

024

BIBLIOTECA
DE LA
UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA

NEMÁTODOS ASOCIADOS AL CULTIVO DEL
CARDAMOMO (Elettaria cardamomum Maton)
Y SU DISTRIBUCIÓN EN EL ÁREA SUR
CARDAMOMERA DE GUATEMALA



Te
A68g
1985

UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA

Facultad de Ciencias y Humanidades
Departamento de Ciencias Agrícolas

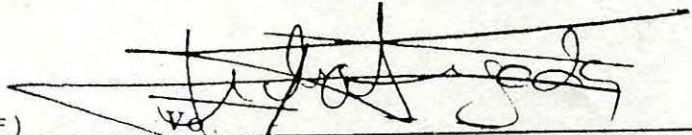
NEMÁTODOS ASOCIADOS AL CULTIVO DEL
CARDAMOMO (Elettaria cardamomum Maton)
Y SU DISTRIBUCIÓN EN EL ÁREA SUR
CARDAMOMERA DE GUATEMALA

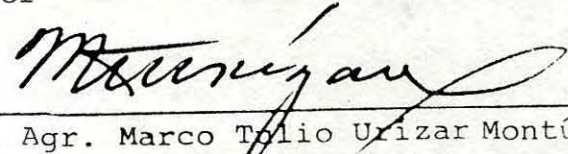
MARCO ANTONIO ARÉVALO GUERRA

Trabajo de investigación presentado para optar
al título de Ingeniero Agrónomo en el grado
académico de Licenciado en Ciencias Agrícolas

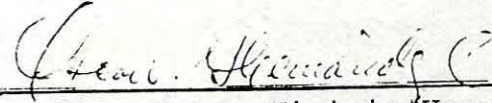
Guatemala
1985

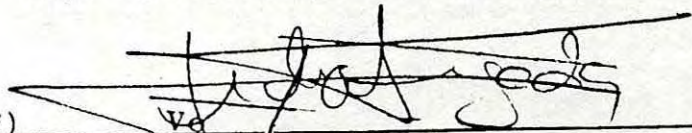
Vo. Bo.

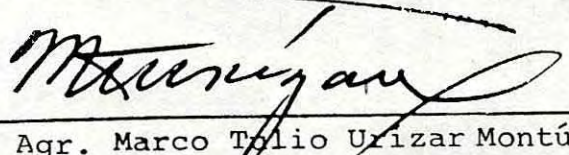
(f) 
Ms.Sc. Julio Roberto Tejada Castillo
Asesor

(f) 
Ing. Agr. Marco Tolio Urizar Montúfar

Comité de tesis:

(f) 
Ing. Agr. Oscar Vinicio Hernández Catalán (Ms.Sc.)

(f) 
Ms.Sc. Julio Roberto Tejada Castillo

(f) 
Ing. Agr. Marco Tolio Urizar Montúfar

Fecha de aprobación: 7 de noviembre de 1985

Dedico este trabajo:

A DIOS

A MI PADRE

Ing. Agr. Ms.Sc. MARIO RENÉ ARÉVALO NUILA

A MI MADRE

CECILIA GUERRA DE ARÉVALO

A MIS HERMANOS

ARTURO ENRIQUE, SUSANA PATRICIA,
Y MARIO RENÉ ARÉVALO GUERRA.

A MI NOVIA

ISABEL.

Agradezco a las siguientes personas e instituciones, que me brindaron su valiosa colaboración y ayuda en la realización del presente trabajo:

A mis compañeros y amigos del grupo de investigaciones en cardamomo del programa APROCAR-UVG, especialmente a Julio Tejada Ms.Sc., quien tuvo confianza en mí para la realización de este trabajo, y al agrónomo Rolando Mejía, por su apoyo en los trabajos de muestreo y de campo.

A la Asociación de Productores de Cardamomo (APROCAR), por su ayuda y apoyo económico a la investigación en cardamomo.

A la Universidad del Valle, por la utilización de sus excelentes laboratorios.

Al Ing. Agr. Ms.Sc. Oscar Vinicio Hernández, por su ayuda en el aprendizaje de la Fitonematología.

CONTENIDO

	Página
RESUMEN	
I. INTRODUCCIÓN	1
A. Objetivos	3
B. Hipótesis	3
II. REVISIÓN DE LITERATURA	4
A. Cultivo del cardamomo	4
1. Características botánicas	5
a. Estructura	5
b. Sistema radicular	7
c. Polinización	8
d. Sistemática	9
2. Ecología del cultivo	11
3. Importancia económica	13
4. Enfermedades	14
5. Plagas	15
B. Nemátodos fitoparasíticos	17
1. Generalidades	17
2. Adaptaciones al parasitismo	24

	Página
3. Formas de alimentación y tipos de daño	27
4. Formación de nódulos	32
5. Relación de nemátodos fitoparasíticos con otros patógenos	39
a. Interacción con virus	39
b. Interacción con hongos	41
c. Interacción con bacterias	43
6. Poblaciones	44
a. Distribución	44
b. Muestreo	48
c. Métodos de extracción	51
7. Nemátodos asociados a cultivos de im- portancia económica	56
8. Reportes de nemátodos asociados al cardamomo en Guatemala	66
III. MATERIALES Y MÉTODOS	69
A. Localización del área experimental	69
B. Muestreo	71

	Página
C. Extracción	72
D. Identificación	74
E. Conteo de poblaciones	77
1. Cálculo de poblaciones	77
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	79
A. Descripción de los 14 géneros encontrados	79
1. <u>Meloidogyne</u> spp o nemátodo nódulo-radicular	79
2. <u>Helicotylenchus</u> spp o nemátodo de espiral	81
3. <u>Criconemoides</u> spp o nemátodo anillado	81
4. <u>Dorylaimus</u> spp	82
5. <u>Longidorus</u> spp o nemátodo en forma de aguja	82
6. <u>Aphelenchus</u> spp	82
7. <u>Tylenchus</u> spp	82
8. <u>Tylenchorhynchus</u> spp o nemátodo de raquitismo	83
9. <u>Xiphinema</u> spp o nemátodo de daga	83

	Página
10. <u>Aphelenchoides</u> spp o nemátodo de las hojas	84
11. <u>Hemicycliophora</u> spp o nemátodo de vaina	84
12. <u>Trichodorus</u> spp o nemátodo raíz de escoba	84
13. <u>Pratylenchus</u> spp o nemátodo de lesión	85
14. <u>Hoplolaimus</u> spp o nemátodo de lanza	85
B. Poblaciones encontradas	86
C. Distribución	98
V. CONCLUSIONES	105
BIBLIOGRAFÍA	106
Anexo 1	120

LISTA DE CUADROS

Cuadro	Página
1 Clasificación general de los nemátodos fitoparasíticos	18 y 19
2 Lista de los 14 géneros de nemátodos fitoparasíticos identificados de muestras de suelo y raíz, asociados al cardamomo en fincas de la zona sur de Guatemala.	80
3 Población media de los diferentes géneros de nemátodos fitoparasíticos, extraídos de las 50 muestras de suelo analizadas, de fincas de la zona sur cardamomera de Guatemala.	87
4 Población media de los diferentes géneros de nemátodos fitoparasíticos, extraídos de las 57 muestras de raíz analizadas, de fincas de la zona sur cardamomera de Guatemala.	88

- 5 Porcentaje de incidencia de los 14 géneros de nemátodos fitoparasíticos, identificados de las 107 muestras analizadas de suelo y raíz, de fincas de la zona sur cardamomera de Guatemala. 97
- 6 Porcentaje de incidencia de los géneros de nemátodos fitoparasíticos, extraídos de las 50 muestras de suelo analizadas, de fincas de la zona sur cardamomera de Guatemala. 99
- 7 Porcentaje de incidencia de los géneros de nemátodos fitoparasíticos, extraídos de las 57 muestras de raíz analizadas, de fincas de la zona sur cardamomera de Guatemala 100
- 8 Distribución geográfica de los tres principales géneros de nemátodos fitoparasíticos, extraídos de las 107 muestras de suelo y raíz analizadas de fincas de la zona sur cardamomera de Guatemala. 101

LISTA DE FIGURAS

Figura	Página
1 Anatomía de un nemátodo fitoparasítico: macho y hembra.	20
2 Región anterior de nemátodos pertenecientes a tres órdenes de la clase Nemátoda.	22
3 Mapa con la localización del área muestreada, señalando las cabeceras de los municipios con fincas cardamomeras investigadas, y sus respectivos departamentos.	70
4 Metodología para la extracción de nemátodos fitoparasíticos de muestras de suelo.	75
5 Metodología para la extracción de nemátodos fitoparasíticos de muestras de raíz.	76
6 Poblaciones máximas y mínimas encontradas para nemátodos fitoparasíticos de 100 gramos de raíz.	89

Figura

Página

- 7 Poblaciones máximas y mínimas encontradas
para nemátodos fitoparasíticos extraídos
de 100 cc de suelo.

