidogyne* incluye a las especies más importantes de fitonematodos en la agricultura a nivel mundial, son endoparásitos sedentarios. El estadio J2 migra por el tejido de la planta y se establece en un sitio para alimentarse dañando así los tejidos vasculares, la hembra empieza a deformar el tejido debido a hiperplasia e hipertrofia de los tejidos corticales que rodean al nematodo lo que da a lugar la formación de las agallas (Bridge & Starr, 2007)

Según Clemson University (2008) las características principales de *Meloidogyne* indica que la hembra adulta en forma de pera, poro excretorio anterior al metacorpus, estilete débil, marco labial débil, patrones perineales y machos vermiformes.

Según Gómez & Montes (s.f.) los nematodos formadores de quistes poseen estiletos robustos que les permiten perforar las paredes celulares de los hospederos, mientras que en los estados juveniles penetran la raíz con dirección al cilindro vascular, la migración hacia ese tejido es destructiva y en su transcurso los nematodos dejan un rastro de células muertas.

Al momento que los nematodos atraviesan los tejidos, secretan líquidos que debilitan o botan la pared celular entre la célula inicial y las células parenquimatosas vecinas cuando el nematodo inicia su proceso alimenticio, lo núcleos se agrandan y los nucléolos se hacen más notorios, además el citoplasma comienza a tener una consistencia más densa con abundantes ribosomas y el retículo endoplasmático, es entonces cuando la vacuola central de los protoplastos desaparece (Gómez & Montes, s.f.)

i. Distribución de *Meloidogyne*

La distribución del género *Meloidogyne* es muy amplia pues se encuentra en todos los continentes y en una amplitud latitudinal, este género está adaptado a un clima cálido, así también en partes del mundo entre 35° de latitud sur y 35° de latitud norte.

Dentro de este género se han reportado seis especies para el cultivo de caña de azúcar, sientos *M. incognita* y *M. javanica* las más comunes y extendidas por las regiones con suelos arenosos (Bridge & Starr, 2007).

c. *Criconemoides*

Criconemoides posee una estructura cefálica compleja, la identificación del género es un proceso simple de medida y de recuento del número de anulaciones que se tengan en el cuerpo (Esquivel, 2011).

Las principales características de reconocimiento del género *Criconemoides* según Clemson University (2008) son: anulación, estilete largo, perillas apuntadas hacia adelante, monodélfico, cola corta.

d. *Hoplolaimus*

Entre las características distintivas de este género están: área labial prominente, región cefálica esclerotizada y las hembras con dos gónadas y una glándula del esófago (Esquivel, 2011).

Algunas de sus características de identificación según Clemson University (2008) son: región de los labios salida, fuerte estilete, perillas en forma de tulipanes, superposición dorsal, fásmidos grandes, no opuestos y didélfico.

Los nematodos que pertenecen a este género son migratorios ectoparásitos, poseen cuerpo lateral con una a tres incisiones, obliterado, anillos de la región cefálica con seis arboledas longitudinales, disco labial con forma de limón o huso, sectores laterales del labio más estrechos que los submedianos, extendiéndose sobre los lados laterales de la región cefálica, marco cefálico con seis sectores iguales, glándula dorsal del esófago cuadrinucleado (Esquivel, 2011).

e. *Helicotylenchus*

El género *Helicotylenchus* es perteneciente a la familia Hoplolaimidae, al igual que *Hoplolaimus*, este género junto con *Rotylenchus* si son fijados con calor, sus cuerpos adquieren una forma característica por lo que generalmente son nombrados nematodos espirales, normalmente adquieren esta forma después de muertos (Esquivel, 2011).

Según Clemson University (2008), *Helicotylenchus* se caracteriza por 1/4 de longitud de estilete detrás de perillas, campo lateral con cuatro incisiones, fásmidos pequeños, cola variable a menudo formando punta digitada, didélfico, el lóbulo ventral siempre es más larga, la abertura de la glándula dorsal esofágica con relación a la longitud del estilete está a mayor distancia.

H. Biodiversidad de nematodos

Biodiversidad es una contracción de las palabras “diversidad biológica” y hace referencia a la variabilidad y número que existen en los organismos vivos, tomando en cuenta la variedad entre las especies, de las mismas especies y entre ecosistemas (Green Facts, 2005). Dentro de los fitonematodos hay diversidad en cuanto a sus hábitos, pues existen fitonematodos ectoparásitos, endoparásitos migratorios, endoparásitos sedentarios y semi-endoparasito.

La biodiversidad se halla en todas partes, cada lugar posee una propia y distintiva diversidad e indicadores como el número de especies en un área pueden servir para hacer un seguimiento de determinados aspectos de la biodiversidad de esa área, incluso se puede especificar un medio en el cual medir la diversidad, así como la diversidad en suelo, agua, ya que la diversidad incluye a todo organismo, tales como bacterias, hongos, virus, insectos, plantas entre otros (Green Facts, 2005).

2.1.8. Índice de Simpson

Para el estudio de diversidad de una comunidad, existe la medición de diversidad alfa, beta y gamma. La medición de diversidad alfa hace referencia a la riqueza de una comunidad a la que se toma como homogénea, la diversidad beta se refiere al grado de cambio en la estructura de las especies entre comunidades y la gamma se integra por la alfa y la beta lo que da una riqueza de especies del conjunto de comunidades.

El Índice de Simpson (IS) pertenece a una medición alfa, el cual se basa en la dominancia de las especies y representa la probabilidad de tomar dos individuos al azar y que estos pertenezcan a la misma especie, sin embargo, la diversidad del mismo conjunto puede calcularse como $D = 1 - \lambda$ (Moreno, 2001), quedando la fórmula de la siguiente forma:

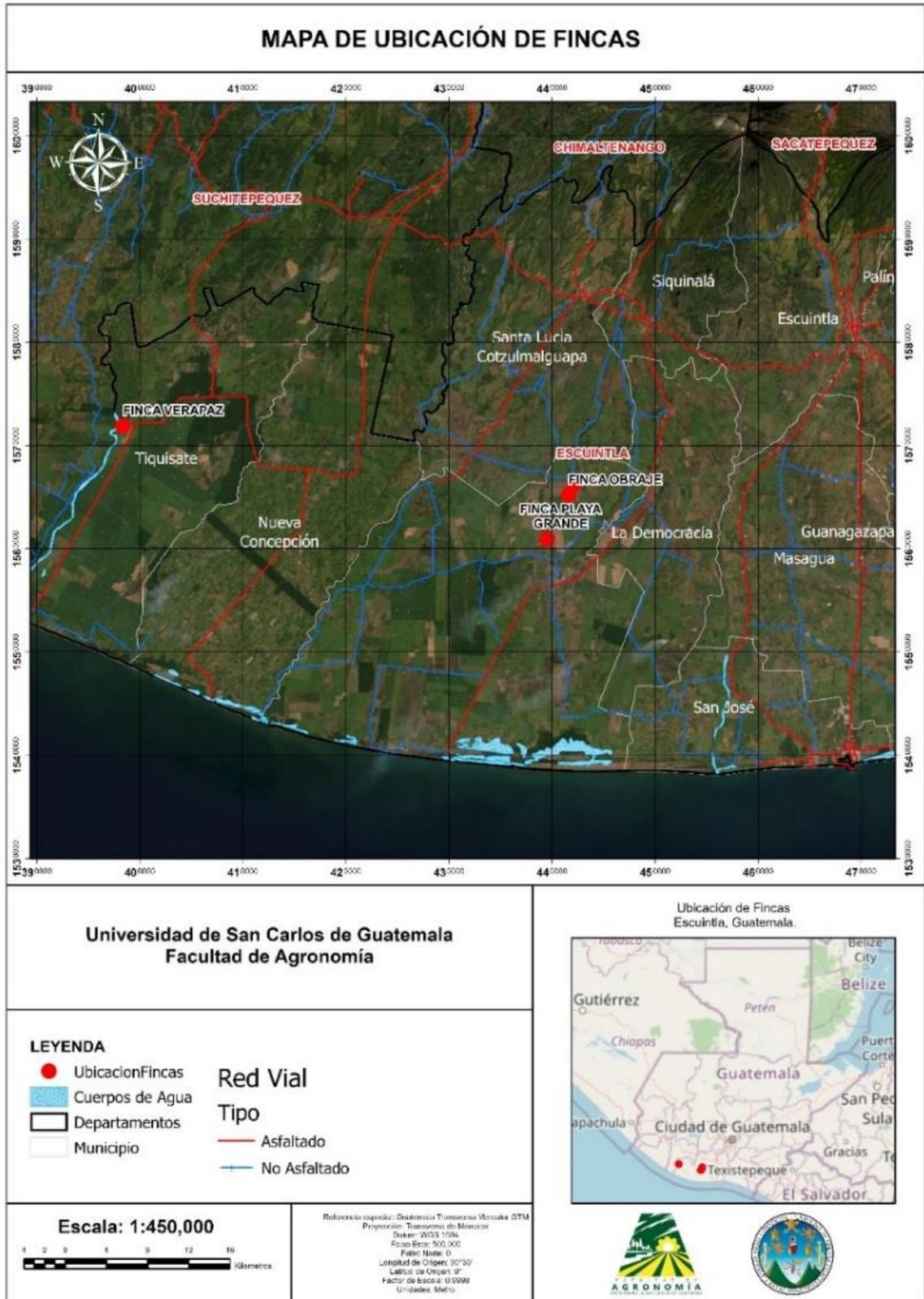
$$IS \text{ diversidad} = 1 - \frac{\sum ni (ni - 1)}{N (N - 1)}$$

En dónde ni corresponde al número de individuos de una especie y N es el número de total de individuos de la comunidad en estudio. Este índice toma valores entre “0” lo que indica una baja diversidad y un máximo de “1” lo que implica una abundante diversidad.

2.2 Marco referencial

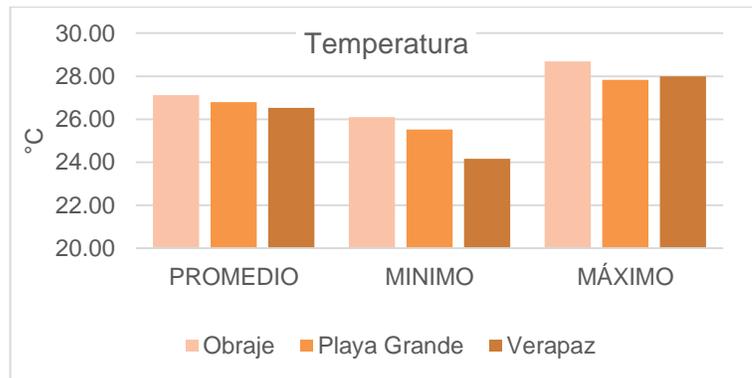
2.2.1 Ubicación geográfica de áreas de estudio

La investigación se llevó a cabo únicamente en los pantes de los lotes afectados de las fincas Verapaz, Playa Grande y Obraje, seleccionados previamente por la empresa. Las áreas de estudio se ubican en el departamento de Escuintla como se muestra en la figura 4.



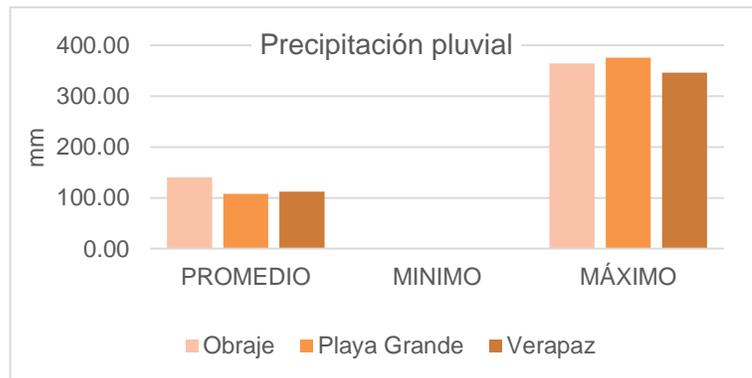
Fuente: elaboración propia, 2021.
Figura 4. Mapa de ubicación de las fincas Verapaz, Obraje y Playa grande.

En las figuras 5, 6 y 7 se muestran datos bioclimáticos de temperatura, precipitación pluvial y humedad relativa para el año 2017, de las fincas relacionadas en el estudio. Los datos fueron obtenidos a partir del Instituto Privado de Investigación sobre el Cambio Climático y las estaciones meteorológicas. Según la ubicación geográfica de cada finca, estas fueron extrapoladas por medio de Polígonos de Thiessen para determinar a la estación meteorológica a la que pertenecían. La finca que se encontraba dentro del área de influencia las estaciones Irlanda, Tehuantepeq y Bonanza para el año 2017 fueron Verapaz, Obraje y Playa Grande, respectivamente.



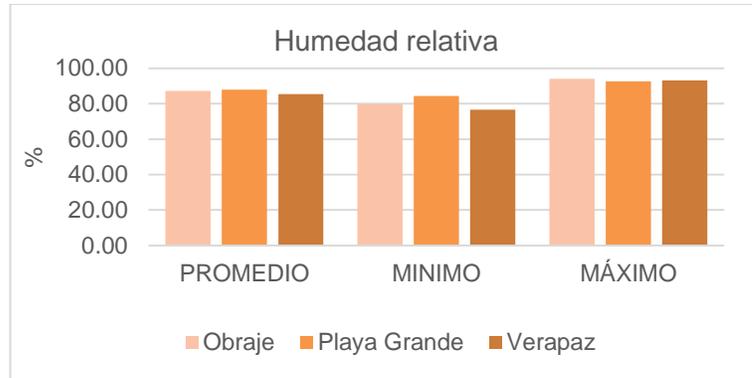
Fuente: Instituto privado de investigación sobre el cambio climático, 2021.

Figura 5. Temperatura de las áreas de estudio durante el año 2017.



Fuente: Instituto privado de investigación sobre el cambio climático, 2021.

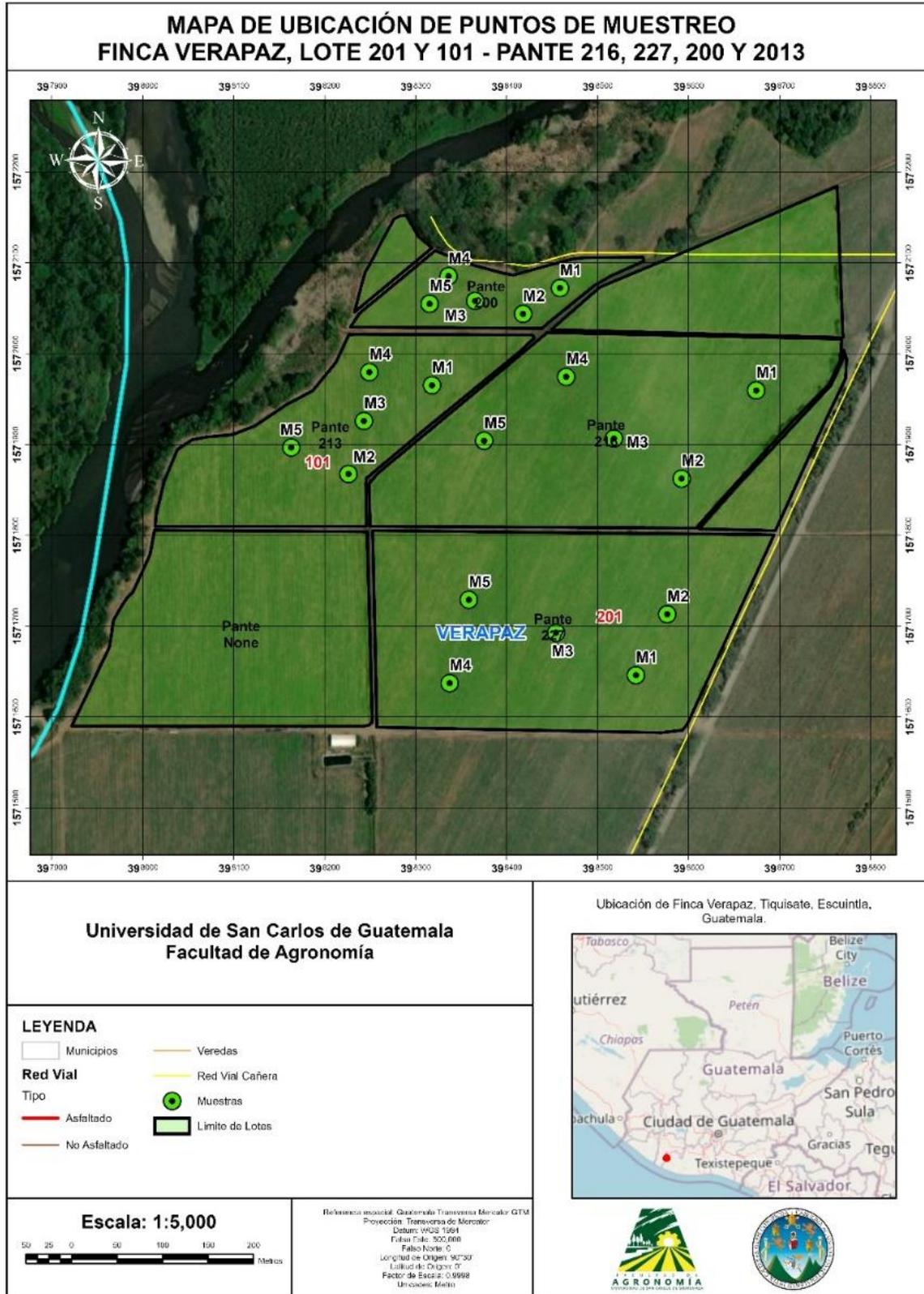
Figura 6. Precipitación pluvial de las áreas de estudio durante el año 2017.