90

RESUMEN

Para obtener resultados satisfactorios en la producción e investigación en cardamomo, es necesario poner atención a todos, y cada uno de los factores involucrados.

La importancia de nemátodos fitoparasíticos, como agentes patógenos que inciden en la producción de cultivos de importancia económica, es reconocida por agricultores e investigadores en todo el mundo.

En Guatemala, la relación existente entre nemátodos fitoparasíticos con el cultivo del cardamomo, y su importancia en la producción es muy poco conocida, por lo que uno de los objetivos principales de este trabajo, fué aumentar ese conocimiento.

Un ciento siete muestras de suelo y raíz, recolectadas de 25 fincas cardamomeras localizadas en la zona sur de Guatemala, fueron analizadas utilizando el método de extracción de tamizado y centrifugación con azúcar.

Se identificaron 14 géneros de nemátodos fitoparasíticos, 8 de los cuales habían sido reportados anteriormente, 6 fueron reportados por primera vez asociados al cardamomo. Meloidogyne spp, Helicotylenchus spp y Criconemoides spp, fueron los géneros más importantes, por su amplia distribución y altas poblaciones.

I. INTRODUCCIÓN

El cardamomo (Elettaria cardamomum Maton) es uno de los cultivos de más importancia actualmente en Guatemala. Desde el punto de vista socioeconómico, es fuente de ingreso para un gran número de familias del área rural. En lo referente a la economía del país, es una aportación de divisas de gran importancia.

En Guatemala, las exportaciones de cardamomo comenzaron a tener importancia económica desde 1959. En 1980 se exportaron más de cuatro mil toneladas métricas, dando un ingreso de 55.6 millones de quetzales, de manera que se colocó en tercer lugar entre los productos agrícolas de exportación, después del café y del algodón. El cardamomo requiere aproximadamente un total de 221 jornales por hectárea cada año. Según las estadísticas de 1978, este cultivo dió ocupación a 14.7 miles de personas (27).

Desde el punto de vista ecológico, el cardamomo da una excelente protección contra la erosión, debido a que puede sembrarse en terrenos con pendientes pronunciadas, y a la utilización de sombra en su cultivo (1). Además es una alternativa viable para la diversificación en sus-

titución del café (29).

La mayor parte de ayuda económica para la investigación en Fitonematología, se deriva de los daños causados por nemátodos a cultivos de importancia económica. Una estimación conservadora de las pérdidas en cultivos, debidas a nemátodos en los Estados Unidos, es de 500 millones de dólares, en adición a que varios millones son invertidos en nematicidas cada año (8).

Para obtener resultados satisfactorios en la explotación cardamomera, es necesario poner atención a todos y cada uno de los factores involucrados en la producción. Por esta razón, y gracias a los impulsos que ultimamente se ha dado a este cultivo, las investigaciones realizadas en conjunto por la Universidad del Valle de Guatemala, la Asociación de Productores de Cardamomo de Guatemala (APROCAR), y la Universidad de Cornell en Nueva York, Estados Unidos, se han proyectado hacia nuevas disciplinas, incluyendo el estudio de los nemátodos como una plaga del cardamomo, la cual ha despertado interés en nuestro país.

En Guatemala es muy poco el conocimiento que se tiene sobre los nemátodos como plaga del cardamomo y, a excepción de ciertos reportes aislados (11,28,40,56,57,58), y una tesis de grado' (19), no existen otros trabajos formales de incidencia y control de los mismos.

A. Objetivos

Los objetivos de este estudio fueron:

1. Determinar la presencia de nemátodos fitoparasíticos asociados al cultivo a nivel de campo, e identificarlos hasta género.
2. Cuantificar las poblaciones de los diferentes géneros extraídos, asociados al cultivo.
3. Determinar los géneros más importantes.
4. Ubicar su distribución en las diferentes localidades muestreadas, del área sur cardamomera de Guatemala.

B. Hipótesis

Las hipótesis planteadas fueron las siguientes:

1. Los nemátodos que afectan al cardamomo en la zona sur cardamomera de Guatemala, pueden agruparse dentro de uno o más de los géneros fitoparasíticos conocidos.
2. Todos los géneros de nemátodos asociados al cultivo de cardamomo, tienen igual importancia y distribución dentro del área muestreada.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

A. Cultivo del cardamomo

El cardamomo (Elettaria cardamomum Maton) es una planta herbácea y perenne, que pertenece a la familia Zingiberaceae, la cual comprende unas 1300 especies en su mayoría intertropicales, hierbas rizomatosas y fruto capsular con contenido de aceites esenciales (11,55).

Sahadevan (55), menciona que el nombre genérico Elettaria se originó de la palabra malayalam elathari, que literalmente significa semillas de Elam, y el epíteto específico de la palabra latina Amomum, derivado del arábigo hamama de hamma, que significa caliente o calor.

Abraham (1) sitúa al cultivo del cardamomo en el sur de la India, en el área de los Ghats occidentales desde el norte del estado de Bombay, hasta el sur del estado de Madras. India es el principal productor y consumidor de cardamomo en el mundo. Otros países productores son: Guatemala, Sri Lanka, Tansania, Malasia y Camboya (40,56).

Luttmann (40) y Samayoa (56), mencionan que Guatemala ha escalado rápidamente posiciones de importancia en el mercado mundial de exportación de cardamomo, no solamente por

cantidad sino por su calidad, lo que hace que su producción goce de preferencia en los mercados consumidores internacionales (28).

1. Características botánicas

La sistemática actual del cardamomo (E. cardamomum Maton), según la clasificación de Cronquist (17) es la siguiente:

Reino : Vegetal
 Sub-reino : Embryobionta
 División : Magnoliophyta
 Clase : Liliópsida
 Sub-clase : Zingiberidae
 Orden : Zingiberales
 Familia : Zingiberaceae
 Género : Elettaria
 Especie : Elettaria cardamomum Maton.

a. Estructura

Willis, citado por Bonilla (10), Castillo (12) y Menéndez (47), describe al cardamomo como una planta perenne, herbácea, con un tallo de hábito subterráneo o rizoma ramificado, de forma tubular y crecimiento horizontal. Es un

poco leñoso, con grueso que oscila entre 5 a 10 cm, y con numerosas raíces fibrosas en la capa superficial del suelo.

Del rizoma se originan de 8 a 20, o de 40 a 50 (55) brotes o pseudotallos erectos, de 2.5 a 5 metros de alto, compuestos de hojas nacidas en forma de macollas. Las hojas son lanceoladas de dos láminas, y terminadas en punta, son alternas, con longitudes de 25 a 50 cm de largo y, de 5 a 15 cm de ancho. Su color es verde oscuro y superficie lisa en el haz, mientras en el envés, es verde pálido y la superficie puede ser lisa o pubescente dependiendo de la variedad, según Willis citado por (10,12,47).

La inflorescencia nece en la región radicular en la base de los brotes, estas son panículas erectas, alargadas y reclinadas o postradas, que miden de 60 a 120 cm de largo. Posee brácteas medianamente largas de enrollamiento axilar, generalmente don dos o tres flores. Las flores son hermafroditas, zigomórficas, y miden 4 cm de largo y 1.7 cm de diámetro. Tienen 3 sépalos y 3 pétalos. La parte más conspicua es el labelo compuesto de tres estambres modificados, y es de color blanco con líneas púrpura radiando del centro, según Willis citado por (10,12,47).

Hay dos estaminoides rudimentarios separados y, un estambre funcional, este último tiene un pequeño filamen-

to amplio con una larga antera. El ovario inferior consta de tres carpelos unidos, con muchos óvulos en posición axilar, y un estilo con un pequeño estigma capitado. Posee cáliz doble, exterior cilíndrico, con dos lóbulos, cuatro divisiones externas y tres internas donde se encuentran los óvulos.

La bracteola es tubular como el cáliz. El tubo de la corola es aproximadamente del mismo largo que el del cáliz, con tres lóbulos angostos, frondosos y de color verde pálido. Los frutos son cápsulas triloculadas, indehiscentes de 10 a 20 mm de largo y, 5 a 10 mm de diámetro, de color verde claro cuando el fruto está joven, a verde amarillento, en su estado maduro. Cada lóculo envuelve de 5 a 7 semillas cada una de 3 a 4 mm de largo, de forma irregular, duras, de color pardo y superficie áspera, con una cubierta mucilagínosa. Cada cápsula contiene de 15 a 20 semillas, según Willis citado por (10,12,47).

b. Sistema radicular

Cano (11), describe el sistema radicular de la planta de cardamomo, formada de raíces fibrosas, blanquecinas con grosor de 4 a 6 mm y, hasta 1.5 metros de largo. Luttmann (40), menciona que la planta consta de rizomas o bul-

bos carnosos, de donde se desprenden las raíces, que llegan a medir de 1 a 1.5 m de largo y, 0.5 cm de diámetro. Estas raíces se ramifican y además, menciona que los nutrientes son absorbidos por raicillas secundarias de 1 cm de largo.

Estudios realizados en la India, sobre el cultivo del cardamomo (35), reportan que el enraizamiento de la planta es superficial, con un número elevado de raíces laterales y ramificadas, confinadas a las primeras capas del suelo, a profundidades de 15 a 25 cm y, con crecimientos laterales a distancias de 70 a 75 cm de la planta.

c. Polinización

Según Dix y Dix (21), la flor del cardamomo es bisexual, alógama y adaptada para ser polinizada por insectos. Reportan a los géneros de insectos Bombus spp, del orden Hymenóptera y familia Bombidae, y Trigona spp, del mismo orden pero de la familia Apidae, como los agentes polinizadores más importantes en una finca cardamomera del departamento de Alta Verapaz. Sin embargo, señalan la importancia de la especie Apis mellifera, orden Hymenóptera, familia Apidae, como principal agente polinizador en plantaciones de la zona sur cardamomera de Guatemala.

d. Sistemática

Sahadevan (55), y Willis citado por Bonilla (10), indican que en base principalmente en el tamaño del fruto, han sido reconocidas dos variedades botánicas: E. cardamomum variedad mayor, cuyo origen son tipos silvestres de la India, y E. cardamomum variedad menor, que comprende las variedades y tipos cultivados.

Sahadevan (55) señala que todas las variedades y tipos cultivados, y silvestres son interfértiles. Los tipos y variedades son por lo tanto, híbridos naturales, mostrando variaciones considerables en sus características.

d.1 Variedad mayor Thwaites

Según Willis, citado por (10,12,47), esta variedad es una planta robusta de aproximadamente 3 metros de altura, con pseudotallos rosados, hojas amplias y panículas erectas. El ovario y el cáliz son subtomentosos. El fruto es alargado de 2.5 a 5 cm de largo, levemente arqueado, amarillo verdoso cuando está maduro y pardo oscuro cuando se seca. La semilla comparada con la de los otros tipos, es de mayor longitud, tamaño y más numerosa. Sin embargo no es tan aromática y consecuentemente de menor valor comercial, según Purseglove citado por (56). Este es el cardamomo sil-

vestre de Sri Lanka, el cual es cultivado sólo ocasionalmente.

d.2 Variedad cardamomum (sinónimos var. minor Watt;
var. minúscula Burkill)

Se encuentran dentro de esta variedad la mayoría de razas cultivadas. Su altura varía desde 2.5 a 5 m de altura. La panícula es larga, con flores más numerosas y puede ser postrada, arqueada o erecta. El ovario y el cáliz son lisos, los frutos más pequeños que los de la variedad anterior, con menos semillas, más pequeñas y más aromáticas. Los frutos son amarillos cuando se secan, según Willis citado por (10,12,47). Las principales razas son Malabar y Mysoure, llamadas los verdaderos cardamomos comerciales (56).

d.2.1 Cardamomo de Malabar

Plantas con ramas cortas, raramente exceden los 2.7 m de altura. Las hojas miden de 30 a 45 cm de largo, y son pubescentes en el envés. Las panículas son largas de 60 a 90 cm de longitud y postradas. Los frutos son pequeños, globosos, redondeados u ovoides y levemente encorvados. Esta raza es altamente susceptible al virus del mosaico, Willis citado por (10,12,47).

d.2.2 Cardamomo de Mysoure

Willis citado por (10,12,47), señala que es una planta de crecimiento robusto, que puede llegar a medir hasta 5 metros de altura, con hojas gruesas, largas y sin pubescencias en el envés. Las panículas son erectas o arqueadas, y los frutos son largos, fusiformes, triangulados y lisos. Esta raza se considera que posee cierta resistencia al virus del mosaico.

2. Ecología del cultivo

Según Abraham (1) y Sahadevan (55), el cardamomo crece bien en un rango de altitudes de 600 a 1500 metros sobre el nivel del mar. Siendo el rango más productivo entre los 900 y 1300 metros s.n.m.. Willis citado por (10,12,47), señala que el cardamomo es un cultivo tropical, propio de regiones húmedas, con alta precipitación pluvial bien distribuida durante todo el año, con requerimiento de lluvias anuales de 2000 a 3000 mm. Su rango de temperatura óptimo es de 20 a 25 grados centígrados. Requiere de un 70 a 80% de humedad relativa.

Abraham (1), indica que suelos que mantienen un buen crecimiento de bosque siempre verde, son los adecuados para el cardamomo. Willis citado por (10,47), dice que los

suelos aconsejables para el cultivo, son los de textura franco-arenosa, con estructura estable, y con un p^H ligeramente ácido. Abraham (1) por su parte señala, que áreas escarpadas con cobertura vegetal pobre y poca humedad, así como áreas expuestas a vientos fuertes, no pueden mantener buenas plantaciones de cardamomo. La erosión del suelo, es fatal para el cardamomo, y además el cultivo no tolera anegamiento.

El cardamomo es invariablemente cultivado bajo condiciones de sombra, con luz filtrada a través de los árboles de bosques siempre verdes, Willis citado por (10,47), Amézquita citado por (12,47). Overdick citado por (10), dice que una sombra de un 30 a 40% se considera adecuada.

Los requerimientos de clima del cultivo, lo sitúan en las zonas climatológicas tropical húmeda y sub-tropical muy húmeda, según clasificación de holdridge citado por (29). Bosque muy húmedo, sub-tropical frío y cálido, y bosque húmedo sub-tropical templado, según clasificación de holdridge, citado por menéndez (47).

Cano (11), e informes del Banco de Guatemala (27,28), citando a Holdridge, señalan que áreas en Guatemala con condiciones climáticas apropiadas para el cardamomo, se localizan en los departamentos del Petén, Alta Verapaz, Baja

Verapaz, Izabal, y además en las partes húmedas de Santa Rosa, Escuintla, Suchitepéquez, Retalhuleu, Quezaltenango y San Marcos en el sur del país. Lo cual comprende, según Holdridge citado por (29,57) un total de 41,100 kilómetros cuadrados (equivalente a 4,110,000 hectáreas).

3. Importancia económica

Según informes de diferentes reportes realizados por el Banco de Guatemala (27,28), y su importancia económica, los principales mercados internacionales de compra-venta son: los países árabes, Arabia Saudita, Siria, Irak y Kuwait. Por otro lado Suecia, Noruega y otros países europeos, y los Estados Unidos de América.

Los usos del cardamomo son variados; Abraham (1) y Luttmann (40), lo mencionan para uso masticatorio y para aromatizar café. Parry citado por (10), señala el uso del aceite de cardamomo en perfumería y para dar sabor a ciertos licores. Su utilización en la cocina y panadería, además de en la elaboración de salsas, sopas y aromatización de cigarrillos es mencionada por Sahasrabuddhe citado por (10).

Según El Banco de Guatemala (27), en 1978 se exportaron de Guatemala más de 2000 toneladas métricas de cardamomo, dando un ingreso de 30.8 millones de quetzales. Además se-

gún la misma fuente, en 1978 el cultivo dió ocupación a 14.7 miles de personas en el país.

4. Enfermedades

Varios investigadores, Abraham (1), Sahadevan (55) y Gonsalves (26), coinciden en que la enfermedad llamada mosaico o Katee, produce serias pérdidas en las plantaciones de cardamomo. Esta enfermedad es causada por un virus cuya partícula viral tiene forma de varilla flexible, y pertenece al grupo de los Potyvirus, (26).

Otra enfermedad de importancia en Guatemala es la mancha foliar, que algunos autores, Luttmann (40) y Cano (11), señalan al hongo Cercospora spp como agente causal. Sin embargo en investigaciones realizadas por Castillo (12) en su trabajo de tesis, considera que Cercospora sp, no es el agente causante sino una bacteria, la cual no llegó a identificar plenamente.

George, citado por (12), reporta el tizón bacteriano o Chenthal, causando problemas en la India y causado por Corynebacterium sp.