Fuente: Instituto privado de investigación sobre el cambio climático, 2021.

Figura 7. Humedad relativa de las áreas de estudio durante el año 2017.

En cada sitio de estudio, se distribuyeron cinco puntos de muestreo y fueron distribuidos de forma homogénea en cada pante. La distribución de los puntos de muestreo en la finca Verapaz lote 201 pantes 216 y 227 y lote 101 pante 200 y 213 se presentan en la figura 8.



Fuente: elaboración propia, 2021.
Figura 8. Ubicación de puntos de muestreo en finca Verapaz, lote 201 y 101.

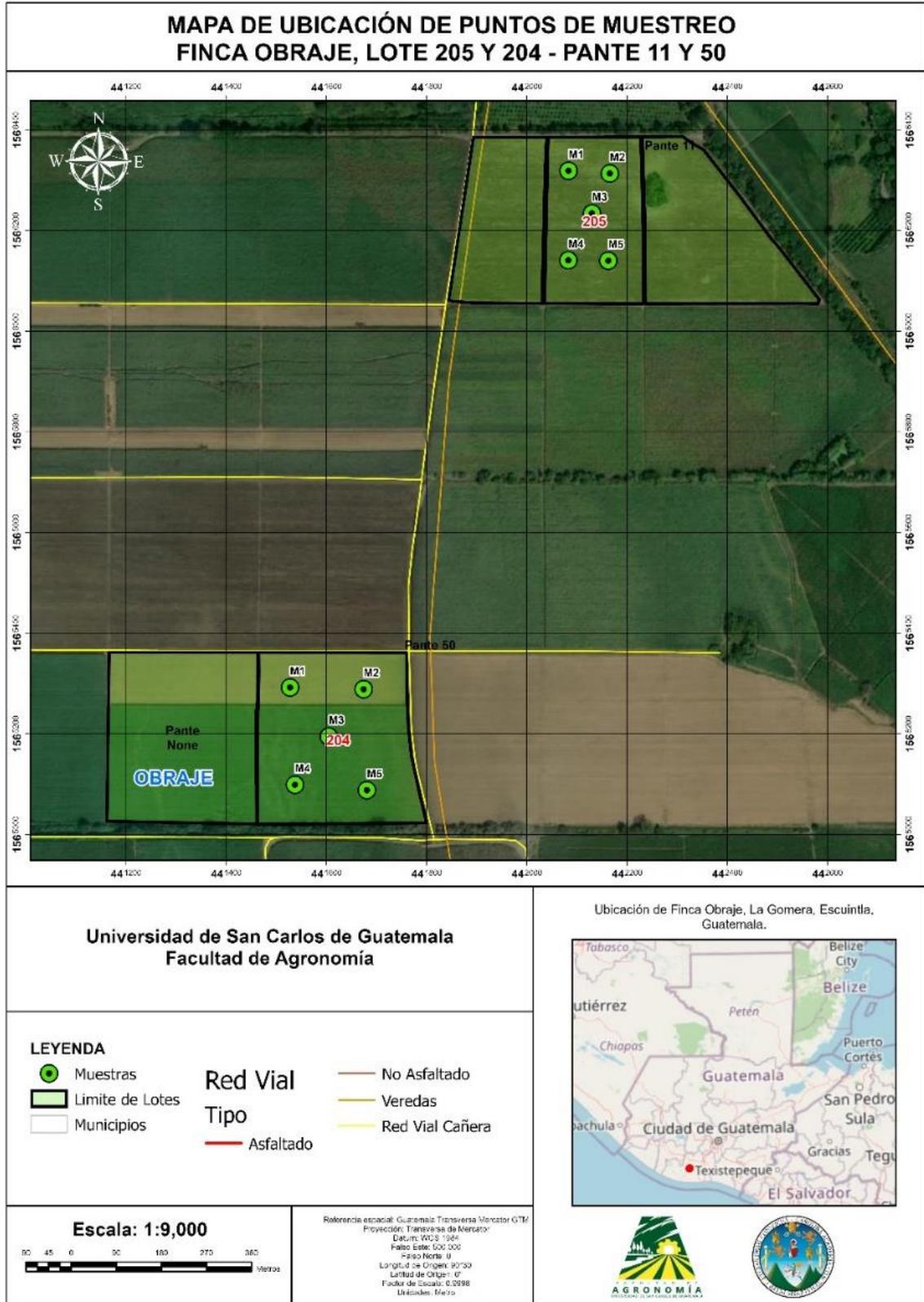
Las coordenadas geográficas de los puntos muestreados en la finca Verapaz lote 201 pantes 216 y 227 y lote 101 pante 200 y 213, además de área de lote, variedad cultiva, textura de suelo, tipo de riego, número de cortes y distanciamiento de siembra se encuentran en el cuadro 1.

Cuadro 1. Datos correspondientes a áreas muestreadas dentro de finca Verapaz en el departamento de Escuintla, Guatemala, 2017.

LOTE	PANTE	PUNTO	LATITUD	LONGITUD	Hectáreas (ha)	VARIEDAD	OBSERVACIONES
201	216	1	14° 12' 51.9402"	91° 26' 20.1588"	7.64	CG 00102	Suelo franco Sistema de riego por goteo Primer corte Distanciamiento 1.8 m
		2	14° 12' 48.7692"	91° 26' 22.8804"			
		3	14° 12' 50.1978"	91° 26' 25.3716"			
		4	14° 12' 52.401"	91° 26' 27.1284"			
		5	14° 12' 50.1012"	91° 26' 30.1308"			
	227	1	14° 12' 41.7204"	91° 26' 24.5286"	8.29	CG 00102	Suelo franco Sistema de riego por goteo Primer corte Distanciamiento 1.8 m
		2	14° 12' 43.9086"	91° 26' 23.391"			
		3	14° 12' 51.9402"	91° 26' 27.4596"			
		4	14° 12' 41.4108"	91° 26' 31.3578"			
		5	14° 12' 44.3982"	91° 26' 30.6702"			
101	200	1	14° 12' 55.5798"	91° 26' 27.369"	1.57	CG 00102	Suelo franco Sistema de riego por goteo Primer corte Distanciamiento 1.8 m
		2	14° 12' 54.651"	91° 26' 28.719"			
		3	14° 12' 55.1088"	91° 26' 30.48"			
		4	14° 12' 55.9902"	91° 26' 31.4586"			
		5	14° 12' 55.0002"	91° 26' 32.1498"			
	213	1	14° 12' 52.0812"	91° 26' 32.049"	3.66	CG 00102	Suelo franco Sistema de riego por goteo Primer corte Distanciamiento 1.8 m
		2	14° 12' 48.891"	91° 26' 35.0988"			
		3	14° 12' 50.7882"	91° 26' 34.5402"			
		4	14° 12' 52.5378"	91° 26' 34.35"			
		5	14° 12' 49.8306"	91° 26' 37.2012"			

Fuente: elaboración propia, 2021.

La distribución de los puntos de muestreo en la finca Obraje lote 205 pante 11 y lote 204 pante 50 se presentan en la figura 9.



Fuente: elaboración propia, 2021.

Figura 9. Ubicación de puntos de muestreo en la finca Obraje, lote 205 y 204.

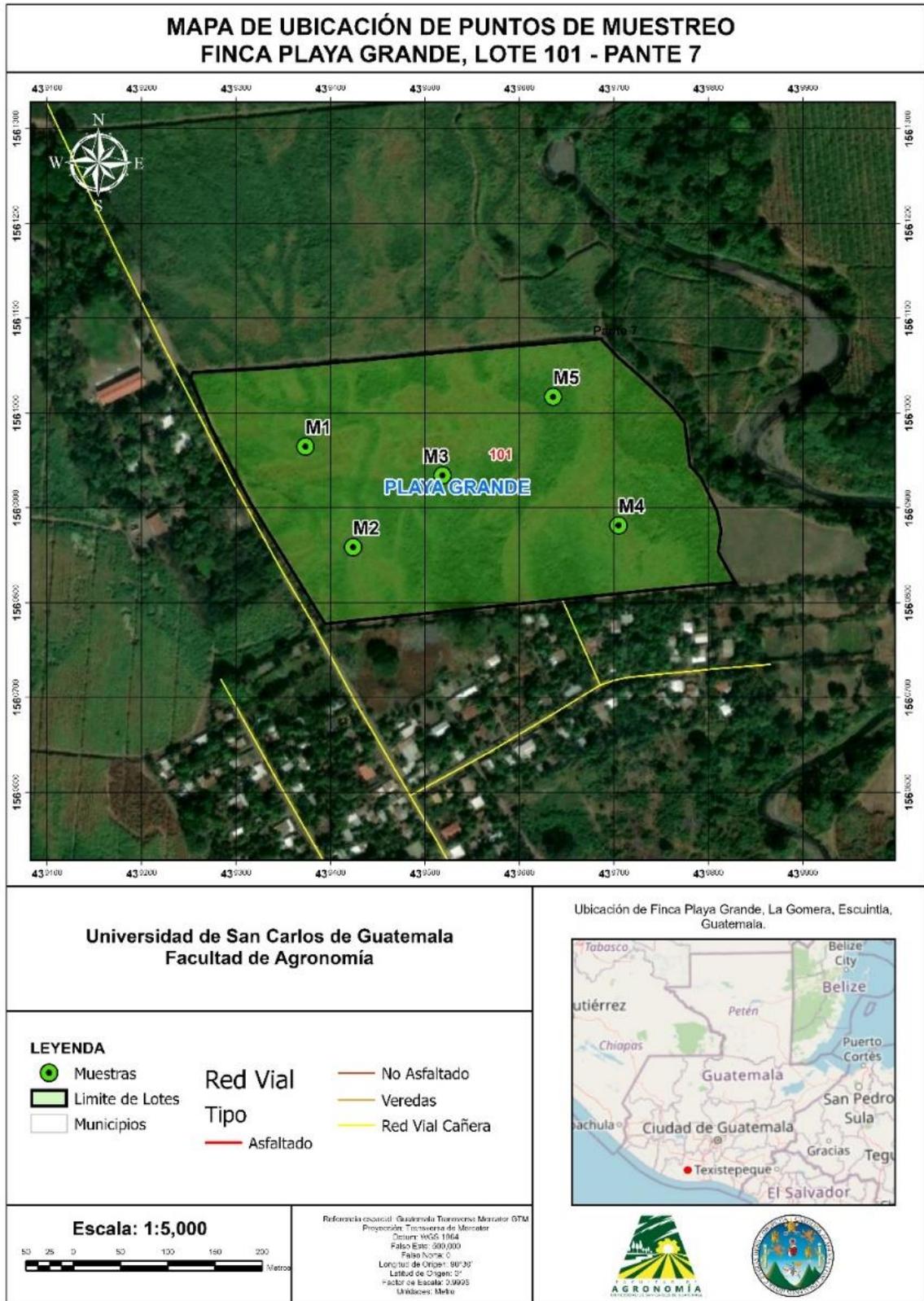
Las coordenadas geográficas de los puntos muestreados en la finca Obraje lote 205 pante 11 y lote 204 pante 50, además de área de lote, variedad cultiva, textura de suelo, tipo de riego, número de cortes y distanciamiento de siembra se presentan en el cuadro 2.

Cuadro 2. Datos correspondientes a áreas muestreadas dentro de finca Obraje en el departamento de Escuintla, Guatemala, 2017.

LOTE	PANTE	PUNTO	LATITUD	LONGITUD	Hectáreas (ha)	VARIEDAD	OBSERVACIONES
205	11	1	14° 9' 52.8408"	91° 2' 11.6982"	6.37	CP 73-1547	Suelo franco-arenoso Sistema de riego frontal un ala Tercer corte Distanciamiento 1.75 m
		2	14° 9' 52.671"	91° 2' 8.9484"			
		3	14° 9' 50.0904"	91° 2' 10.1286"			
		4	14° 9' 47.0484"	91° 2' 11.6982"			
		5	14° 9' 47.0304"	91° 2' 9.0378"			
204	50	1	14° 9' 19.3896"	91° 2' 30.1596"	9.98	CG 00-102	Suelo franco-arenoso Sistema de riego frontal un ala Tercer corte Distanciamiento 1.75 m
		2	14° 9' 19.2882"	91° 2' 25.26"			
		3	14° 9' 16.221"	91° 2' 27.5712"			
		4	14° 9' 13.1004"	91° 2' 29.8212"			
		5	14° 9' 12.7584"	91° 2' 25.029"			

Fuente: elaboración propia, 2021.

La distribución de los puntos de muestreo en el área de estudio de la finca Playa Grande, lote 101, pante 7 se encuentran en la figura 10.



Fuente: elaboración propia, 2021.

Figura 10. Ubicación de puntos de muestreo en la finca Playa Grande, lote 101.

Las coordenadas geográficas de los puntos muestreados en la finca Playa Grande lote 101 pante 7, además de área de lote, variedad cultiva, textura de suelo, tipo de riego, número de cortes y distanciamiento de siembra se presentan en el cuadro 3.

Cuadro 3. Datos correspondientes a áreas muestreadas dentro de la finca Playa Grande en el departamento de Escuintla, Guatemala, 2017.

LOTE	PANTE	PUNTO	LATITUD	LONGITUD	Hectáreas (ha)	VARIEDAD	OBSERVACIONES
101	7	1	14° 6' 58.3992"	91° 3' 41.6406"	13.33	CG 00-102	Suelo franco-arenoso Sistema de riego por aspersión Segundo corte Distanciamiento 1.4 m
		2	14° 6' 54.9498"	91° 3' 39.9492"			
		3	14° 6' 57.4194"	91° 3' 36.7986"			
		4	14° 6' 55.7202"	91° 3' 30.5778"			
		5	14° 7' 0.1302"	91° 3' 32.9004"			

Fuente: elaboración propia, 2021.

2.2.2 Clasificación por Holdridge (zonas de vida)

Guatemala a pesar de ser un territorio pequeño, posee variedad en flora y en fauna, en comparación de otros países que cuentan con una extensión territorial mayor. Guatemala cuenta con 13 zonas de vida en una extensión territorial de 108,889.00 km², las zonas de vida fueron delimitadas, etiquetadas y clasificadas por el sistema de clasificación de Leslie Holdridge.

Las diferentes zonas de vida de Guatemala se distribuyen entre seis pisos altitudinales, siete provincias de precipitación pluvial y nueve provincias de humedad. El departamento de Escuintla cuenta con seis zonas de vida: bosque seco tropical (bs-T), bosque húmedo tropical (bh-T), bosque muy húmedo tropical (bmh-T), bosque muy húmedo premontano tropical (bmh-PMT), bosque muy húmedo montano tropical (bmh-MT) y bosque pluvial montano tropical (bp-MT) (Pérez et al., 2018).