Enfermedades causadas por hongos, reportadas por investigadores citados por Castillo (12), han sido detectadas en plantaciones y almácigos de la India. Abraham (1) y Sahade-

van (55) reportan al hongo Pythium sp, como causante de la pudrición de la macolla en la India, y que puede afectar a las panículas. Varias especies de Phytophthora, han sido identificadas causando pudriciones en hojas y frutos, en plantaciones de cardamomo en la India, Thankamma y Radahakrishna citados por Samayoa y Suchand (56). Phytophthora spp, daña las cápsulas juveniles, necrosando completamente el tallo de la panícula y, causando decoloración de las paredes del fruto reduciendo su calidad (56). Daños similares han sido reportados en plantaciones de cardamomo, localizadas en la zona sur de Guatemala, Mejía (46). Algunas muestras han sido analizadas en el laboratorio de Patología Vegetal de la Universidad del Valle, y se sospecha se trate de Phytophthora spp.

5. Plagas

En la India, Abraham (1), Sahadevan (55) y Samayoa y Suchand (56), reportan que el Thrips (Taeniothrips cardamomi Ramakrishna) es la plaga más importante por su daño al fruto. Abraham (1), señala que un ataque fuerte de este insecto puede causar un 60% de pérdida en la cosecha.

El áfido Pentalonia nigronervosa, es mencionado por Rajan (53) y Sahadevan (55), como una plaga de menor im-

portancia causando daño directo, sin embargo su importancia causando daño indirecto al cardamomo, como vector del virus del mosaico (VMCar), es muy alta. En Guatemala De León y Tejada (20) y Hentze (30), indican la importancia de P. nigronevosa como vector del virus del mosaico del cardamomo. En la India otras plagas de menor importancia son mencionadas por Abraham (1), Sahadevan (55) y (35).

En Guatemala, Amézquita citado por Cano (11) y Luttmann (40), indican que existen problemas con pájaros, pequeños roedores, y Zompopos (Atta sp), pero los daños ocasionados son de menor importancia.

Cano (11), Luttmann (40) y Sánchez (57), consideran que la plaga más importante es el picudo del cardamomo, insecto perteneciente al orden Coleóptera y a la familia Curculionidae. Marroquín y Tejada (43), reportan la identificación de 4 especies de picudos, realizada por el doctor Whitehead del Smithsonian Institute en Washington D.C., indicándose que sólo la especie Cholus subcaudatus, se ha reportado como dañina al cultivo. Luttmann (40), menciona que esta plaga está más ampliamente distribuida en la zona norte cardamomera del país, principalmente en el departamento de Alta Verapaz. Sin embargo Mejía (46), reporta haber observado plantaciones en la zona sur de Guatemala, con 70

a 80% de infestación de picudo. Sánchez (57), indica porcentajes de daño causados por picudo del 60 al 90%.

En Guatemala varios autores (11,19,28,40,56,57,58), señalan la importancia de los nemátodos como plaga del cultivo del cardamomo.

B. Nemátodos fitoparasíticos

1. Generalidades

Christie y Birchfield (15), clasifican a los nemátodos parásitos de plantas como pertenecientes al Phylum Nemathelminthes, y a la clase nemátoda, cuadro 1 y anexo 1.

Thorne (62), Hirschmann (34) y Christie (14), describen a los nemátodos fitoparasíticos, como organismos con cuerpo elongado, cilíndrico en forma de huso, fusiformes, adelgazándose hacia la cabeza y la cola, Fig. 1. Su longitud oscila de 0.2 a 10 mm, siendo la mayoría no mayores de 3 mm. Son circulares en sección transversal y poseen simetría bilateral.

En algunos géneros, las hembras se vuelven globosas, o en forma de pera o riñón. La segmentación no es interna, confinada solamente a la cutícula, la cual es la capa más externa del cuerpo, es elástica con marcas superficiales,

Phylum.....	Nemathelminthes
Clase.....	Nematoda
Sub-clase.....	Phasmidia (Secernentea)
Orden.....	Rhabditida
Orden.....	Tylenchida
Super-familia.....	TYLENCHOIDEA
Familia.....	TYLENCHIDAE
Sub-familia.....	Hoplolaiminae
Género.....	<u>Hoplolaimus</u> *
Género.....	<u>Rotylenchus</u>
Género.....	<u>Helicotylenchus</u> *
Sub-familia.....	Pratylenchinae
Género.....	<u>Pratylenchus</u> *
Género.....	<u>Nacobbus</u>
Género.....	<u>Radopholus</u>
Género.....	<u>Rotylenchulus</u>
Sub-familia.....	Tylenchinae
Género.....	<u>Psilenchus</u>
Género.....	<u>Tylenchorhynchus</u> *
Género.....	<u>Anguina</u>
Género.....	<u>Tylenchus</u> *
Género.....	<u>Ditylenchus</u>
Familia.....	NEOTHYLENCHIDAE
Sub-familia.....	Paurodentinae
Sub-familia.....	Neothylenchinae
Sub-familia.....	Nothotylenchinae
Familia.....	HETERODERIDAE
Género.....	<u>Meloidogyne</u> *
Género.....	<u>Heterodera</u>
Familia.....	CRICONEMATIDAE
Sub-familia.....	Dolichodorinae
Género.....	<u>Belonolaimus</u>
Género.....	<u>Dolichodorus</u>
Sub-familia.....	Criconematinae
Género.....	<u>Criconema</u>
Género.....	<u>Criconemoides</u> *
Género.....	<u>Hemicycliophora</u> *
Sub-familia.....	Paratylenchinae
Género.....	<u>Cacopaurus</u>
Género.....	<u>Paratylenchus</u>

Cuadro 1. Clasificación general de los nemátodos fitoparasíticos, información obtenida de la publicación "Key to the more common plant parasitic nematodes" by Christie-Birchfield.

Super-familia.....	APHELENCHOIDEA
Familia.....	APHELENCHIDAE
Sub-familia.....	Aphelenchinae
Género.....	<u>Paraphelenchus</u>
Género.....	<u>Aphelenchus</u> *
Sub-familia.....	Aphelenchoidinae
Género.....	<u>Aphelenchoides</u> *
Sub-clase.....	Aphasmidia (Adenophorea)
Orden.....	Dorylaimida
Super-familia.....	DORYLAIMOIDEA
Familia.....	BELONDRIDAE
Familia.....	DORYLAIMIDAE
Sub-familia.....	Nigolaiminae
Sub-familia.....	Actinolaiminae
Sub-familia.....	Longidorinae
Género.....	<u>Longidorella</u>
Género.....	<u>Xiphinema</u> *
Género.....	<u>Longidorus</u> *
Sub-familia.....	Dorylaiminae
Género.....	<u>Dorylaimus</u> *
Sub-familia.....	Tylencholaiminae
Familia.....	LEPTONCHIDAE
Sub-familia.....	Leptonchinae
Sub-familia.....	Campydorinae
Familia.....	DIPHATHEROPHORIDAE
Sub-familia.....	Diphtherophorinae
Género.....	<u>Trichodorus</u> *

Cuadro 1. Continuación. Asterisco indica los géneros fitoparasíticos identificados en este trabajo.

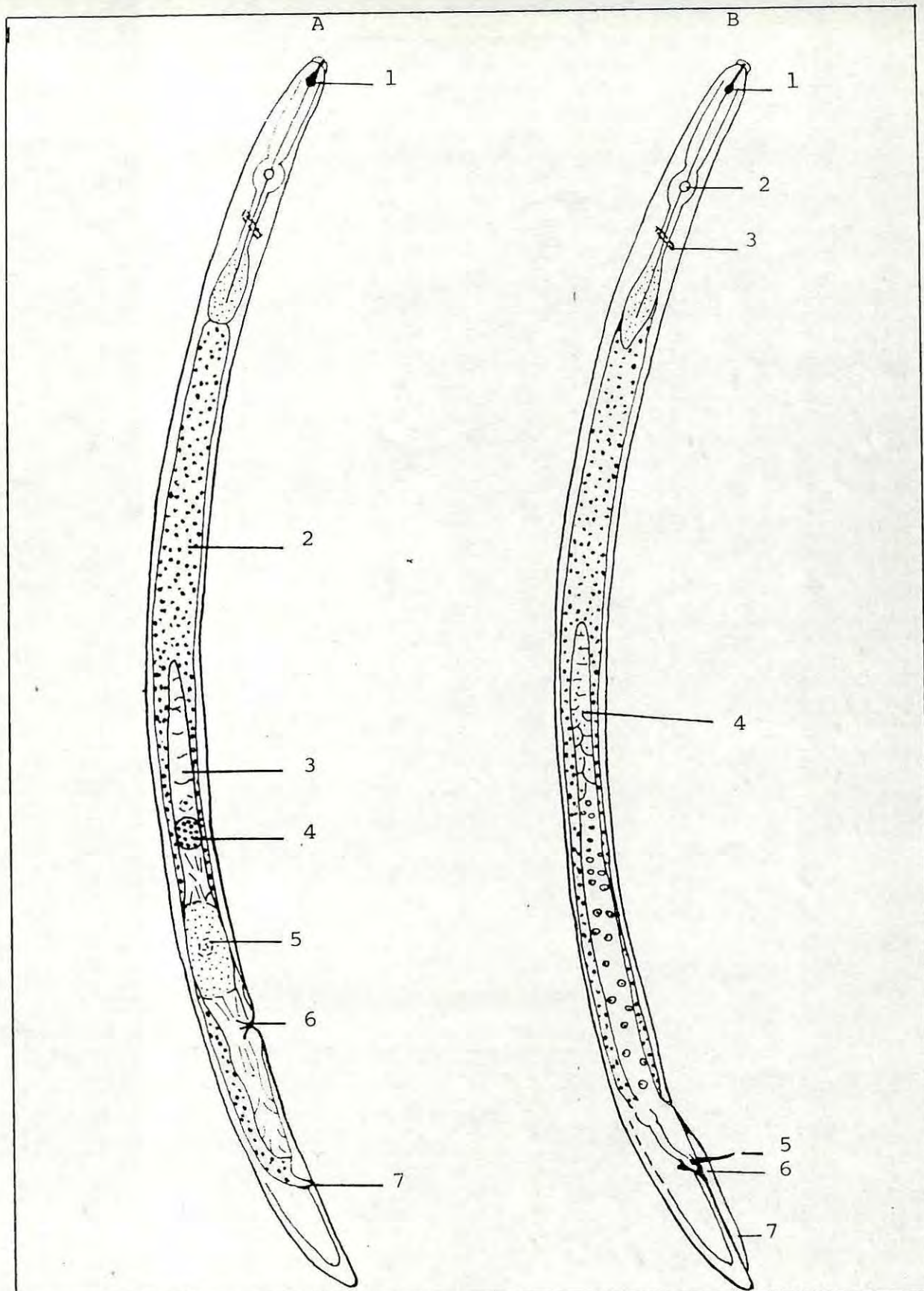


Figura 1. Anatomía de un nemátodo fitoparasítico. A. Hembra: 1.estilete, 2.intestino, 3.ovario, 4. espermateca 5.huevo, 6.vulva, 7.ano. B. Macho: 1.estilete, 2.bulbo medio, 3.anillo nervioso, 4.testículo, 5.espícula, 6.gubernáculo, 7.bursa.

y cubre toda la superficie externa del nemátodo (14, 34, 62).

Generalmente machos y hembras de la misma especie son muy parecidos en forma y apariencia. Un pronunciado dimorfismo sexual ocurre entre nemátodos que son parásitos sedentarios, en donde la hembra pierde su forma delgada y cilíndrica. La diferencia más obvia entre macho y hembra, ocurre en el final de la parte posterior del cuerpo, en donde la presencia de espícula, bursa o ala caudal y otros órganos copulatorios, hacen que la cola del macho difiera enormemente de la de la hembra, fig. 1, (14, 31, 34, 62).

Los nemátodos fitoparasíticos poseen la mayoría de sistemas de organismos superiores, con excepción del circulatorio y respiratorio. El final anterior de los nemátodos es hexarradiado en simetría básica, y usualmente lleva seis labios. Los órganos sensores especializados, se encuentran principalmente en la parte anterior, anfídios, parte media, deirids, y final posterior, fásmidos. La cavidad corporal es pseudoselomada, con el sistema digestivo en forma tubular, dividido en tres secciones: esófago, intestino y recto, fig. 1. Los nemátodos poseen dos tipos de músculos, los somáticos y los músculos especializados. Todos los nemátodos fitoparasíticos poseen estilete. Existen dos tipos de estilete: estomatoestilete (Tylenchida) y odontoest-

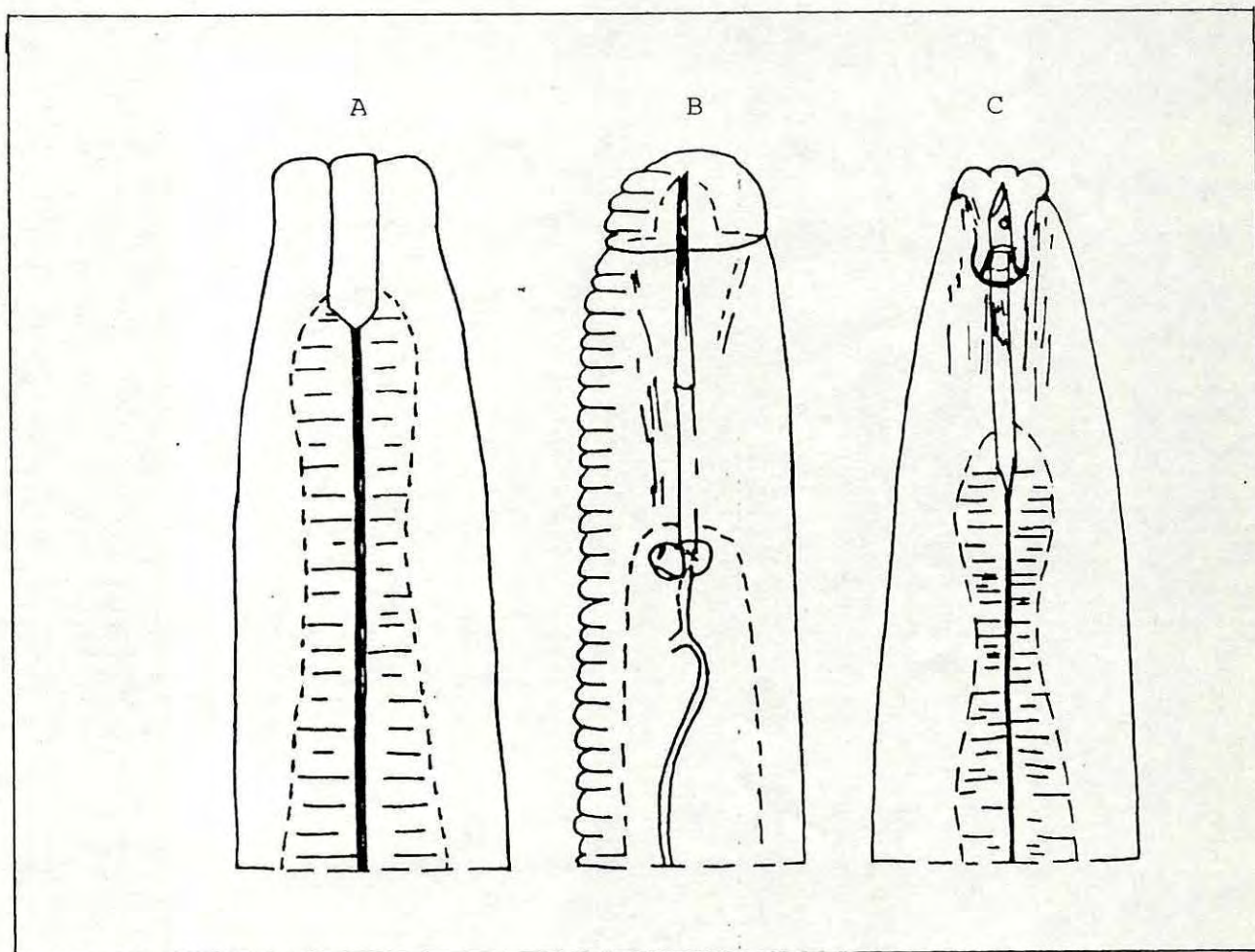


Figura 2. Región anterior de nemátodos pertenecientes a tres ordenes de la clase Nemátoda. A. Rhabditida, sin la presencia de estilete, nemátodos de vida libre. B. Tylenchida, con estomatoes- tilete y nódulos. C. Dorylaimida, con odonto- estilete y sin nódulos.

tilete (*Dorylaimida*), fig. 2, (14,31,34,62).

En el aspecto reproductivo, nacen de huevos, la mayoría son bisexuales, sin embargo existen casos de hermafroditismo y partenogénesis. Las hembras tienen uno o dos ovarios tubulares, un saco receptor o espermateca, oviducto, útero y vulva, fig. 1. Los machos tienen un testículo y rara vez tienen dos. El ciclo de vida de huevo a huevo oscila entre 21 y 55 días. El desarrollo embrionario dentro del huevo, lleva a la formación de tres capas: el ectodermo, endodermo y mesodermo. Del huevo emerge una larva completamente desarrollada, excepto los órganos reproductivos. Los períodos de crecimiento están separados por cuatro mudas en total. De la cuarta muda, emerge un adulto completamente desarrollado, (14,31,34,62).