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo general

Caracterizar la estructura de comunidades de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de caña de azúcar (*Saccharum* spp.) y su biodiversidad en las fincas Verapaz, Obraje y Playa Grande, Escuintla, Guatemala, C.A.

3.2. Objetivos específicos

1. Determinar los géneros de nematodos fitoparásitos asociados a las raíces y suelo del cultivo de caña de azúcar en lotes con bajo rendimiento, crecimiento deficiente y baja población.
2. Cuantificar las poblaciones de nematodos fitoparásitos presentes en el cultivo de caña de azúcar y de vida libre.
3. Describir la sintomatología ocasionada por los nematodos fitoparásitos en caña de azúcar en las tres localidades de estudio.

4. HIPÓTESIS

1. La escasa zona radicular, desuniformidad en población de platas, amarillamiento en follaje, daños y necrosis en raíz observadas en las áreas de estudio pueden estar asociados a la presencia de altas poblaciones de fitonematodos y diversidad de géneros.
2. Es probable que el aumento de las poblaciones también se vea afectado, por el manejo agronómico que a estas fincas se les da a lo largo de su ciclo de cultivo, o incluso por los factores climáticos de la zona.

5. METODOLOGÍA

5.1 Determinación de géneros de fitonematodos

5.1.1. Muestreo en campo

Las áreas donde se colectaron las muestras de suelo y raíz en las fincas Verapaz, Obraje y Playa Grande y sus respectivas variedades (CG 00-102 y CP 73-1547) fueron previamente definidas por la empresa que solicitó el estudio. Se realizaron 12 muestreos a cada 30 días en puntos de muestreo permanentes.

Según la literatura consultada, se recomienda realizar diez sub-muestras de suelo en área de 10 ha - 15 ha, sin embargo, el área de cada pante era variable, por lo que se optó por realizar la colecta de cinco sub-muestras por pante para conformar la muestra compuesta para tener un muestreo estandarizado.

5.1.2. Proceso de colecta

Según Novaretti (2011), la colecta en caña de soca, refiriéndose así a la caña que ya lleva un corte, se recomienda realizar en los meses de enero, febrero, octubre, noviembre y diciembre en las regiones sudeste y centro oeste de Brasil. Para las regiones noreste de Brasil es recomendable realizar la colecta en los meses de marzo, abril, mayo, junio, julio, agosto y septiembre.

La colecta de las submuestras por pante se realizó en los puntos especificados en los cuadros 1, 2 y 3. Las muestras de suelo y raíces se tomaron a una profundidad de 0 cm – 25 cm, con un peso aproximado de 1 kg y 50 g, respectivamente.

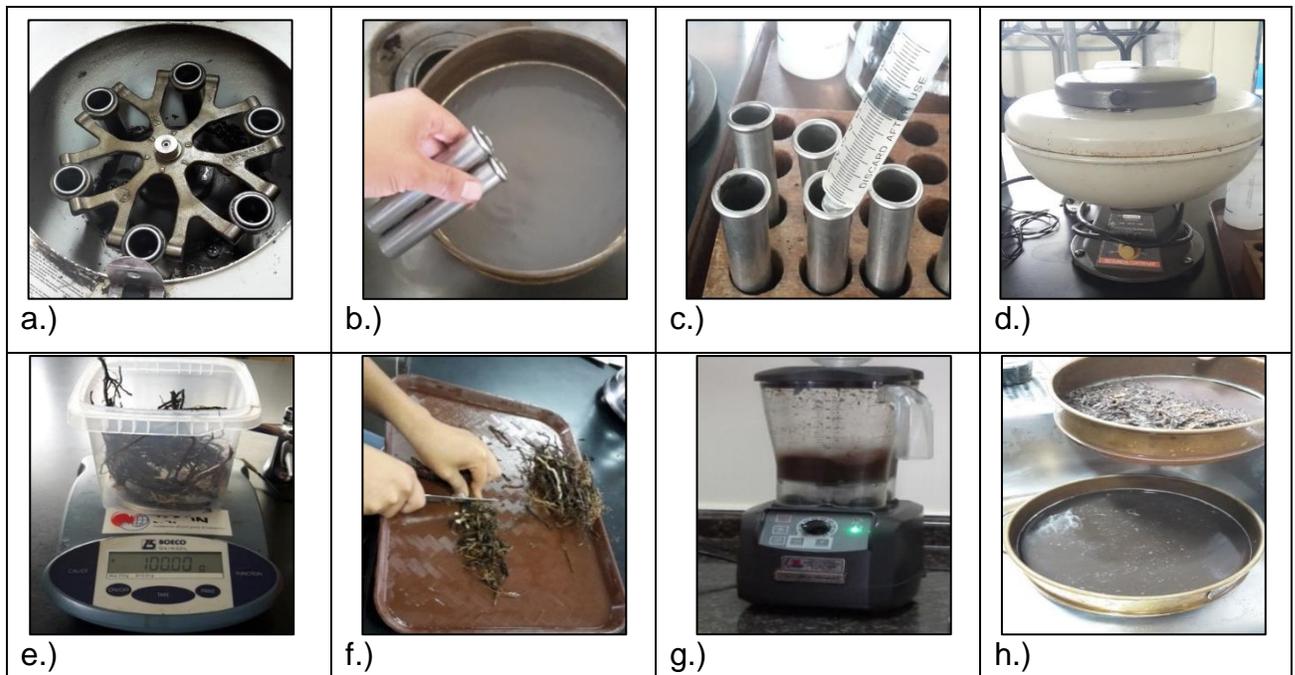
Los materiales utilizados en la colecta fueron: bolsas plásticas de arroba, piocha, lona plástica, tijeras o cuchillo, cámara fotográfica, etiquetas y lápiz, además de esto se utilizó vernier y metro para tomar datos de diámetros y alturas de plantas en los pantes afectados.

Una vez colectado el suelo (1 kg), se procedió a cortar con tijeras las raíces permanentes y/o primordiales (según fue el momento del muestreo). La muestra de suelo y raíces se colocó dentro de bolsas plásticas con etiquetas con el número de finca, lote, pante, fecha de colecta y nombre de colector.

5.1.3. Extracción de nematodos en suelo

Cada extracción se realizó a través del método de tamizado-centrifugado. Se utilizaron 300 g de suelo por muestra compuesta, se colocó en un recipiente plástico al que posteriormente se le agregó agua en proporción 1:8. El suelo se disolvió de forma manual y con movimiento circular se homogenizó el suelo-agua y se dejó reposar por 30 seg.

Se utilizó el tamiz 75 sobre el 325, la mezcla de suelo-agua fue vertido sobre los tamices. Con una pizeta se colectó el suelo del tamiz 325 en un volumen de 100 ml colocándolo en un beacker. Lo colectado en el tamiz se vertió en tubos falcon y se centrifugó por 3 minutos a 5,000 rpm. Sobre el tamiz 325 se vertió el sobrenadante luego de la centrifugación. Al sedimento de los tubos falcon se le agregó 10 ml de solución azucarada al 45 % y se centrifugaron nuevamente por un minuto a 3,000 rpm. El sobrenadante se vertió nuevamente en el tamiz 325 y con una pizeta se recolectó el material en un volumen de 20 ml, este proceso se muestra en la figura 11a, b, c y d.



Fuente: elaboración propia, 2021.

Figura 11. Secuencia de extracción de nematodos en suelo y raíz. Suelo: a) Distribución de tubos con muestra de suelo, b) Deshecho de sobrenadante, c) Adición de solución azucarada, d) Centrifugación. Raíz: e) Pesaje de muestra, f) Corte del material, g) Homogenización de la muestra, h) Tamizado.

5.1.4. Extracción de nematodos en raíz

De las muestras compuestas colectadas en campo, se seleccionaron las raíces las cuales se colocaron en un beacker para ser lavadas y así ser retirado el suelo adherido a ellas. Posterior a ello, se pesaron 50 g de raíz previamente lavada y se procedió a cortarlas con un cuchillo, como se muestra en la figura 11e y figura 11f.

En la figura 11g se muestra cómo se colocaron las raíces dentro de la licuadora con agua en proporción 1:3 por tres minutos. Sobre el tamiz 325 se colocó el tamiz 75 y se vertió el contenido de la licuadora, como se muestra en la figura 11h. Con una pizeta se colectó lo contenido en el tamiz 325 a un volumen de 100 ml y se centrifugó a 5,000 por tres minutos, el sobrenadante se vertió en el tamiz 325. Al material sedimentado en los tubos se le añadió 10 ml de solución azucarada al 45 % y se centrifugó nuevamente por un minuto a 3,000 rpm. En el tamiz 325 se vertió el sobrenadante con solución azucarada y con un pizeta se recolectó lo contenido en el tamiz a un volumen de 20 ml.

5.1.5. Identificación de géneros de nematodos

La identificación de los nematodos se realizó con ayuda de un microscopio compuesto, y estos fueron clasificados a nivel de género. Para la identificación de los géneros de fitonematodos se utilizaron claves de: plant-parasitic nematode identification course de la Universidad de Clemson, *Tylenchida: Parasites of plants and insects* del autor Mohammad RafiqSiddiqi y *Dorylaimida* de los autores Jairajpuri,S.,& Ahmad,W.

5.2 Cuantificación de nematodos

Para la cuantificación de nematodos se utilizó un microscopio compuesto, micropipeta y cámara de recuento Sedgwick Rafter. Se tomó 1 ml de la muestra extraída y se realizaron dos lecturas por cada una. Por cada género, se calculó la media entre las dos lecturas y fue transformado para 20 ml de la muestra extraída y representado para 100 g de suelo con la siguiente ecuación:

$$\text{No. de nematodos en } 100g \text{ suelo} = \left(\frac{\text{Lectura 1} + \text{lectura 2}}{2} * 20ml \right) * 100 / 300g$$

Para el conteo de nematodos hallados en la zona radicular del cultivo de caña de azúcar se utilizó la siguiente ecuación y los datos fueron representados para 50 g de raíces:

$$\text{No. nematodos en 50 g raíz} = \left(\frac{\text{Lectura 1} + \text{lectura 2}}{2} * 20 \text{ ml} \right) * 50 / \text{peso de raíz}$$

5.2.1 Análisis de datos

Los datos obtenidos fueron estudiados con respecto a la frecuencia absoluta y relativa, además de la abundancia absoluta y relativa de cada género de nematodos fitoparásitos. Para los cálculos se utilizó la siguiente ecuación adaptada de Norton (1978):

$$\text{Frecuencia absoluta (fe)} = \frac{n}{Na} * 100$$

En dónde **n** es el número de muestras que contienen la especie, y **Na** es el número total de muestras colectadas. La frecuencia absoluta sirvió para determinar el número de veces que el género de nematodos aparece por cada muestra de suelo colectada.

$$\text{Frecuencia relativa} = \frac{fe}{sfe} * 100$$

En dónde **fe** es la frecuencia absoluta (*fe*) de las especies y **sfe** es la sumatoria de la frecuencia de las especies. La frecuencia relativa sirve para conocer la porción a la que un género pertenece al total de géneros de nematodos hallados.

$$\text{Abundancia relativa} = \frac{\text{No. de nematodos de una especie}}{\text{No. Total de nematodos en una muestra}}$$

La abundancia relativa describe si una población es más o menos abundante con relación a otra especie.

Para el Índice de diversidad se utilizó el índice de Simpson, usando la fórmula:

$$IS\ diversidad = 1 - \frac{\sum ni (ni - 1)}{N (N - 1)}$$

En dónde ni corresponde al número de individuos de una especie y N es el número de total de individuos de la comunidad en estudio. Este índice toma valores entre “0” lo que indica una baja diversidad y un máximo de “1” lo que implica una abundante diversidad.

5.3 Descripción de sintomatología

5.3.1 Proceso en campo

Para la descripción de la sintomatología ocasionada por la presencia de poblaciones de fitonematodos en las áreas de estudio, se realizó un recorrido de reconocimiento en los pantes en donde se hicieron anotaciones sobre apariencia de la planta tanto de la parte aérea como radicular. A su vez tomaron fotografías de las áreas con la sintomatología anotada para registrarlo como evidencia y se trasladaron muestras a laboratorio para ser analizadas con mayor detalle.

5.3.2 Proceso en laboratorio

A lo largo del recorrido se tomaron muestras de la zona radicular en puntos al azar en cada sitio de estudio. Cada muestra fue trasladada a laboratorio en bolsas plásticas con suelo para evitar la deshidratación y debidamente identificada. Estas muestras fueron lavadas con agua y colocadas en papel toalla para eliminar el exceso de agua. Las raíces previamente lavadas, se colocaron sobre una caja Petri bajo el lente del estereoscopio.

Con ayuda de un pincel y agujas de disección se fueron observando detenidamente cada muestra de zona radicular de los sitios de estudio. Para las raíces que presentaron abultamientos y deformaciones, se realizó tinción de esta con safranina. Al teñir la raíz, con las agujas de disección se procedió a separar cuidadosamente el tejido vegetal hasta llegar a observar los fitonematodos que muestran una coloración blanca aperlada.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Determinación de géneros de nematodos

El estudio se realizó en tres ambientes diferentes, en lotes de producción de caña de azúcar comercial, en las fincas de Obraje, Playa Grande y Verapaz, todas ubicadas en el departamento de Escuintla. En cada finca se realizaron 12 muestreos de forma mensual, en donde se determinaron los géneros de fitonematodos que se discuten a continuación por finca:

6.1.1 Finca Verapaz

Esta finca se ubica a 61 m s.n.m., considerada como zona de producción altitudinal baja, la textura del suelo es franco, siembra doble surco 1.8 m, variedad CG-00-102, cosecha mecanizada. En esta finca, se muestrearon dos lotes (101 y 201) y cuatro pantes.

En el lote 101, pante 200, a partir de las extracciones de suelo, se determinaron los géneros: *Pratylenchus*, *Meloidogyne*, *Criconemoides*, *Helicotylenchus*, *Hoplolaimus*, *Trichodorus*, *Aphelenchus* como nematodos considerados fitoparásitos y poblaciones variables de nematodos de vida libre, estos datos se muestran en el cuadro 4. En las extracciones a partir de raíces de la caña de azúcar se determinaron los géneros: *Pratylenchus*, *Meloidogyne*, *Hoplolaimus*, *Criconemoides*, *Helicotylenchus*. como nematodos fitoparásitos. También nematodos de vida libre en poblaciones variables, cuadro 5.

En el lote 101, pante 213, en las extracciones de suelo, se determinaron los géneros: *Pratylenchus*, *Meloidogyne*, *Criconemoides*, *Helicotylenchus*, *Trichodorus*, *Aphelenchus*, *Hoplolaimus* y *Paratrichodorus* como nematodos considerados fitoparásitos y poblaciones variables de nematodos de vida libre, cuadro 4. En las extracciones a partir de raíces de la caña de azúcar se determinaron los géneros: *Pratylenchus*, *Meloidogyne*, *Hoplolaimus*, *Criconemoides*, *Trichodorus* y *Aphelenchus* como nematodos fitoparásitos. También nematodos de vida libre en poblaciones variables, cuadro 5.

En el segundo lote identificado como 201, pante 216, en las extracciones de suelo, se determinaron los géneros: *Pratylenchus*, *Meloidogyne*, *Criconemoides*, *Helicotylenchus*, *Trichodorus*, *Aphelenchus* y *Hoplolaimus* como nematodos considerados fitoparásitos y poblaciones variables de nematodos de vida libre, cuadro 4. En las extracciones a partir de raíces de la caña de azúcar se determinaron los géneros: *Pratylenchus*, *Meloidogyne*, *Hoplolaimus*, *Criconemoides*, *Helicotylenchus* y *Aphelenchus* como nematodos fitoparásitos. También nematodos de vida libre en poblaciones variables, cuadro 5.

En el segundo lote identificado como 201, pante 227, en las extracciones de suelo, se determinaron los géneros: *Pratylenchus*, *Meloidogyne*, *Criconemoides*, *Helicotylenchus*, *Trichodorus*, *Aphelenchus* y *Hoplolaimus* como nematodos considerados fitoparásitos y poblaciones variables de nematodos de vida libre, cuadro 4. En las extracciones a partir de raíces de la caña de azúcar se determinaron los géneros: *Pratylenchus*, *Meloidogyne*, *Hoplolaimus*, *Criconemoides*, *Helicotylenchus*, *Trichodorus*, y *Aphelenchus* como nematodos fitoparásitos. También nematodos de vida libre en poblaciones variables, cuadro 5.