Mai (41), menciona que los nemátodos fitoparasíticos pueden dividirse como endoparásitos y ectoparásitos. Los primeros penetran y se alimentan dentro del tejido de las plantas. Mientras los segundos, se alimentan generalmente sobre la superficie de las células radiculares, sin penetrar. Representantes de ambos grupos ocurren en partes de plantas, sobre y bajo el suelo.

2. Adaptaciones al parasitismo

Bird (9), menciona que las adaptaciones parasíticas de los nemátodos, pueden ser morfológicas, fisiológicas y ecológicas. La adaptación morfológica más obvia para el parasitismo en nemátodos fitoparasíticos, es su posesión universal de estilete bucal, fig. 2.

Según Hooper, 1978 citado por Wyss (67) y Wyss (68), el parasitismo hacia plantas evolucionadas, dentro de los 17 órdenes de la clase Nemátoda, está confinada a dos órdenes ampliamente separados: Dorylaimida y Tylenchida, cuadro 1. El endoparasitismo sólo se ha desarrollado en el último.

Bird (9), señala que existen dos tipos de estilete, odontostilete en el orden Dorylaimida y estomatoestilete en el orden Tylenchida, fig. 2. El estilete en miembros de Tylenchida funciona como una aguja hipodérmica. Mientras que entre Dorylaimida, Wyss (67), afirma que todos los miembros de la familia Longidoridae, están equipados con estiletes largos y en forma de aguja simple, lo cual les posibilita alimentarse de células lejos de la epidermis.

En observaciones hechas por Bird, 1969; Ellemby y Wilson, 1969; citados por Bird (9), en algunos nemátodos endoparásitos el estilete es de 1 micrón de ancho, con lumen de

menos de 0.5 u de ancho, y el agujero del estilete con diámetro de 0.25 u, lo que actúa como un eficiente filtro contra bacterias, además de permitir la inyección de sustancias que inducen el mantenimiento de células gigantes.

Bird (9), agrega que la iniciación y desarrollo de células gigantes o sistema syncitial, de las cuales los nemátodos se alimentan en varios hospederos, es característica de la familia Heteroderidae, y probablemente representa el pináculo de adaptación al parasitismo en nemátodos fitoparasíticos.

Nusbaum y Barker (48) consideran que a pesar de que todos los nemátodos pueden sobrevivir períodos de adversidad, en ciertos estados de sus vidas, algunas especies tienen mecanismos especiales de sobrevivencia, como: criptobiosis, que se refiere según Van Gundy, 1965 citado por (48), a sobrevivencia en estado deshidratado a baja temperatura. Anhidrobiosis, o tolerancia a la deshidratación, criobiosis, a baja temperatura, osmobiosis a altas presiones osmóticas y anoxobiosis, a bajas concentraciones de oxígeno.

Thorne (62), indica que ciertas especies de nemátodos, tienen períodos específicos de reproducción. En climas templados, este período es generalmente durante los meses de primavera. En invierno, los nemátodos no se reproducen

aunque sean proveídas condiciones favorables de clima y humedad. Una situación similar prevalece en los trópicos.

Nusbaum y Barker (48) mencionan que para muchas especies el estado o fase de huevo, es el más tolerante a condiciones desfavorables. Bird (9) menciona que algunas hembras de nemátodos endoparásitos, rodean sus huevos con una sustancia intercelular o matrix gelatinosa. Esta sustancia protege el gran número de huevos que producen, de los depredadores. Wallace, 1968 citado por (9), indica que al menos en Meloidogyne javánica, actúa como una eficiente barrera contr la pérdida de agua. Esta matrix está compuesta de enzimas, lípidos, pero predominantemente de proteína y mucopolisacáridos. Meloidogyne spp puede producir 2900 huevos, (9).

Otras adaptaciones al parasitismo mencionadas por investigadores son: hembras de M. javánica, poseen una cutícula especializada que las protege de cambios de temperatura, pero al penetrar en la raíz la pierden, mientras que los machos la mantienen toda su vida. Algunos miembros de la familia Heteroderidae, poseen la capacidad de modificar su musculatura, para adaptarse a la forma sedentaria. Bajo condiciones de stress M. javánica puede aumentar o disminuir su ritmo de crecimiento. Una adaptación ecológica

es la producción de machos, inducida por presencia de patógenos, alto número de nemátodos, deficiencias nutricionales en la planta hospedero, reducción de la tasa de fotosíntesis, y otras causas de stress, (9).

Triantaphyllou y Hirshmann, 1960 citados por Nusbaum y Barker (48), comprobaron que larvas infectivas de Meloidogyne incógnita, pueden desarrollarse en hembras adultas, en alrededor de 21 días, después de la penetración a la raíz, si están sometidas a algún tipo de presión ecológica o fisiológica.

3. Formas de alimentación y tipos de daño

Nusbaum y Barker (48), afirman que la eficiencia parasítica se refiere a la relativa habilidad de los nemátodos de encontrar y utilizar fuentes de comida disponibles. Christie (14) por su parte, menciona que con pocas excepciones los nemátodos fitoparasíticos, no son altamente específicos con respecto a las plantas de las que se alimentan, por lo que la lista de hospederos es larga, y puede incluir plantas de grupos divergentes.

Si el nemátodo se alimenta o intenta alimentarse de una planta, y en el proceso las células del tejido de la planta son alteradas, esta será considerada como hospedero,

donde el parásito está capacitado para establecer una relación exitosa. Las características de una planta hospedera pueden ser consideradas, desde dos puntos de vista: a. presencia de un adecuado sustrato para el parásito y, b. relativa vulnerabilidad al daño, Nusbaum y Barker (48).

El método de uso del estilete es bastante uniforme según afirma Crofton (16), al aproximarse a la superficie alimenticia, ocurren rápidos movimientos de búsqueda con la cabeza, y presumiblemente, la cabeza y las papilas labiales son excitadas por estímulos táctiles y químicos.

Doncaster (23), describe el proceso de penetración, indicando que el nemátodo presiona su región labial contra el hospedero, y aparentemente obtiene un estímulo táctil o químico necesario para la penetración y alimentación, con rápidos roces lado a lado con los labios. El estilete es introducido con vigor, algunas veces a 2 ó 3 puntos selectos, luego a uno de ellos hasta penetrar.

Wyss (67), por su parte afirma que nemátodos ectoparásitos de raíces, son capaces de penetrar células radicales sólo por medio de su estilete, mientras sus labios permanecen pegados a la superficie de las raíces. Doncaster (23) señala que larvas de nemátodos, localizan probando con el estilete agujeros hechos anteriormente y los continúan. Es-

te comportamiento sugiere, que el estilete combina funciones sensoras con mecánicas. El mismo autor (23), afirma que varios nemátodos del orden Tylenchida, pegan sus labios a la superficie del hospedero, después que el estilete ha penetrado. Esto fuerza a la célula a desarrollar turgencia, y dirigir su contenido hacia el nemátodo.

Wyss (67), reporta que del orden Dorylaimida, sólo miembros de la familia Trichodoridae han sido observados alimentándose de células epidérmicas. Wyss, 1971, citado por Wyss (67) tipifica en 5 fases distintas la alimentación de Trichodorus spp: a) exploración local de la pared celular, b) perforación de la pared por empujes repetidos del estilete, c) salivación, d) ingestión de nutrientes y, e) extracción del estilete de la célula y alejamiento.

Christie (15) menciona que los nemátodos fitoparasíticos, empiezan su operación alimenticia, inyectando a la planta una secreción a través del estilete, algunas veces llamada saliva y que contiene enzimas digestivas.

La familia Longidoridae, del orden Dorylaimida, incluye los géneros Xiphinema y Longidorus, ambos ectoparásitos. Varios investigadores, Sutherland, 1969; Trudgill, 1976; Weischer y Wyss, 1976; Hunt y Towle, 1979; citados por Wyss (67), reportan que Xiphinema spp, se alimenta de una columna

de células, primero de una cerca de la superficie, y luego de las células de abajo.

Los síntomas de daño por nemátodos varían con respecto a la clase de nemátodo, tipo y edad de la planta, y el lugar donde ocurre el daño (15). Cambios drásticos en la morfología de la raíz son inducidos por ectoparásitos con estilete largo, especialmente cuando la penetración del estilete en las células bajo la epidermis es en la punta de la raíz. Las raíces atacadas generalmente paran de crecer y se transforman así en tumores y agallas terminales, revelando respuestas celulares de hipertrofia e hiperplasia, (67).