6.1.2 Finca Obraje

Esta finca se ubica a 70 m s.n.m., considerada como zona de producción altitudinal baja, la textura del suelo es franco arenoso, la distancia de siembra de la caña de azúcar entre surcos 1.75 m, lote con mezcla de variedades CP 73-1547, CG-00-102. En esta finca se muestrearon dos lotes (204 y 205), un pante por lote.

En el lote 204, a partir de las extracciones de suelo, se determinaron los géneros: *Pratylenchus*, *Meloidogyne*, *Criconemoides* (= *Mesocriconema*), *Helicotylenchus*, *Trichodorus*, *Aphelenchus* como nematodos considerados fitoparásitos y poblaciones variables de nematodos de vida libre, cuadro 4. En las extracciones a partir de raíces de la caña de azúcar se determinaron los géneros: *Pratylenchus*, *Criconemoides*, *Meloidogyne*, *Helicotylenchus*, *Aphelenchus* y nematodos de vida libre, cuadro 5.

En el lote 205, se determinaron *Pratylenchus*, *Hoplolaimus*, *Meloidogyne*, *Criconemoides*, *Helicotylenchus* y *Trichodorus* además de cantidades variables de nematodos considerados de vida libre, cuadro 4. En las extracciones a partir de raíces de la caña de azúcar se determinaron los géneros: *Pratylenchus*, *Meloidogyne*, *Criconemoides*, *Helicotylenchus*, *Aphelenchus* y *Hoplolaimus* como nematodos fitoparásitos, cuadro 5. También nematodos de vida libre en poblaciones variables.

6.1.3 Finca Playa Grande

Esta finca se ubica a 49 m s.n.m., considerada como zona de producción altitudinal baja, la textura del suelo es franco arenoso, distancia de siembra entre surcos 1.4 m, variedad CG-00-102, cosecha mecanizada segundo corte.

Para esta finca se muestreó el lote 101 pante 7. En las extracciones de suelo, se determinaron los géneros: *Pratylenchus*, *Meloidogyne*, *Criconemoides*, *Helicotylenchus*, *Trichodorus*, *Aphelenchus* y *Hoplolaimus* como nematodos considerados fitoparásitos y poblaciones variables de nematodos de vida libre, cuadro 4. En las extracciones a partir de raíces de la caña de azúcar se determinaron los géneros: *Pratylenchus*, *Meloidogyne*,

Hoplolaimus, *Criconemoides* y *Helicotylenchus* como nematodos fitoparásitos. También nematodos de vida libre en poblaciones variables, cuadro 5.

Cuadro 4. Total de individuos por género cuantificados por finca durante 12 meses en suelo.

	Obraje		Verapaz				Playa Grande
	204	205	101		201		101
GÉNEROS	50	11	200	213	216	227	7
<i>Aphelenchus</i>	25	0	45	15	55	70	10
<i>Criconemoides</i>	815	5,720	2,440	1,625	1,295	625	550
<i>Helicotylenchus</i>	503	715	175	285	535	315	180
<i>Hoplolaimus</i>	0	30	275	298	350	230	50
<i>Meloidogyne</i>	787	835	710	470	545	620	475
<i>Pratylenchus</i>	1,644	660	1,205	895	1,065	670	850
<i>Trichodorus</i>	10	5	55	110	80	75	10
<i>Paratrichodorus</i>	0	0	0	23	0	0	0
Vida libre	2,773	3,210	4,650	7,570	4,325	4,280	3,110
Total, Fitonematodos en suelo	3,783	7,965	4,900	3,721	3,925	2,590	2,125

Cuadro 5. Total de individuos por género cuantificados por finca durante 12 meses en raíces.

	Obraje		Verapaz				Playa Grande
	204	205	101		201		101
GÉNEROS	50	11	200	213	216	227	7
<i>Aphelenchus</i>	91	18	0	44	130	89	0
<i>Criconemoides</i>	573	471	1,416	426	631	296	365
<i>Helicotylenchus</i>	198	274	41	0	18	24	172
<i>Hoplolaimus</i>	0	216	3,191	2,539	3,907	2,128	376
<i>Meloidogyne</i>	2,114	3,447	5,744	3,107	3,211	3,270	2,180
<i>Pratylenchus</i>	4,994	5,554	7,102	9,307	4,460	3,286	8,754
<i>Trichodorus</i>	0	0	0	33	0	30	0
Vida libre	5,238	4,849	4,897	6,117	7,428	4,571	2,767
Total, Fitonematodos en raíces	7,969	9,979	17,495	15,454	12,359	9,123	11,847

Según Perichi et al. (2002) los principales géneros de nematodos fitoparásitos en el cultivo de caña de azúcar en suelo son: *Tylenchorhynchus annulatus*, *Helicotylenchus*, *Paratylenchus*, *Pratylenchus*, *Meloidogyne*. Mientras que en las raíces del cultivo de caña las poblaciones más observadas han sido: *Pratylenchus*, *Meloidogyne*, *Helicotylenchus*, *Tylenchorhynchus annulatus*. Los resultados reportados por Pierichi et al. (2002) concuerda con los géneros de fitonematodos observados en el presente estudio, a excepción del género *Tylenchorhynchus*.

6.2 Cuantificación de poblaciones de nematodos

6.2.1 Cuantificación

Los resultados corresponden a 12 muestreos los cuales fueron realizados cada 30 días durante un año. A continuación, se presenta la cuantificación para cada uno de los sitios de estudio y el análisis temporal de las poblaciones encontradas en suelo y raíz. En cada gráfica se señala en el eje “Y” la cantidad de nematodos representada para 100 g de suelo o 50 g de raíz, según corresponda la gráfica. En el eje “X” se encuentran los meses y años de muestreo, así como la etapa fenológica en la que se encontraba el cultivo al momento del muestreo.

A. Finca Verapaz

Para esta finca, en el lote 101, pante 200 las mayores poblaciones de nematodos fitoparásitos se presentaron en el mes de abril con un total de 1,295 fitonematodos / 100 g de suelo y el cultivo estaba en etapa de macollamiento. En el mes de junio las poblaciones de nematodos fitoparasitos descendieron a 25 fitonematodos / 100 g de suelo en etapa de elongación I. Dentro de los géneros de nematodos fitoparásitos más abundantes, para el caso del lote 101, fueron *Criconemoides* y *Pratylenchus*. En la figura 12a se observa claramente la forma en la que las poblaciones disminuyen en los meses mencionados.

En cuanto a la zona radicular del cultivo, en la etapa de macollamiento las poblaciones de fitonematodos ascendieron a 3,538 fitonematodos / 50 g de raíz y en el mes de junio durante la etapa de elongación I las poblaciones más bajas se presentaron presentando 86 fitonematodos/ 50 g raíz. *Pratylenchus* y *Meloidogyne* fueron los géneros más abundantes durante los muestreos realizados, en la figura 12b se observa la dinámica poblacional de los géneros de nematodos extraídos de raíz.

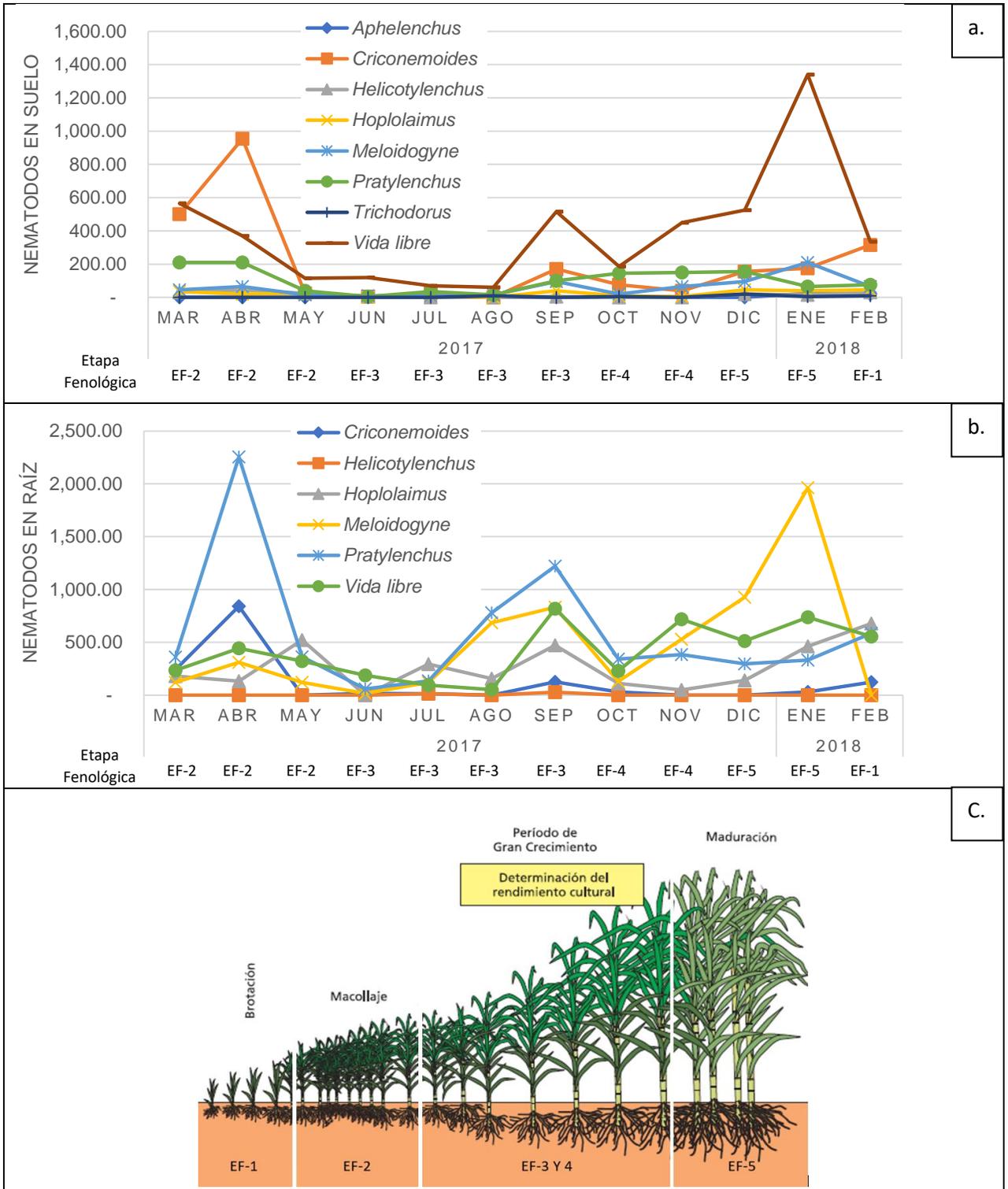


Figura 12. Dinámica de poblaciones de géneros de nematodos en finca Verapaz, lote 101, pante 200. a) Nematodos en 100 g de suelo, b) Nematodos en 50 g de raíz, c) Fenología de la caña de azúcar.

Para el lote 101, pante 213 de la finca Verapaz, las mayores poblaciones de nematodos fitoparásitos fueron en el mes octubre 2017 (etapa de elongación II) y enero de 2018 (etapa de maduración) con poblaciones de 740 y 895 fitonematodos / 100 g de suelo, respectivamente. Para el mes de junio 2017 en etapa de elongación I, las poblaciones disminuyeron a 15 fitonematodos / 100 g de suelo. Dentro de los géneros de nematodos fitoparásitos más abundantes, fueron *Criconemoides* y *Pratylenchus*, en la figura 13a se observa claramente la forma en la que las poblaciones disminuyen en los meses mencionados.

Para el caso de la zona radicular del lote 101 pante 213 de Verapaz, durante la etapa de elongación II en el mes de octubre 2017 se presentaron las poblaciones de fitonematodos más altas al llegar a 3,971 fitonematodos / 50 g raíz. Caso contrario ocurre en la etapa de elongación I en el mes de junio con una población de nematodos fitoparásitos de 59 fitonematodos / 50 g raíz, la cual fue la población más baja durante el estudio en esa área. Los géneros de nematodos más abundantes durante los muestreos fueron *Pratylenchus*, *Meloidogyne* y *Hoplolaimus*, en la figura 13b se observa la dinámica poblacional de los géneros de nematodos extraídos de raíz.

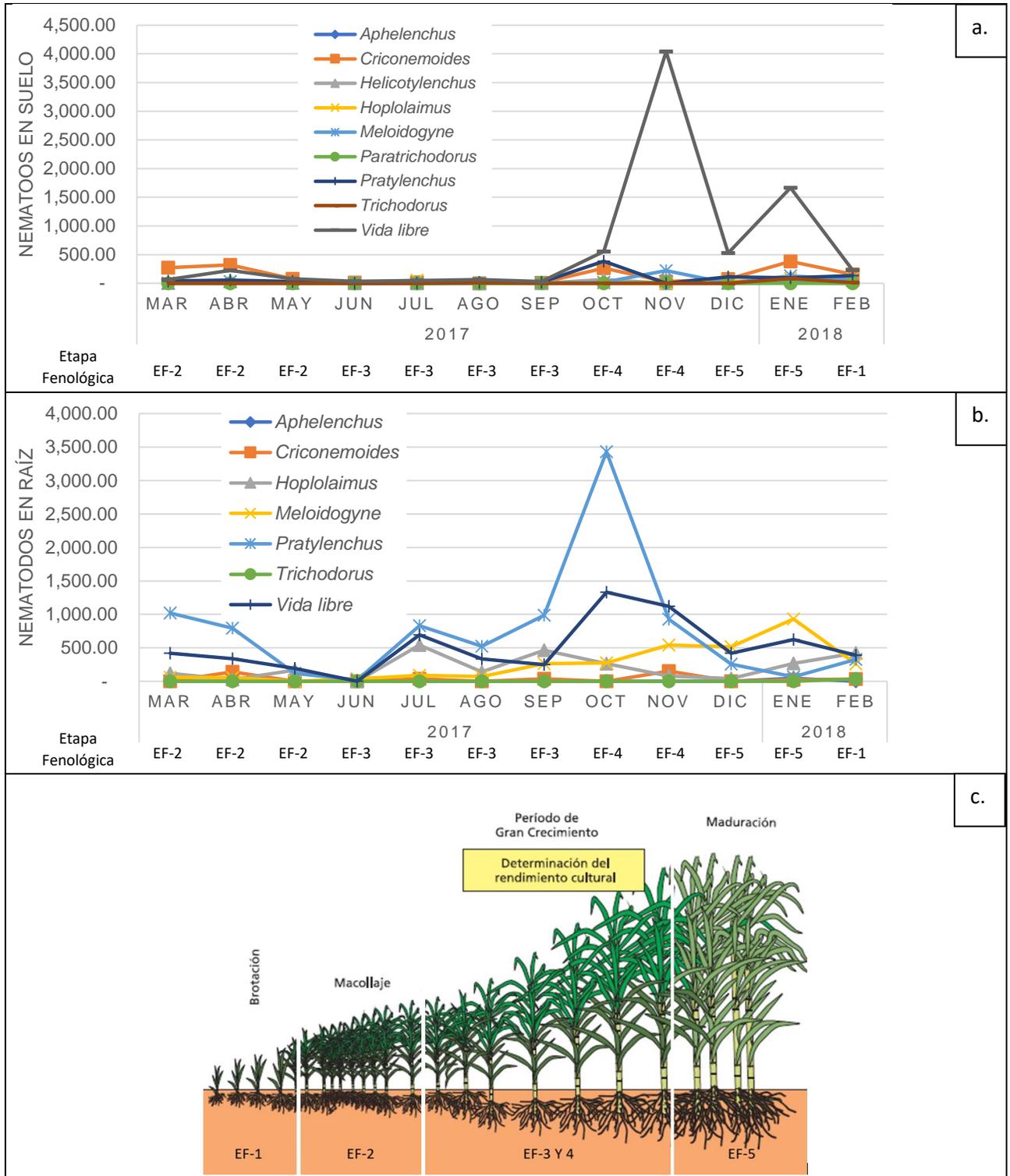


Figura 13. Dinámica de poblaciones de géneros de nematodos en finca Verapaz, lote 101, pante 213. a) Nematodos en 100 g de suelo, b) Nematodos en 50 g de raíz, c) Fenología de la caña de azúcar.