Cohn y Orion, 1970; y Wyss, 1970; citados por (67), reportan que Longidorus spp, se alimenta de la punta de las raíces y causa agallamientos y tumores característicos, asociados con una reducción general del sistema radical. El daño a las puntas de las raíces, induce un drástico cambio en la actividad meristemática, y la elongación de las raíces es alterada.

Xiphinema spp reportado por Fisher y Raski, 1967; Cohn y Trudgill, 1970; citados por Wyss (67), no necesariamente se alimenta siempre del extremo de la raíz, y su alimentación a lo largo de esta, no causa daño aparente. Sin em-

bargo, daño y necrosis de células penetradas, siempre fué reportado, Hunt y Towle, 1979; citados por (67). Síntomas causados por Xiphinema spp, son: desintegración y degradación de tejidos corticales, ennegrecimiento general de la raíz, acolochamiento de la punta de la raíz, formación de agallas y tumores terminales, Cohn, 1975; citado por (67).

A los 5 ó 10 segundos después de la penetración de la pared celular, Trichodorus spp causa cambios drásticos dentro de la célula. El citoplasma es removido de todos los lugares hacia el sitio de penetración del estilete, Wyss (67). Pitcher, 1967; Schilt y Cohn, 1975; citados por (67), mencionan que Trichodorus spp, hace declinar el crecimiento radicular hasta su cesación, después de lo cual traslada su ataque al meristemo apical.

Christie (14), dice que una parte considerable del daño causado por nemátodos, es debido a la reacción del tejido de las plantas a las secreciones inyectadas, cuando el nemátodo se está alimentando. Wyss (67) menciona que los cambios ocurridos dentro de la célula durante la fase de salivación, pueden resultar de estímulos mecánicos y químicos, o de la combinación de los dos.

Sólo tres familias de Tylenchida (Paratylenchidae, Tylenchidae y, Tylenchorhynchidae) contienen especies que

se alimentan exclusivamente de células epidérmicas y pelos radicales. El ciclo completo de alimentación en Tylenchida, consiste en cinco fases al igual que Dorylaimida. Reportes de varios autores, Zucherman, 1961; Sutherland, 1967; citados por Wyss (67), señalan que Tetylenchus, Tylenchorhynchus, y Tylenchus, todos géneros de Tylenchida, no causan gran daño a las células de las cuales se alimentan.

McElroy y Van Gundy, 1968; citados por (67) describen el comportamiento alimenticio de Hemicycliophora arenaria, alimentándose en las puntas de las raíces, donde el estilete penetra a una profundidad de pocas células. Síntomas provocados por Hemicycliophora spp, son: incremento en tamaño del núcleo en células corticales de raíces parasitadas y, formación de agallas en la punta de las raíces, Zuckerman, 1961; Van Gundy y Rackman, 1961; Kenberg, 1963, Khera y Zuckerman, 1963; citados por Wyss (67).

Christie (14) menciona que para nemátodos noduladores, Meloidogyne spp, las secreciones salivares son importantes porque modifican la forma y desarrollo de las células que lo rodean, formando las llamadas células gigantes.

4. Formación de nódulos

Jones (37), dice que la interacción entre nemátodos y

células alimenticias, ha conducido a la pérdida de movilidad. Hembras adultas se vuelven endoparásitos sedentarios, por lo que las células del hospedero deben estar vivas. La modificación de células en sitios de alimento, ocurre de dos formas: a. células vecinas se fusionan como resultado de la degradación de las paredes celulares, llamado syncytia y, b. la degradación y fusión de las paredes celulares no es evidente, llamadas células gigantes.

Por su parte Endo²⁴ (24), indica que la formación de syncytia es una parte integral de la relación parásito-hospedero, de nemátodos pertenecientes a la familia Heteroderidae, y en limitada extensión a la familia Tylenchidae. Christie, 1936; y Kostoff y Kendall, 1930 citados por (24), reportan observaciones de células gigantes, células multinucleadas y desintegración de paredes celulares en hospederos infectados con Meloidogyne spp.

La syncytia inducida por el nemátodo nódulo-radicular Meloidogyne spp, usualmente ocurre en forma de un agrupamiento de células multinucleadas cerca de la región del labio del nemátodo. Hiperplasia (crecimiento en volumen y multiplicación celular excesiva) e hipertrofia (aumento excesivo de tamaño sin multiplicación celular) rodean frecuentemente la región de infección, y generalmente causan

agallas, formadas terminal o sub-terminalmente en las raíces infectadas. Este síntoma es una de las más tempranas respuestas del hospedero al estímulo del nemátodo nódulo-radicular, (37).

Schuster y Sullivan, 1960; citados por Endo (24), reportan agallas producidas por larvas de Meloidogyne incógnita, sin que estas hubieran penetrado a la raíz. Concluyeron que el estilete penetraba la superficie radicular y secretaba materiales estimuladores de agallas. Nemec, 1910; y Christie, 1936; citados por (24), reportan que nemátodos nódulo-radiculares pueden penetrar rápidamente las raíces cerca del meristemo apical, sin embargo otras regiones de la raíz no están inmunes al ataque. Lindfor, 1937; citado por (24), reportó que el nemátodo nódulo-radicular obtenía su comida penetrando las células con su estilete y alimentándose directamente de su sustancia.

Kostoff y Kendall, 1930; citados por Endo (24) propusieron que los nemátodos nódulo-radiculares, aseguran su nutrición, inyectando una secreción de sus glándulas salivales en los tejidos de las plantas. Esta secreción se creyó, que incrementaba la permeabilidad de la célula afectada, y que el nemátodo utilizaba los fluidos del huésped acumulados en los espacios intercelulares. Endo (24) reporta

que la migración de Meloidogyne spp dentro de la raíz del hospedero ocurre tanto intercelularmente como intracelularmente.

Jones (37) y Endo (24) concluyen que las estructuras características de syncytia y células gigantes inducidas por varios endoparásitos, se desarrollan como una respuesta a sustancias específicas introducidas a las células por los nemátodos. Estos materiales secretados, actúan como sustancias de crecimiento que son incorporadas al sistema regulador de crecimiento de la planta, que puede influenciar la elongación de las raíces. Estos materiales secretados pueden inducir formación de agallas por cambios en la permeabilidad de la pared celular, y la producción de toxinas o estimuladores de crecimiento en las cercanías del nemátodo.

Endo (24) por su parte señala que la syncytia inducida por nemátodos, ha sido reportada para llegar a células multinucleadas por: a. mitosis en ausencia de citocinesis (proceso de división del citoplasma), b. amitosis o fragmentación nuclear, y c. la concentración de núcleos de varias células que se unen como resultado de la disolución de la pared celular. Jones (37) indica que 24 horas después de la infección por Meloidogyne spp, células binucleadas

son encontradas asociadas con larvas. A las 48 horas células bi, tetra y octonucleadas son encontradas.

Sin embargo Huang y Maggenti, 1969; citados por Endo (24), realizando estudios en haba (Vicia faba), infectada de nódulos, no encontraron evidencia de disolución de pared celular para la formación de syncytia. Concluyeron que la desintegración de la pared celular, no tiene parte en la formación de células gigantes, y la condición multinucleada se origina de mitosis sin citocinesis.

Una proliferación celular ocurre después que las células gigantes son formadas, y el tejido hiperplástico va avanzando a la zona syncytial (24). Sembder, 1963; citado por Endo (24), notó que reacciones hiperplásticas prevalecen más en tejidos del sistema vascular.

Owens y Specht, 1964; citados por (24) sugieren que la hipertrofia de tejidos del hospedero, puede ser respuesta a la presión mecánica ejercida por el agrandamiento del nemátodo ó, al movimiento lateral de sustancia de crecimiento, alrededor de la cavidad creada por el agrandamiento del nemátodo.

Sayre citado por Mountain, 1960; ambos citados por (24), discute la posibilidad de interacciones de secreciones de nemátodos, con hormonas de plantas. Postula que en el pro-

ceso de alimentación, el nemátodo secreta una enzima proteolítica que libera ácido indolacético (AIA) o triptófano, un precursor de AIA, a partir de las cadenas de proteína en el tejido. El AIA liberado, contribuye después al agallamiento de los tejidos que rodean al nemátodo.

Setty y Wheeler, 1968; citados por Endo (24), reportan que raíces de tomate con agallas causadas por Meloidogyne spp, contenían concentraciones de auxinas (AIA), similares a raíces no infectadas, pero en mayor cantidad total, debido a que las raíces infectadas eran más pesadas.