Para el lote 201, pante 216 de la finca Verapaz, las poblaciones más altas de nematodos fitoparásitos se presentaron en al final de la etapa de elongación I en el mes de septiembre 2017 con un total de 895 fitonematodos / 100 g suelo, seguido de 595 fitonematodos / 100 g de suelo en etapa de macollamiento. Durante los meses de junio a agosto las poblaciones de nematodos fitoparásitos no superaron los 20 fitonematodos / 100 g suelo encontrándose el cultivo en inicios de la etapa de elongación I. A lo largo del estudio se determinó que los géneros con mayor abundancia fue *Criconemoides* y *Pratylenchus*, en la figura 14a se observan las cuantificaciones de los nematodos extraídos de las muestras de suelo.

Para la zona radicular de la finca Verapaz, lote 201 pante 216, las poblaciones de fitonematodos ascendieron en el mes de julio a 2,832 fitonematodos / 50 g de raíz en la etapa de elongación I, siendo esta la población más alta de los 12 muestreos. Lo contrarió ocurrió en el mes de junio a inicios de la etapa de elongación I donde la población de nematodos fitoparásitos fueron de 138 fitonematodos / 50 g raíz. Los géneros más abundantes fueron *Pratylenchus*, *Hoplolaimus* y *Meloidogyne*. En la figura 14b se observa la dinámica poblacional de los géneros de nematodos extraídos de raíz.

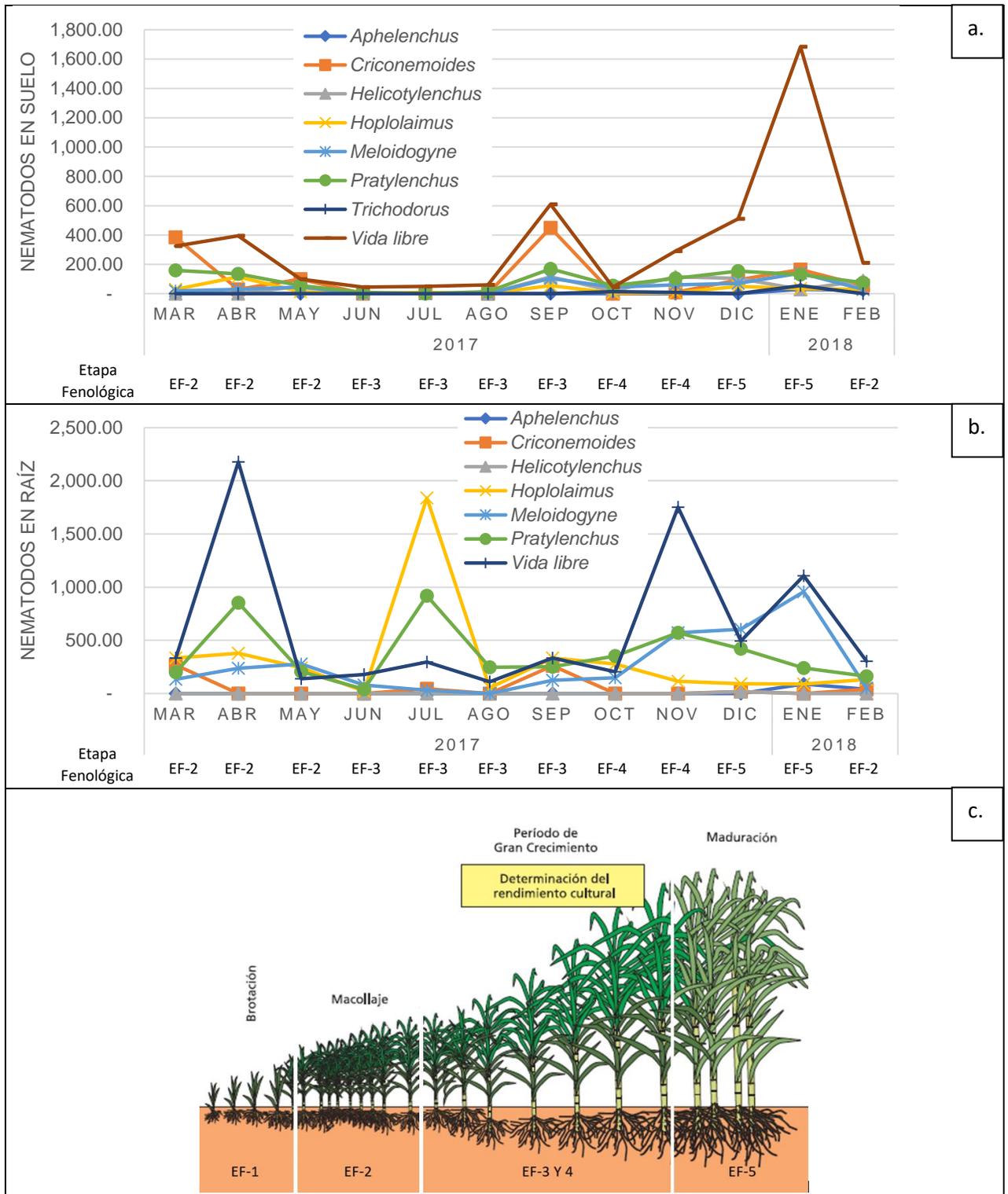


Figura 14 Dinámica de poblaciones de géneros de nematodos en finca Verapaz, lote 201, pante 216. a) Nematodos en 100 g de suelo, b) Nematodos en 50 g de raíz, c) Fenología de la caña de azúcar.

Para el lote 201, pante 227 de la finca Verapaz, el mes con una mayor cantidad de fitonematodos se presentó en enero 2018 durante la etapa de maduración del cultivo con una población de 875 fitonematodos /100 g de suelo. La etapa con la población de nematodos fitoparásitos más baja fue en elongación I en el mes de junio 2017 con un total de 40 fitonematodos / 100 g de suelo. A lo largo del estudio se determinó que el género con mayor abundancia fue *Pratylenchus*, *Criconemoides*, y *Meloidogyne*. En la figura 15a se observa la dinámica población de los nematodos extraídos de las muestras de suelo.

La zona radicular del lote 201, pante 227 de la finca Verapaz, durante la etapa de maduración en el mes de enero 2018, presentó la población más alta de fitonematodos con un total de 1,476 fitonematodos / 50 g raíz. En agosto y junio 2017, se cuantificaron las poblaciones más bajas de fitonematodos con un total de 37 fitonematodos / 50 g raíz, respectivamente. En este caso, los géneros más abundantes durante el estudio fueron *Pratylenchus* y *Meloidogyne*. En la figura 15b se observa la dinámica poblacional de los nematodos extraídos de la zona radicular del cultivo.

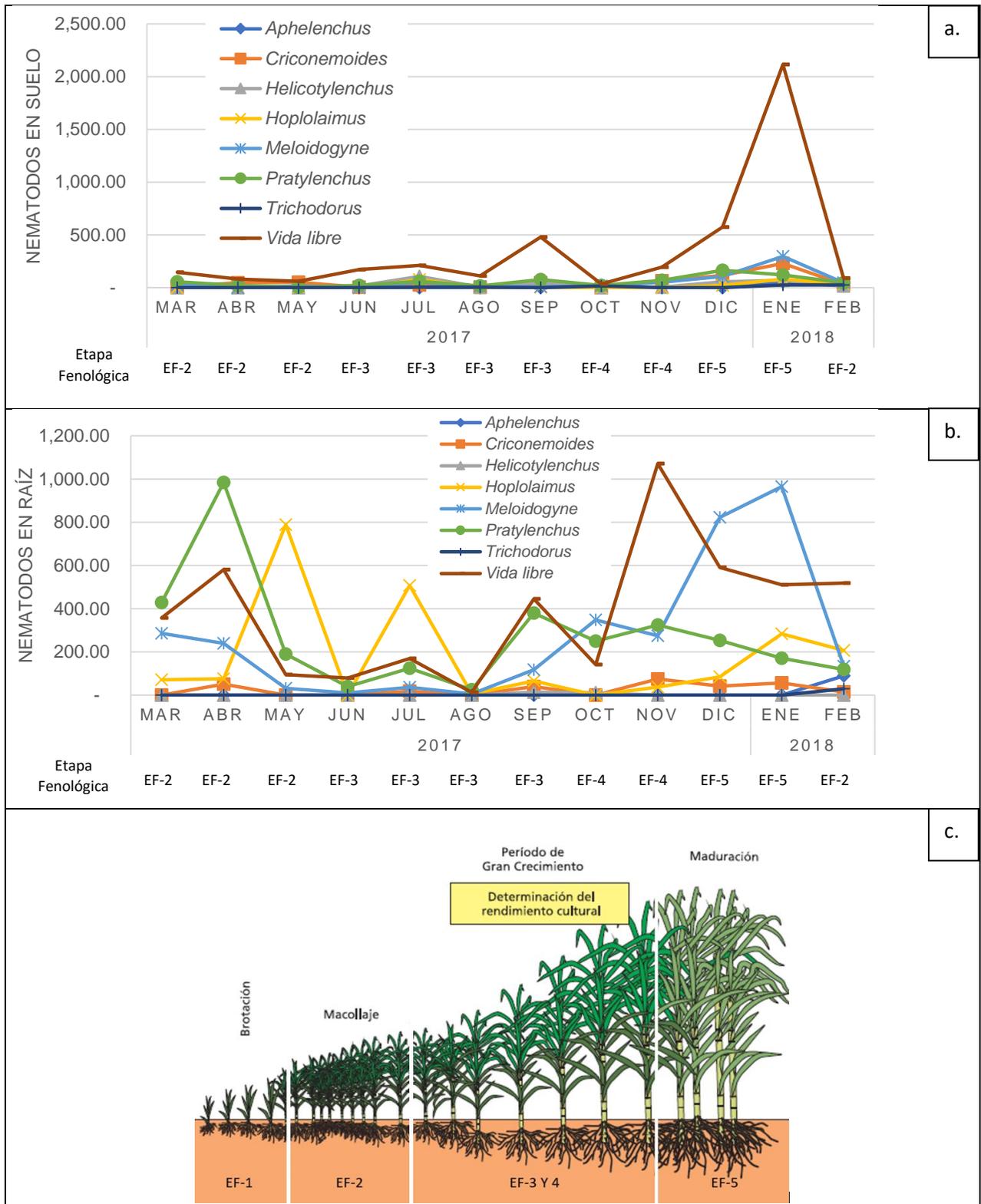


Figura 15. Dinámica de poblaciones de géneros de nematodos en finca Verapaz, lote 201, pante 227. a) Nematodos en 100 g de suelo, b) Nematodos en 50 g de raíz, c) Fenología de la caña de azúcar.

B. Finca Obraje

En esta finca, para el lote 204, pante 50 se determinaron tres géneros importantes en el suelo que corresponde a *Pratylenchus*, *Meloidogyne* y *Criconemoides*. Las poblaciones cuantificadas durante la etapa de macollamiento en los meses de febrero y marzo 2017, fueron relativamente altos, se cuantificaron poblaciones de 605 fitonematodos y 687 nematodos / 100 g de suelo, respectivamente.

Durante la etapa de elongación I las poblaciones descendieron a un total de 25 fitonematodos / 100 g suelo. No existen criterios de niveles críticos de fitonematodos para Guatemala, sin embargo, en un estudio realizado en Brasil se menciona que se consideran poblaciones bajas del género *Pratylenchus* cuando las cantidades se encuentran debajo de centenares / 10 g raíz y para suelo centenares en 200 g. (Dinero *et al*, 2003; Novarreti *et al*, 1998; Oliveira *et al*, 2008 citados por Barbosa & Asmus, 2019). En la figura 16a se identifican los géneros y las cantidades de los nematodos cuantificados en suelo.

En cuanto a la zona radicular del cultivo, para el mes de marzo las poblaciones eran de 1,085 fitonematodos / 50 g raíz y descendiendo para el mes de junio a cero fitonematodos/ 50 g raíz. *Pratylenchus* y *Meloidogyne* fueron los géneros más abundantes durante los muestreos realizados, en la figura 16b se observa la dinámica poblacional de los géneros de nematodos extraídos de raíz.

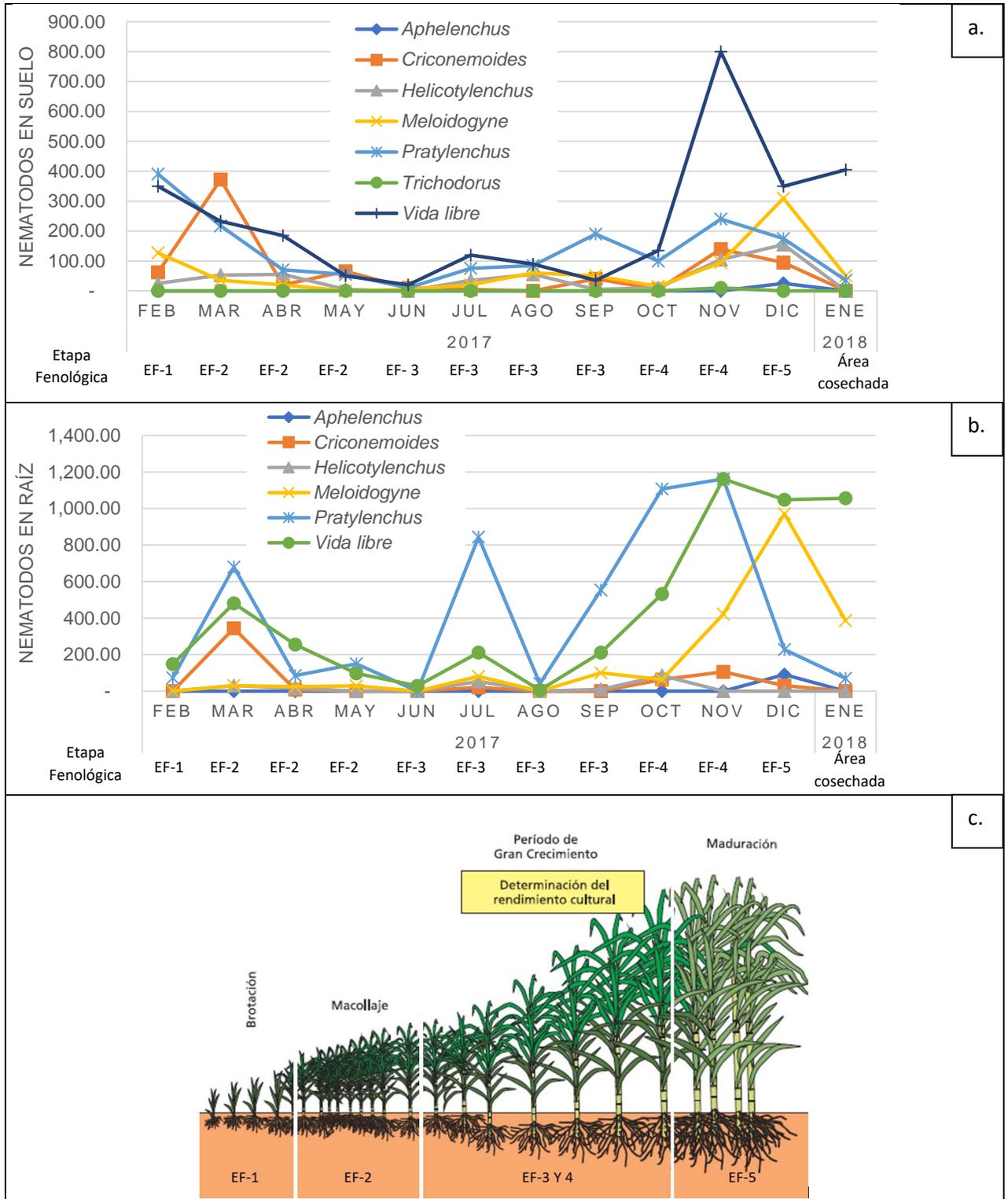


Figura 16. Dinámica de poblaciones de géneros de nematodos en finca Obraje, lote 204, pante 50. a) Nematodos en 100 g de suelo, b) Nematodos en 50 g de raíz, c) Fenología de la caña de azúcar.

Para el lote 205 y pante 11 de la finca Obraje, las mayores poblaciones de fitonematodos se presentaron en el mes de febrero durante la etapa de macollamiento, con un total de 4,605 fitonematodos / 100 g de suelo. A partir del mes abril las poblaciones empezaron a descender de 545 fitonematodos / 100 g de suelo a cero fitonematodos /100 g de suelo en el mes de junio, cuando el cultivo se encontraba en etapa de elongación I. Dentro de los géneros de nematodos fitoparásitos más abundantes, para el caso del lote 205, fueron *Criconemoides*, *Meloidogyne*, *Helicotylenchus* y *Pratylenchus*, en la figura 17a se observa claramente la forma en la que las poblaciones disminuyen en los meses mencionados.

En cuanto a la zona radicular del cultivo, en el mayo las poblaciones iniciaron a descender y pasar de un total de fitonematodos por muestra de 50 g de raíz de 1,458 fitonematodos a 44 fitonematodos / 50 g de raíz, siendo *Pratylenchus* más abundante durante los muestreos realizados, seguido de *Meloidogyne* en una menor proporción, en la figura 17b se observa la dinámica poblacional de los géneros de nematodos extraídos de raíz.

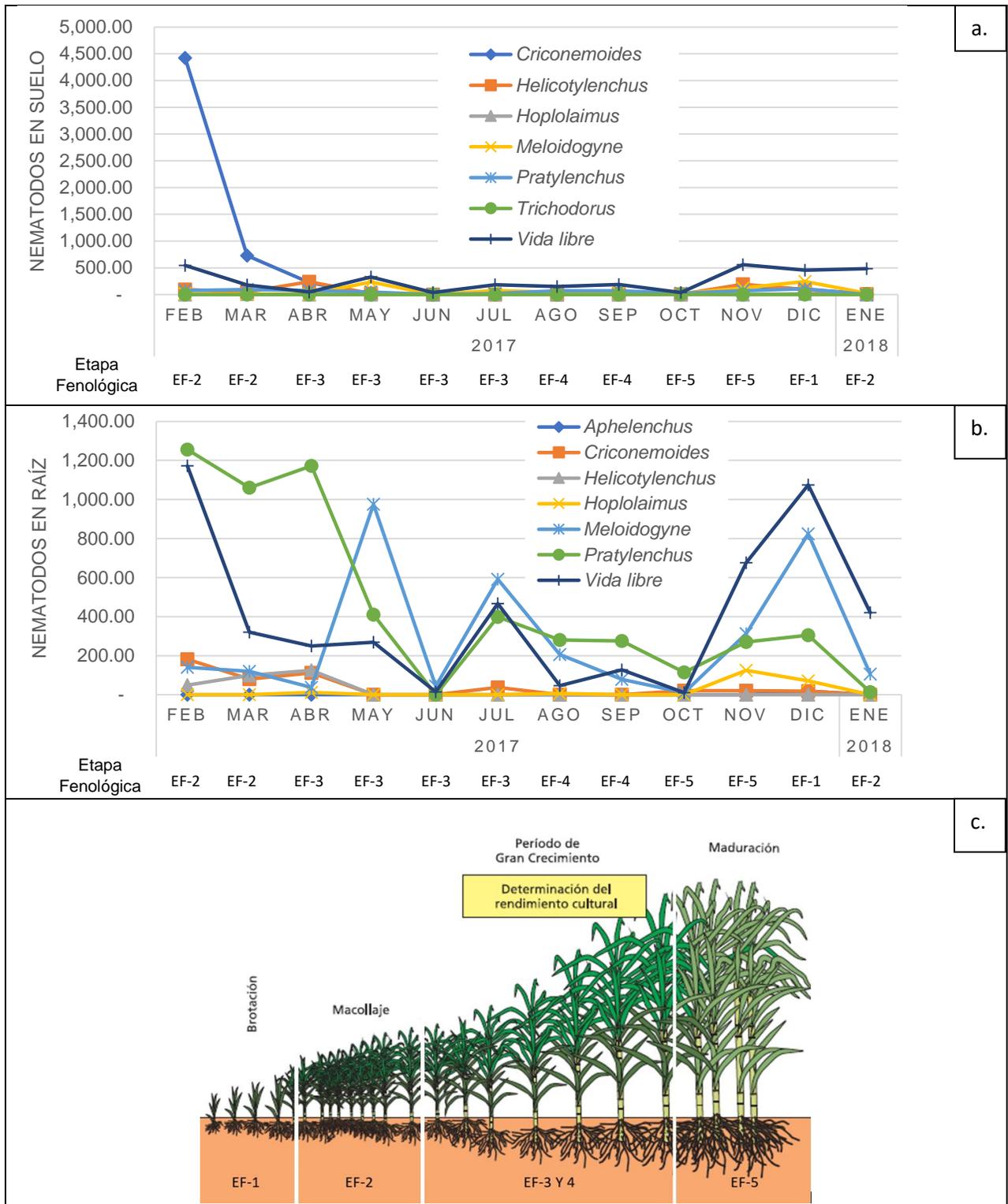


Figura 17. Dinámica de poblaciones de géneros de nematodos en finca Obraje, lote 205, pante 11. a) Nematodos en 100 g de suelo, b) Nematodos en 50 g de raíz, c) Fenología de la caña de azúcar.

C. Finca Playa Grande

Para esta finca, en el lote 101, pante 7, el mes de diciembre de 2017 durante la etapa de maduración del cultivo se cuantificó la población más alta de fitonematodos con un total de 445 fitonematodos / 100g de suelo. Mientras que para la etapa de elongación I en el mes de junio el total de nematodos fitoparásitos cuantificados fue de 30 individuos / 100 g suelo, siendo este mes con la población de fitonematodos más baja seguida por el mes de agosto con 65 fitonematodos / 100 g suelo durante el estudio. Los géneros con mayor abundancia en los muestreos fueron *Pratylenchus* y *Criconemoides*. En la figura 18a se observa la dinámica poblacional de los nematodos cuantificados para las muestras de suelo.

En la zona radicular del lote 101 y pante 7 de la finca Playa Grande, el mes con mayor número de fitonematodos fue en mayo durante la etapa de macollamiento, con un total de 3,178 individuos / 50 g raíz. La etapa donde se mostró una mínima cantidad de nematodos fitoparásitos fue durante la elongación I en el mes de septiembre con un total de 197 individuos / 50 g raíz. Los géneros de fitonematodos con mayor abundancia en raíz en estas muestras fueron *Pratylenchus*, *Criconemoides* y *Meloidogyne*. En la figura 18b se observa la dinámica poblacional de los nematodos cuantificados para las muestras de raíces.

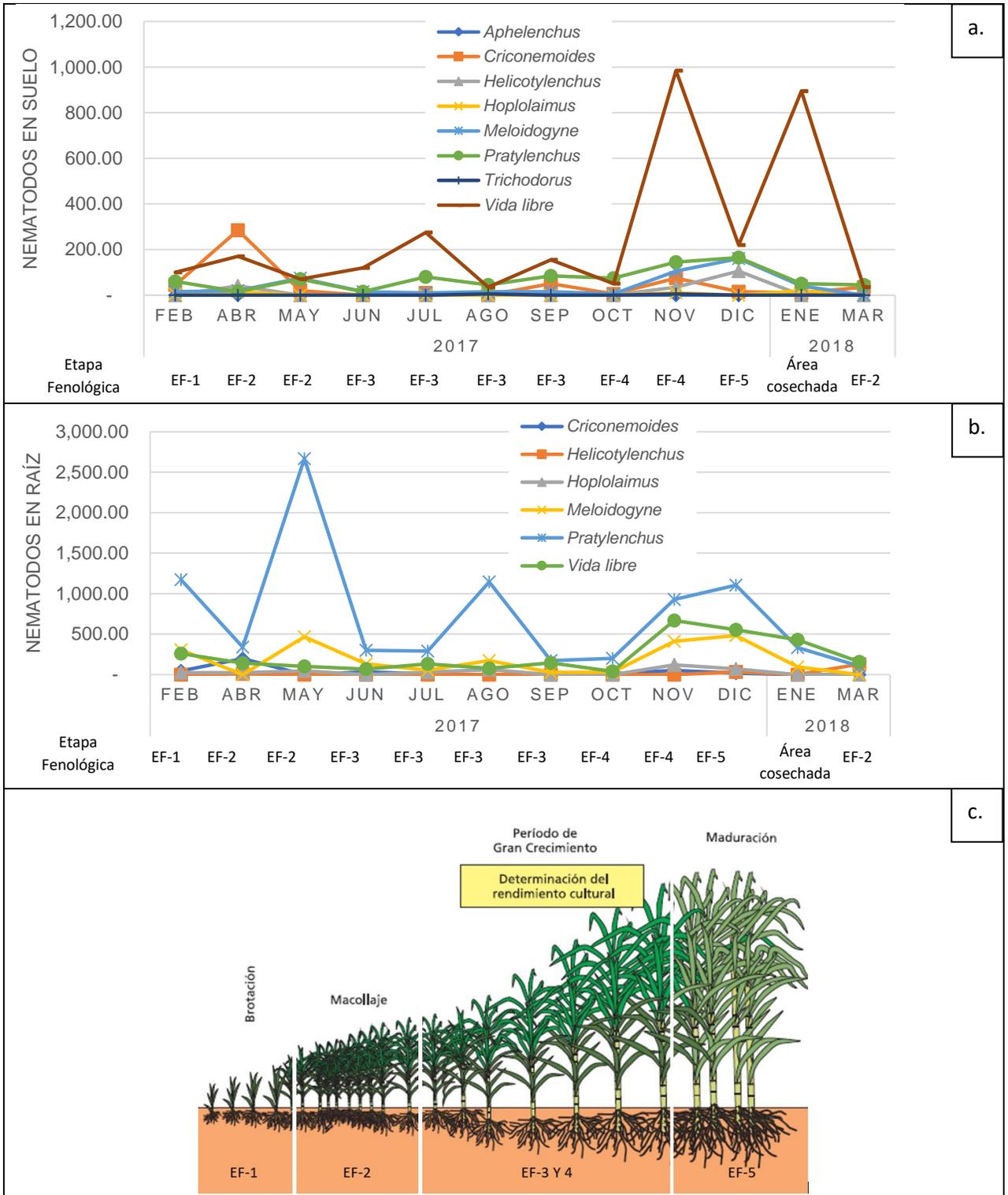


Figura 18. Dinámica de poblaciones de géneros de nematodos en finca Playa Grande, lote 101, pante 7. a) Nematodos en 100 g de suelo, b) Nematodos en 50 g de raíz, c) Fenología de la caña de azúcar.

La abundancia y presencia constante de los nematodos de vida libre se puede atribuir a que una de las practicas ya establecidas para el manejo del cultivo es la aplicación de *Heterorhabditis bacteriophora* para el control de insectos plaga. Por lo tanto, un porcentaje de los nematodos de vida libre cuantificados en las muestras de suelo y raíz de las siete áreas de estudio se atribuyen a esta práctica.

Las poblaciones de fitonematodos disminuyen durante la etapa fenológica de elongación I, como se muestra en el cuadro 6, en esta etapa la planta ha finalizado la formación del sistema radicular permanente para iniciar cambios morfológicos y fisiológicos. Este mismo resultado se refleja en las muestras de raíz, donde las poblaciones de fitonematodos disminuyen en elongación I, cuadro 7.

Peña y Páez (2014) indican que las poblaciones pueden ir en aumento debido a la abundancia de alimento y exudados que liberan las raíces, lo cual puede estar relacionado a la formación de raíces primordiales durante el macollamiento, pues es en esta etapa donde las poblaciones aumentan. Luc et al. (2005) también menciona que existe una relación las poblaciones de fitonematodos y la planta, la cual está influenciada por el reemplazo de la zona radicular durante su desarrollo.

Cuadro 6. Identificación del mes, cantidad máxima y mínima de fitonematodos en 100 g de suelo de caña de azúcar y etapa fenológica del cultivo al momento del muestreo.

			POBLACIONES ALTAS			POBLACIONES BAJAS		
Finca	Lote	Pante	Mes	Individuos / 100 g suelo	Etapa fenológica	Mes	Individuos/ 100 g suelo	Etapa fenológica
Obraje	204	50	marzo	687	Macollamiento	junio	25	Elongación I
	205	11	febrero	4605	Macollamiento	junio	0	Elongación I
Verapaz	101	200	abril	1295	Macollamiento	junio	25	Elongación I
		213	enero	895	Maduración	junio	15	Elongación I
	201	216	septiembre	895	Elongación I (final)	junio	20	Elongación I
		227	enero	875	Maduración	junio	40	Elongación I
Playa Grande	101	7	diciembre	445	Maduración	junio	30	Elongación I

Cuadro 7. Identificación del mes, cantidad máxima y mínima de fitonematodos en 50 g de raíces de caña de azúcar y etapa fenológica del cultivo al momento del muestreo.

POBLACIONES ALTAS						POBLACIONES BAJAS		
Finca	Lote	Pante	Mes	Individuos / 50 g raíz	Etapas fenológica	Mes	Individuos/ 50 g raíz	Etapas fenológica
Obraje	204	50	marzo	1,085	Macollamiento	junio	0	Elongación I
	205	11	abril	1,458	Elongación I (inicio)	junio	44	Elongación I
Verapaz	101	200	abril	3,538	Macollamiento	junio	86	Elongación I
		213	octubre	3,971	Elongación II	junio	59	Elongación I
	201	216	julio	2,832	Elongación I	junio	138	Elongación I
		227	enero	1,476	Maduración	agosto	37	Elongación I
Playa Grande	101	7	mayo	3,178	Macollamiento	septiembre	197	Elongación I

Según los datos de precipitación acumulada recopilados que se presentan en el cuadro 13A, durante el mes de junio para Obraje fue de 342.6 mm y Verapaz 346.2 mm en el cuadro 12A, lo cual podría atribuirse a la disminución de las poblaciones por un exceso de humedad, además de encontrarse en etapa de elongación I.

Hunt et al. (2005) menciona que los nematodos para tener una locomoción adecuada necesitan una película de agua en el suelo, esta no debe ser en exceso pues disminuiría el contenido de oxígeno en el suelo lo que conllevaría a la muerte de los nematodos. Sin embargo, para Playa Grande la precipitación acumulada para el mes de septiembre fue de 12.48 mm, una de las más altas de ese período, como se muestra en el cuadro 14A.

En cuanto a la temperatura en las tres fincas, esta no varía de forma drástica como se muestra también en los cuadros 12A, 13A y 14A, por lo que no se atribuiría como factor influyente en la disminución de las poblaciones de fitonematodos. Hunt et al. (2005) también menciona que la temperatura en el suelo no es un factor determinante para las poblaciones de fitonematodos, pues existen especies que sobreviven a temperaturas de suelo de 50 °C, siempre que tengan el tiempo suficiente para entrar en anhidrobiosis es decir, soportar las condiciones de baja humedad.

6.2.2 Abundancia, frecuencia e índice de Simpson

A. Análisis espacial

La mayor abundancia fue determinada para *Criconemoides* con 22.18 %, en las muestras de suelo, cuadro 8. Este resultado está relacionado a su condición de ser ectoparásito migratorio. Situación análoga es citada por Hunt et al. (2005). La frecuencia espacial absoluta determinada fue de 100 %, esto indica que el género *Criconemoides* se encontró presente en las siete áreas de estudio.

Para el caso de muestras de raíces, la mayor abundancia fue para *Pratylenchus*, seguido de *Meloidogyne* con 36.19 % y 19.21 %, respectivamente como se muestra en el cuadro 8. Esto se debe a que *Pratylenchus*, es un endoparásito migratorio, el cual en todos sus estados se encuentra en la corteza de la raíz y forma cavidades que contienen colonias de más individuos en todas las etapas (Hunt et al., 2005) y *Meloidogyne* que es sedentario en raíces de plantas y considerado el más evolucionado. También ocurrió en todas las áreas de estudio. Además, son los géneros de mayor importancia en la costa sur.

En cuanto a los géneros con menor abundancia en los siete puntos de muestreo, para el caso del suelo fue *Paratrichodorus* con abundancia en suelo de 0.04 % y frecuencia absoluta de 14.29 %, cuadro 8. Esto también reportado por Cadet y Spaul (2007) para la rizosfera del cultivo de caña de azúcar. Para raíces los géneros más escasos fueron *Trichodorus* con abundancia de 0.05 % y frecuencia de 28.57 %, *Aphelenchus* con abundancia de 0.31 % y frecuencia absoluta de 71.43 %, y *Helicotylenchus* con abundancia de 0.61 % y frecuencia absoluta de 85.71 %, datos que se muestran en el cuadro 8.

Cuadro 8. Resultados del comportamiento espacial de abundancia, frecuencia absoluta, frecuencia relativa en muestras de suelo y raíz en áreas de estudio.

GÉNERO	SUELO			RAÍZ		
	ABUNDANCIA (%)	FREC ABS (%)	FREC RELATIVA (%)	ABUNDANCIA (%)	FREC ABS (%)	FREC RELATIVA (%)
<i>Aphelenchus</i>	0.37	85.71	10.91	0.31	71.43	10.64
<i>Criconemoides</i>	22.18	100.00	12.73	3.48	100.00	14.89
<i>Helicotylenchus</i>	4.60	100.00	12.73	0.61	85.71	12.77
<i>Hoplolaimus</i>	2.09	85.71	10.91	10.29	85.71	12.77
<i>Meloidogyne</i>	7.54	100.00	12.73	19.21	100.00	14.89
<i>Paratrichodorus</i>	0.04	14.29	1.82	0	0	0
<i>Pratylenchus</i>	11.86	100.00	12.73	36.19	100.00	14.89
<i>Trichodorus</i>	0.58	100.00	12.73	0.05	28.57	4.26
Vida libre	50.75	100.00	12.73	29.87	100.00	14.89

Para el análisis espacial de índice de diversidad de Simpson tanto en suelo y raíz, se descartó el número de nematodos de vida libre ya que no perjudiciales en el cultivo de caña de azúcar pues una gran parte de ellos son entomopatógenos. Según el índice de Simpson, la finca con mayor diversidad biológica de especies fue Verapaz con un valor de 0.723, seguido de Obraje con un índice de 0.686, figura 19.

Un factor en común que se encuentra para Obraje y Verapaz es la precipitación acumulada pues en estas fincas, durante los meses de mayo a octubre. La precipitación en ambas fincas está por arriba de 100 mm mensuales, mientras que para Playa Grande no supera los 18.78 mm. Por lo que al tener una humedad y temperatura idónea el suelo, los ciclos de los nematodos se completan en tres o cuatro semanas (Peña & Páez, 2014).

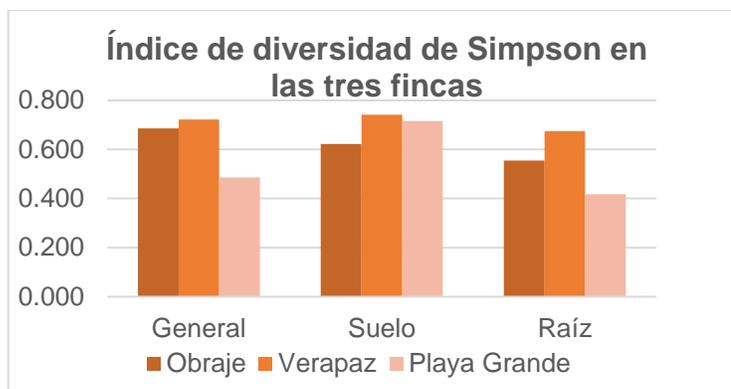


Figura 19. Comportamiento espacial del índice de diversidad de Simpson en muestras de suelo, raíz y muestra de la finca.

B. Análisis temporal

En finca Verapaz, el nematodo fitoparásito más abundante al finalizar los 12 muestreos en suelo fue *Criconemoides* con 16.64 % y frecuencia absoluta de 100 %. Para los muestreos realizados en raíz, el más abundante fue *Pratylenchus* con 31.19 % y frecuencia absoluta de 100 %, cuadro 9. En cuanto a los géneros con menor abundancia fueron, para suelo *Paratrichodorus* con abundancia de 0.06 % y frecuencia absoluta de 16.67 %. Para raíces los géneros fueron *Trichodorus* con abundancia de 0.08 % y frecuencia absoluta de 8.33 %, cuadro 9.

Cuadro 9. Abundancia, frecuencia absoluta y relativa de poblaciones de nematodos en muestras de suelo y raíz en la finca Verapaz.

VERAPAZ	SUELO			RAÍZ		
	ABUNDANCIA (%)	FREC ABS (%)	FREC RELATIVA (%)	ABUNDANCIA (%)	FREC ABS (%)	FREC RELATIVA (%)
<i>Aphelenchus</i>	0.51	16.67	1.43	0.34	16.67	3.08
<i>Criconemoides</i>	16.64	100.00	8.57	3.58	83.33	15.38
<i>Helicotylenchus</i>	3.64	100.00	8.57	0.11	33.33	6.15
<i>Hoplolaimus</i>	3.21	91.67	7.86	15.19	100.00	18.46
<i>Meloidogyne</i>	6.52	100.00	8.57	19.80	100.00	18.46
<i>Paratrichodorus</i>	0.06	16.67	1.43	0	0	0
<i>Pratylenchus</i>	10.66	100.00	8.57	31.19	100.00	18.46
<i>Trichodorus</i>	0.88	58.33	5.00	0.08	8.33	1.54
Vida libre	57.87	583.33	50.00	29.72	100.00	18.46

En finca Obraje, el nematodo fitoparásito más abundante al finalizar los 12 muestreos en suelo fue *Criconemoides* con 36.82 % y frecuencia absoluta de 91.67 %. Para los muestreos realizados en raíz, el más abundante fue *Pratylenchus* con 37.62 % y frecuencia absoluta de 91.67 %, cuadro 10.

En cuanto a los géneros con menor abundancia fueron, para suelo *Trichodorus* con abundancia de 0.08 % y frecuencia absoluta de 16.67 %. Para raíces los géneros fueron *Aphelenchus* con abundancia de 0.39 % y frecuencia absoluta de 8.33 %, cuadro 10.

Cuadro 10. Abundancia, frecuencia absoluta y relativa de poblaciones de nematodos en muestras de suelo y raíz en la finca Obraje.

OBRAJE	SUELO			RAÍZ		
	ABUNDANCIA (%)	FREC ABS (%)	FREC RELATIVA (%)	ABUNDANCIA (%)	FREC ABS (%)	FREC RELATIVA (%)
<i>Aphelenchus</i>	0.14	8.33	1.56	0.39	8.33	1.89
<i>Criconemoides</i>	36.85	91.67	17.19	3.72	58.33	13.21
<i>Helicotylenchus</i>	6.87	91.67	17.19	1.68	50.00	11.32
<i>Hoplolaimus</i>	0.17	25.00	4.69	0.77	33.33	7.55
<i>Meloidogyne</i>	9.15	100.00	18.75	19.83	100.00	22.64
<i>Pratylenchus</i>	12.99	100.00	18.75	37.62	91.67	20.75
<i>Trichodorus</i>	0.08	16.67	3.13	0	0	0
Vida libre	33.74	100.00	18.75	35.98	100.00	22.64

En finca Playa Grande, el nematodo fitoparásito más abundante al finalizar los 12 muestreos en suelo fue *Pratylenchus* con 16.24 % y frecuencia absoluta de 100 %. Para los muestreos realizados en raíz, el más abundante también fue *Pratylenchus* con 59.90 % y frecuencia absoluta de 100 %, cuadro 11.

En cuanto a los géneros con menor abundancia fueron, para suelo *Trichodorus* con abundancia de 0.08 %, frecuencia absoluta de 16.67 % y *Aphelenchus* con abundancia de 0.19 % y frecuencia absoluta de 8.33 %. Para raíces los géneros fueron *Helicotylenchus* con abundancia de 1.18 % y frecuencia absoluta de 25 %, cuadro 11.

Cuadro 11. Abundancia, frecuencia absoluta y relativa de poblaciones de nematodos en muestras de suelo y raíz en la finca Playa Grande.

PLAYA GRANDE	SUELO			RAÍZ		
GÉNERO	ABUNDANCIA (%)	FREC ABS (%)	FREC RELATIVA (%)	ABUNDANCIA (%)	FREC ABS (%)	FREC RELATIVA (%)
<i>Aphelenchus</i>	0.19	8.33	1.82	0	0	0
<i>Criconemoides</i>	10.51	83.33	18.18	2.50	58.33	13.73
<i>Helicotylenchus</i>	3.44	25.00	5.45	1.18	25.00	5.88
<i>Hoplolaimus</i>	0.96	33.33	7.27	2.57	58.33	13.73
<i>Meloidogyne</i>	9.07	91.67	20.00	14.92	83.33	19.61
<i>Pratylenchus</i>	16.24	100.00	21.82	59.90	100.00	23.53
<i>Trichodorus</i>	0.19	16.67	3.64	0	0	0
Vida libre	59.41	100.00	21.82	18.93	100.00	23.53

La finca Verapaz, muestra su mayor diversidad de géneros de fitonematodos en la etapa de macollamiento (EF-2) con un valor de 0.763 y con un valor mínimo de 0.492 durante la etapa elongación II (EF-4), cuadro 12A.

En finca Obraje y Playa Grande, también se observó que la mayor diversidad fue durante la etapa de macollamiento con un valor de 0.59 y 0.594 como se observa en los cuadros 13A y 14A, respectivamente. En los cuadros 12A, 13A y 14A se muestra que la menor diversidad se presentó en la etapa fenológica de elongación II, Obraje con un valor de 0.332 y Playa Grande con 0.27, respectivamente.

La finca Verapaz presenta el valor más alto de diversidad, en raíces y suelo. En esta finca se tiene un sistema de riego por goteo y el cultivo tiene un corte, mientras que Obraje y Playa grande se ha cosechado 2 y 3 veces y con un sistema de riego por aspersión, según Hunt et al. (2005) los nematodos necesitan una lámina constante y ligera de agua para lograr su movilización y sobrevivencia lo cual puede estar influyendo a que el número de géneros sean mayores en esa área, tomando en cuenta también que la zona radicular posee mayor vigor por tener un solo corte en comparación de las otras áreas, pues el vigor del cultivo va en disminución según el número de cortes y también el sistema radicular.

6.3 Sintomatología en áreas de estudio

En las áreas en donde se realizaron los muestreos para cuantificación e identificación de poblaciones de nematodos, se pudo observar que el crecimiento de las plantas de caña de azúcar era desuniforme, amarillamiento en el follaje, figura 20a. En algunos casos la zona

radicular es escasa, sintomatología que coincide con lo reportado por Rodríguez y Sánchez (2002), lo cual se muestra en la figura 20b y c.

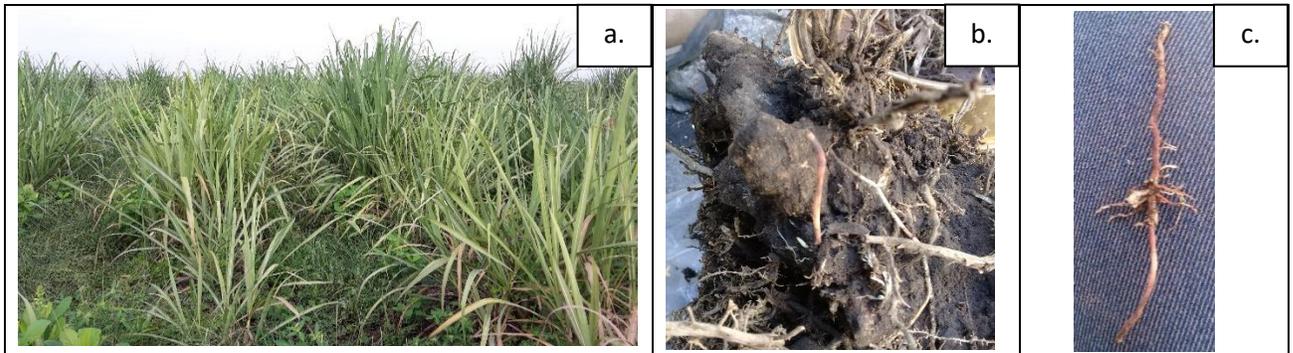


Figura 20. Síntomas presentados en campo. a) Amarillamiento y crecimiento desuniforme, b) Zona radicular escasa, c) Coloración rojiza en zona radicular.

En cuanto a la zona radicular, en la figura 21a y b con ayuda de un estereoscopio se analizaron las muestras de raíces y se observaron daños con coloración rojiza y necrosis, raíces deformadas e incluso abultamientos en las raíces más jóvenes principalmente en la cofia con presencia de *Meloidogyne*. Con agujas de disección se procedió a extraer las hembras de *Meloidogyne* que allí se alojaban, figura 21c.

Las zonas necróticas y de coloración rojizas observados en la zona radicular coincide con lo reportado por Perry y Moens (2006), quienes mencionan que estos síntomas están relacionados con la presencia del fitonematodo *Pratylenchus* ya que tiende a migrar a través de las células corticales y al alimentarse de ellas el tejido empieza a necrosarse.



Figura 21. Daños ocasionados por fitonematodos, a) Áreas necróticas ocasionadas por *Pratylenchus*, b) Deformación en zona radicular ocasionada por *Meloidogyne*, c) Hembra de *Meloidogyne*.

Por medio de un corte perineal en la hembra de *Meloidogyne*, como se observa en la figura 22, se determinó la especie la cual corresponde a *Meloidodyne javanica*, esta especie ha sido reportada para el cultivo de caña de azúcar según Pires (2014). Pires (2014) también indica que la presencia del fitonematodo *Meloidogyne javania* o *M. incognita* al instalarse en sitios de alimentación provocan hiperplasia e hipertrofia en las células vasculares dando como resultado raíces deformadas o pérdida de estas. Sin embargo, es posible que otras especies puedan estar asociadas al cultivo según Deragennes et al. (2011).

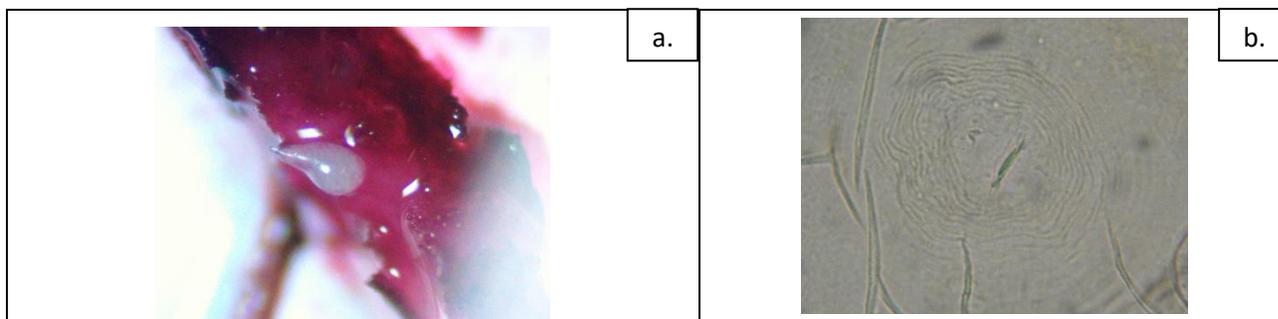


Figura 22. Identificación de especie de *Meloidogyne*, a) Tinción de raíz, b) Corte perineal de *M. javanica*.

Mondino et al. (2010) mencionan que los géneros *Meloidogyne* y *Pratylenchus* son los géneros de mayor impacto sobre la productividad, pues se han reportado casos en los cuales la reducción ha llegado a ser de 9 T / ha hasta 15 T / ha, esto mismo es indicado por Luc et al. (2005) incluyendo también al género *Criconemoides* como un fitonematodo perjudicial. Sin embargo, durante el estudio se observó que el género que se presentaba con mayor abundancia fue el de *Criconemoides* por lo que fue sobre este género que se llevó a cabo el bioensayo de diferente número de individuos colocados en plántulas de caña de azúcar.

Borges et al. (2012) menciona que el uso de plantas antagónicas para rotación como *Crotalaria spectabilis*, *C. juncea*, *C. breviflora*, *Tagetes patula*, *T. minuta* y *T. erecta* pueden ayudar a disminuir las poblaciones de fitonematodos y al mismo tiempo aumentar el contenido de nitrógeno en el suelo. Luc et al. (2005) también menciona que el uso de cultivos rotativos se pueden aumentar rendimientos de entre 15 % y 25 %, sin embargo, el uso de una especie de leguminosa en específico dependerá del género de nematodos que se quiere controlar.

7. CONCLUSIONES

1. En las tres fincas donde se realizaron los muestreos en caña de azúcar, en el suelo se determinaron los nematodos fitoparásitos: *Pratylenchus*, *Meloidogyne javanica*, *Criconemoides* (= *Mesocriconema*), *Helicotylenchus*, *Hoplolaimus*, *Trichodorus*, *Aphelenchus* y *Paratrichodorus* y asociadas a las raíces: *Pratylenchus*, *Meloidogyne javanica*, *Criconemoides*, *Helicotylenchus*, *Hoplolaimus*, *Trichodorus* y *Aphelenchus*.
2. En la cuantificación de las poblaciones de nematodos fitoparásitos determinados, en suelo y raíces, se observó incremento en poblaciones durante la etapa fenológica de macollamiento de la caña de azúcar (EF-2), que coincide de febrero-abril y disminuyen en fase de elongación I (EF-3) durante junio (promedio de los siete sitios 21/ nematodos 100 g suelo y 121 nematodos/50 g raíz).
3. En el análisis espacial, los nematodos fitoparásitos más abundantes en suelo fueron: *Criconemoides* (22.18 %), *Pratylenchus* (11.86 %) y *Meloidogyne javanica* (7.54 %), y en raíces *Pratylenchus* (36.19 %), *Meloidogyne javanica* (19.21 %). La mayor diversidad de géneros fue en la finca Verapaz, luego en Obraje y Playa Grande con índices de Simpson de 0.72, 0.68 y 0.48 en su orden.
4. Los síntomas observados en plantas de caña de azúcar ocasionados por fitonematodos fueron: amarillamiento en follaje, crecimiento desuniforme de tallos y raíces, necrosis en raíces, formación de agallas en raíces con presencia de hembras adultas de *Meloidogyne javanica*.

8. RECOMENDACIONES

1. Realizar los muestreos para cuantificación de nematodos fitoparásitos durante el período de macollamiento de la caña de azúcar.
2. En áreas con bajo rendimiento realizar rotación con especies como: *Crotalaria spectabilis*, *C. juncea*, *C. breviflora*, *Tagetes patula*, *T. minuta* y *T. erecta* o establecerlos de forma intercalada.
3. Establecer ensayos de control biológico de fitonematodos con *Purpureocillum lilacinus*, *Pochonia chlamidosporia*, *Bacillus methylophilus* y *Trichoderma* spp.
4. Elaboración de bioensayos en macetas con los géneros de fitonematodos identificados para determinar niveles críticos y pérdidas en el cultivo de caña de azúcar.

9. BIBLIOGRAFÍA

Agrios, G. (2008). *Fitopatología* (2 ed.). México: Limusa.

Amaya Estévez, A., Cock, J., Hernández, A. d., & Irvine, J. E. (1995). *Biología*. Obtenido de CENICAÑA.

Barbosa, G. R. M, Asmus, G. L. (2019). Densidade populacional do nematoides-das-lesões-radiculares em cana-de-açúcar em função de cultivares, manejo do palhico e escarificação do solo. *Revista de Agricultura Neotropical*. Brasil. https://www.researchgate.net/publication/333331752_DENSIDADE_POPULACIONAL_DO_NEMATOIDES-DAS-LESOES-RADICULARES_EM_CANA-DE-ACUCAR_EM_FUNCAO_DE_CULTIVARES_MANEJO_DO_PALHICO_E_ESCARIFICACAO_DO_SOLO

Borges Pinheiro, J., Donizete Ferreira, A., & Borges Pereira, R. (2012). *Ocorrência e manejo de nematoides em apiaceas*. Brasilia: Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuaria (Embrapa).

Bridge, J., & L. Starr, J. (2007). *Plan nematodes of agricultural importance*. Londres: Manson Publishing.

Cadet, P., & Spaul, V. W. (2005). Nematode parasites of sugarcane. En M. S. Luc, *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture* (2 ed., pág. 657). Reino Unido: Commonwealth Agricultural Bureau International (CABI).

Centro Guatemalteco de Investigación y Capacitación de la Caña de Azúcar, Guatemala (CENGICAÑA). (2017). *Produccion de azúcar de la agroindustria guatemalteca*. Recuperado el 15 de Marzo de 2017, de Guatemala: CENGICAÑA: https://public.tableau.com/profile/publish/ProduccionGuatemala_1/ProduccionGuatemala#!/publish-confirm

Cid del Prado Vera, Ignacio; Franco Navarro, Francisco; Godinez Vidal, Damaris. (2018). *Plant parasitic nematodes and management strategies of mayor crops in Mexico*. California, USA: Springer.

Clemson University, USA. (2008). *Plant-parasitic nematode identification course*. Carolina del Sur, California, USA: Clemson University.

Comité Nacional para el Desarrollo Sustentable de la Caña de Azúcar, México (CONADESUCA). (2015). *Ficha técnica del cultivo de la caña de azúcar*. México:

Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA).

Díaz Montejó, L. L., & Portocarrero Rivera, E. T. (2002). Manual de producción de caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.). Recuperado el 19 de Marzo de 2017, de (Tesis Ing. Agr., Escuela Agrícola Panamericana El Zamorano: Honduras): <https://bdigital.zamorano.edu/bitstream/11036/2247/1/CPA-2002-T043.pdf>

Domínguez Villatoro, A. E. (1994). Estudio de la dinámica poblacional de los nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de la caña de azúcar (*Saccharum officinarum*), en la finca Casa Blanca, municipio de San Andrés Villaseca, Retalhuleu. Informe inferencial EPSA. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía.

Duarte Álvarez, O. J., & Gonzalez Villalba, J. D. (2019). Guía técnica del cultivo de caña de azúcar. Obtenido de San Lorenzo, Paraguay: Universidad Nacional de Asunción, Facultad de Ciencias Agrarias: <http://www.agr.una.py/fca/index.php/libros/catalog/view/326/27/353-1>

Esquivel, A. (2011). Morfología de los nematodos. Costa Rica: Universidad Nacional de Costa Rica.

Gómez, M., & Montes, M. (2003). Manejo de nematodos endoparásitos: Proyecciones futuras. Cuba: Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO).

Green Facts, Bruselas. (2005). Biodiversidad, el consenso científico. Bruselas: Green Facts.

Hunt, D., Luc, M., & Manzanilla López, R. (2005). Identification, morphology and biology of plant parasitic nematodes. En M. Luc, R. Sikora, & J. Bridge, Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture (2a. ed., págs. 14-16). Reino Unido: CAB international.

Jairajpuri, S., & Ahmad, W. (1992). Dorylaimida. India: Pauls Press.

Luc, M., Sikora, R., & Bridge, J. (2005). Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture (2 ed.). Reino Unido: CABI.

Melgar, M., Meneses, A., Orozco, H., Pérez, O., & Espinosa, R. (2012). El cultivo de la caña de azúcar en Guatemala. Guatemala: Artemis Edinter.

- Miron, D. (1998). Conozca la industria azucarera en Guatemala. Guatemala: Artemis Edinter.
- Mondino, E. A., Huertas Tavares, O. C., Lima, E., & Berbara, R. (2010). Comunidades de nematodos en caña de azúcar bajo diferentes sistemas de labranza y cosecha. *Nematropica*, 40(2), 203-215.
- Moreno, C. E. (2001). Métodos para medir la biodiversidad. Zaragoza, España: GORFI.
- Novaretti, W. R. (2011). Coleta de amostras e raízes e solo para análise nematológica. Obtenido de Campinas, Brasil: FMC Agricultural Solutions, Assessoria e Consultoria Agrônômica, Laboratório de Nematologia: <http://nematologia.com.br/files/tematicos/1.pdf>
- Orozco Vásquez, H., Catalán Palma, M., Castro García, O., & Quemé De León, J. L. (2004). Catálogo de variedades promisorias de caña de azúcar de la agroindustria azucarera guatemalteca. Obtenido de Guatemala: Centro Guatemalteco de Investigación y Capacitación de la Caña de Azúcar (CENGICANÑA): <https://es.scribd.com/doc/42272265/Catalogo-de-Variedades>
- Osorio Cadavid, G. (2007). Buenas prácticas agrícolas (BPA) y buenas prácticas de manufactura en la producción de caña y panela. Guatemala: CTP Print.
- Peña Sánchez, R. R., & Páez Mendieta, J. E. (2014). Nematodos fitoparásitos. Colombia: Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia.
- Pérez Irungaray, G. E., Rosito Monzón, J. C., Maas Ibarra, R. E., & Gándara Cabrera, G. A. (2018). Ecosistemas de Guatemala. Guatemala: Universidad Rafael Landívar.
- Perichi, G., Crozzoli, R., Greco, N., & T. Rivas, J. (2002). Nematodos fitoparasíticos asociados al a caña de azúcar en Venezuela. Estado Carabobo. Venezuela: Universidad Central de Venezuela.
- Perry, R. N., & Moens, M. (2006). Plant nematology. India: CABI
- Quintela, M. P. (2014). Déficit hídrico no patossistema cana-de-açúcar x nematoides. Obtenido de (Tesis Ing. Agr., Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Tecnologia Rural: REcife, Brasil): <http://ww2.pgea.ufrpe.br/sites/ww3.pgea.ufrpe.br/files/documentos/matheusquintela.pdf>
- Ravichandra, N. G. (2014). Horticultural nematology. India: Springer India.

- Rivera Rosado, F. J. (2008). El cultivo de la caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) en la región de Carel, Centro de Veracruz. Obtenido de (Tesis Ing. Agr., Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro, División de Agronomía: México): [http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/1417/EL%20CULTIVO%20DE%20LA%20CA%20D1A%20DE%20AZUCAR%20\(Saccharum%20officinarum%20L.\)%20EN%20LA%20REGION%20DE%20CARDEL,%20CENTRO%20DE%20VERACRUZ.pdf?sequence=1](http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/1417/EL%20CULTIVO%20DE%20LA%20CA%20D1A%20DE%20AZUCAR%20(Saccharum%20officinarum%20L.)%20EN%20LA%20REGION%20DE%20CARDEL,%20CENTRO%20DE%20VERACRUZ.pdf?sequence=1)
- Rodríguez, M. G., & Sánchez, L. (2002). *Nemátodos asociados a plantas de caña de azúcar en Cuba con síntomas de amarillamiento (YLS) y sin estos*. Obtenido de Revista de Protección Vegetal, 17(1), 53-69:
https://www.academia.edu/5065078/NEM%C3%81TODOS_ASOCIADOS_A_PLANTAS_DE_CA%C3%91A_DE_AZ%C3%9ACAR_EN_CUBA_CON_S%C3%8DNTOMAS_DE_AMARILLAMIENTO_YLS_Y_SIN_ESTOS
- Román, J., & Acosta, N. (1984). *Nematodos, diagnóstico y combate*. Puerto Rico: Universidad de Puerto Rico.
- Solares, E., Palacios Chapeton, V., Hip Velasques, M., Lima Velásquez, L., Muñoz, L., & Aju, A. (2011). Guía técnica de variedades de caña de azúcar. *Ingenio Magdalena*, 62.
- Subirós Ruiz, F. (2000). *El cultivo de la caña de azúcar*. Costa Rica: Universidad Estatal a Distancia.



10. ANEXOS

Cuadro 12A. Índice de Simpson temporal en suelo y raíz para la finca Verapaz, temperatura promedio (°C) y precipitación acumulada (mm).

MES	GENERAL	SUELO	RAÍZ	T (°C)	PP ac (mm)
Marzo	0.687	0.525	0.647	26.2	1.8
Abril	0.609	0.553	0.522	26.74	0
Mayo	0.658	0.720	0.573	27.83	116
Junio	0.659	0.715	0.591	26.97	346.2
Julio	0.577	0.785	0.544	27.43	213
Agosto	0.571	0.707	0.561	27.25	191.2
Septiembre	0.717	0.711	0.673	26.88	331
Octubre	0.492	0.635	0.442	26.67	140.1
Noviembre	0.622	0.706	0.595	26.57	2.8
Diciembre	0.637	0.761	0.519	25.77	0
Enero	0.631	0.782	0.483	25.65	0
Febrero	0.763	0.785	0.690	26.94	0

Fuente: elaboración propia, 2021.

Cuadro 13A. Índice de Simpson temporal en suelo y raíz para la finca Obraje, temperatura promedio (°C) y precipitación acumulada (mm).

MES	GENERAL	SUELO	RAÍZ	T (°C)	PP ac (mm)
Febrero	0.475	0.251	0.370	27	0
Marzo	0.590	0.468	0.457	28	23.4
Abril	0.567	0.665	0.363	29	34.4
Mayo	0.506	0.626	0.459	28	199
Junio	0.454	0.640	0.000	27	342.6
Julio	0.533	0.650	0.513	27	179.4
Agosto	0.547	0.616	0.489	27	171
Septiembre	0.410	0.581	0.306	27	364.6
Octubre	0.332	0.547	0.296	27	339.6
Noviembre	0.667	0.750	0.552	27	17.8
Diciembre	0.578	0.720	0.460	26	0
Enero	0.335	0.606	0.248	26	5.2

Fuente: elaboración propia, 2021.

Cuadro 14A. Índice de Simpson temporal en suelo y raíz para la finca Playa Grande, temperatura promedio (°C) y precipitación acumulada (mm).

MES	GENERAL	SUELO	RAÍZ	T (°C)	PP ac (mm)
Febrero	0.417	0.624	0.386	26.2	0
Marzo	0.591	0.492	0.494	26.74	1.47
Abril	0.594	0.405	0.524	27.83	4.67
Mayo	0.303	0.599	0.274	26.97	13.75
Junio	0.514	0.612	0.500	27.43	8.36
Julio	0.392	0.340	0.402	27.25	10.18
Agosto	0.304	0.462	0.295	26.88	18.78
Septiembre	0.422	0.558	0.231	26.67	12.48
Octubre	0.270	0.215	0.288	26.57	0.6
Noviembre	0.592	0.722	0.542	25.77	0
Diciembre	0.558	0.676	0.500	25.65	1.5
Enero	0.468	0.722	0.346	26.94	0

Fuente: elaboración propia, 2021.

REF. Sem. 01/2021

LA TESIS TITULADA:

"BIODIVERSIDAD Y CARACTERIZACIÓN DE LA ESTRUCTURA DE COMUNIDADES DE NEMATODOS FITOPARÁSITOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE CAÑA DE AZÚCAR (*Saccharum spp.*) EN LAS FINCAS VERAPAZ, OBRAJE Y PLAYA GRANDE, ESCUINTLA, GUATEMALA, C.A."

DESARROLLADA POR LA ESTUDIANTE:

LAURA PATRICIA PÉREZ SIGUANTAY

CARNE:

201310554

HA SIDO EVALUADO POR LOS PROFESIONALES:

Ing. Agr. Manuel de Jesús Martínez Ovalle
Ing. Agr. Edin Alejandro Gil Esturban

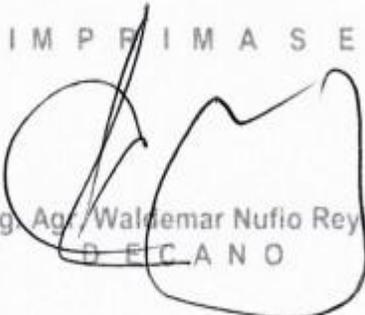
El Asesor y las Autoridades de la Facultad de Agronomía, hacen constar que ha cumplido con las Normas Universitarias y Reglamentos de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala.


Dr. Edin Francisco Orozco Miranda
ASESOR




Fernando López Búcaro
DIRECTOR DEL IIA

IMPRIMASE


Ing. Agr. Waldemar Nufio Reyes
DECANO