La comparación de la composición química de una raíz normal y una con nódulos, en tomate, demostró en la raíz afectada un decremento de carbohidratos 36%, pectinas 36%, celulosa 31% y lignina 31%, y un incremento de hemicelulosa 36%, ácidos orgánicos 67%, aminoácidos libres 30%, proteínas 80%, nucleótidos 29%, ácido ribonucleico 87%, ácido desoxiribonucleico 70%, lípidos 154% y minerales 4%, Owens y Specht, 1966; citados por (24).

Jones (37) señala que un aspecto muy importante en los estudios de células alteradas por nemátodos, es identificar los componentes inyectados por éstos, pero sobre esto no se conoce mucho. Hussey y Sasser, 1973; citados por Jones (37), indican que exudaciones del estilete de hembras de Meloidogyne

spp contienen peroxidasas, pero estas son originadas probablemente de las plantas, Starr, 1979; Jones, 1980; citados por (37).

El mismo autor asegura que enzimas específicas, proteínas reguladoras y anticoagulantes pueden estar involucrados. Así mismo sugiere que los nemátodos, inyectan sustancias que poseen actividades regulatorias, las cuales pueden alterar el balance de algunos sistemas en las plantas. Por otra parte, el autor indica que esto puede resultar por ejemplo, en el incremento de secreción de polisacáridos a plasmodios para causar la destrucción de la pared celular, incrementándole su elasticidad para promover la expansión celular, o incrementar la producción de reguladores de crecimiento, que estimulan la mitosis o el agallamiento.

La syncytia y células gigantes, son evidentemente sitios de intensa actividad metabólica, especializados en tomar solutos, actuando como recipientes para suministrar nutrientes a los nemátodos, manteniendo a la vez su integridad funcional, según Jones (37).

Finalmente Endo (24) reporta mecanismos de resistencia de las plantas contra nemátodos endoparásitos, como la inducción de necrosis y, la localización de alto número de vacuolas en las células que rodean al nemátodo.

5. Relación de nemátodos fitoparasíticos con otros patógenos

Wallace (66) señala que algunas veces los nemátodos sólo, causan pequeños efectos sobre las plantas, pero en combinación con otro organismo, o la combinación de factores abióticos como intensidad lumínica, temperatura y otros, la combinación resulta en marcados efectos sobre la planta.

La asociación de nemátodos con numerosas enfermedades de plantas está bien reconocida, especialmente aquellas que envuelven pudriciones de la raíz, (14,48,62). Estas asociaciones presentan una amplia variedad de síntomas, debido a factores involucrados como: vigor del hospedero, especie de nemátodo, condiciones culturales y climáticas, todas combinadas con diferentes tipos de hongos, bacterias y virus, (62). Nusbaum y Barker (48) señalan que la mayoría de daños severos a cultivos, causados por nemátodos, resultan de interacciones con otros patógenos.

a. Interacción con virus

Según Wyss (67,68); sólo los géneros Xiphinema, Longidorus, Trichodorus y Paratrichodorus, pertenecientes al orden Dorylaimida, están implicados como vectores de virus.

Los tipos de virus transmitidos son: Nepovirus, que son de partículas virales polihédricas, llamados virus de mancha anillada, Harrison, 1960; citado por (67), y son transmitidos por especies de Xiphinema y Longidorus. Netuvirus (tobravirus), Harrison, 1964; citado por (67), que son partículas en forma de varilla o tubulares, y son transmitidos por especies de Trichodorus y Paratrichodorus.

Wyss (68), indica que todos los nemátodos transmisores de virus son ectoparásitos, por lo que son considerados menos avanzados en sus formas de parasitismo que muchos nemátodos del orden Tylenchida, que no son transmisores de virus, sin embargo, muestran un mecanismo de alimentación altamente sofisticado.

Vectores de Nepovirus, han sido observados alimentándose cerca o sobre células meristemáticas, en el extremo de raíces de sus plantas hospederas, donde los virus están presentes. Xiphinema index, puede destruir las células de las cuales se alimenta, y transformar a las vecinas en un estado de alta actividad metabólica. Vectores de Tobravirus (Netuvirus), tienen un efecto letal en las células epidérmicas, de las cuales succionan citoplasma, Wyss (68).

Según Powell (52) y otros investigadores citados por Koenning y McClure (38), efectos sinérgicos o antagonís-

ticos ocurren entre virus y nemátodos fitoparasíticos no vectores, en plantas infectadas de virus.

Osores-Duran, 1967; citado por Powell (52), señala que investigaciones realizadas en cultivos de tabaco en Carolina del Norte, en los Estados Unidos, sugieren interacciones entre ciertos virus sistémicos y nemátodos fitoparasíticos, a pesar de que no exista relación de vector.

Goswani y Chenulu, 1974; Goswani y Raychauduri, 1973; y otros autores citados por (38), reportan sinergismo y antagonismo en interacciones involucrando varios hospederos, virus y especies de nemátodos noduladores.

b. Interacción con hongos

Powell (52) menciona que la mayoría de complejos etiológicos de enfermedades, reportados en combinación con nemátodos, incluyen a los hongos como principales. Reportes involucran a nemátodos relacionados con hongos que causan marchitez.

Atkinson, 1892; citado por (52), reporta la interacción entre Meloidogyne spp y Fusarium sp en cultivos de tabaco y tomate. Pitcher, 1965, citado por Roman, ambos citados por Castillo (13), menciona que el hongo Fusarium spp está comúnmente asociado a Meloidogyne spp.

El marchitamiento por Fusarium, está altamente influenciado por la predisposición del hospedero a varios nemátodos fitopatógenos (52). Verticillium spp es otro hongo causante de marchitez vascular, asociado con nemátodos, siendo Pratylenchus spp el género más importante asociado con él (52). Powell y Nusbaum, 1960; citados por Powell (52), reportan la asociación formada por Phytophthora parasítica var. nicotianae (pata negra del tabaco) y Meloidogyne incógnita.

Thorne (62) menciona la muerte regresiva asociada a altas poblaciones de Pratylenchus, Xiphinema, Tylenchulus, Rotylenchulus, Meloidogyne, Criconemoides, en huertos y árboles frutales.

Algunos géneros de nemátodos están asociados con pudriciones de raíces causadas por hongos (52). Relaciones entre Pratylenchus spp con Rhizoctonia solani y Pythium, han sido reportadas, Benedict y Mountain, 1956, citados por (52). Criconemoides y Tylenchorhynchus, también son asociados a esta situación, Hendrix et al, 1965; citado por (52).

Investigaciones en tabaco evidencian que hongos patógenos poco importantes, pueden convertirse en problemas, si están asociados a nemátodos fitoparasíticos, (52). Rhizoctonia y Pythium al ser añadidos a plantas previamente infectadas con M. incógnita, son capaces de causar daños severos al

sistema radical. Hongos como Curvularia, Botrytis, Aspergillus, y Penicillium causan daño a la raíz de tabaco, si ésta ha sido predispuesta por infección del nemátodo nodulador Meloidogyne spp, (52).

c. Interacción con bacterias

Nemátodos asociados con Pseudomonas solanacearum, incrementan la marchitez causada por la bacteria, Pitcher, 1963 citado por Powell (52). En tomate, Meloidogyne hapla y Helicotylenchus nannus, asociados con bacterias, incrementan la marchitez, Powell (52).

Plantas expuestas a nemátodos por 3 ó 4 semanas, y después expuestas a P. solanacearum, desarrollaron síntomas más severos, que plantas expuestas sólo a la bacteria, ó a ambos patógenos simultáneos, Johnson y Powell, 1969; citados por (52).

Mayol y Bergeson, 1969; citados por Powell (52), reportan que algunas bacterias reconocidas como invasores secundarios, aparecen implicadas en necrosis radiculares en tomate infectado por M. incógnita.

Otras bacterias reportadas relacionadas con nemátodos son: Agrobacterium rhizogenes con Pratylenchus vulnus, Munnecke et al, 1966; Agrobacterium tumefaciens y Meloidogyne

javánica, Nigh, 1966; ambos citados por Powell (52).

6. Poblaciones

a. Distribución

"Los nemátodos están tan universalmente distribuidos que si alguna forma de planta crece en el suelo, es seguro que contiene varias especies de estos", (62).

Thorne (62), indica que campos cultivados, con alta fertilidad y cubiertas fuertes vegetales, son habitats especialmente favorables para un amplio rango de especies. Una libra de suelo de estos campos generalmente contiene de 10 a 30 especies incluyendo nemátodos endoparásitos, ectoparásitos, depredadores, saprófagos y otras formas de vida libre.

La mayoría de nemátodos en muchos cultivos anuales, son encontrados en los primeros 30 cm del suelo, pero esto difiere con la especie, tiempo y localidad, Brodie, 1976; Rossner, 1972; citados por Barker y Campbell (7).

En cultivos perennes con raíces profundas, los nemátodos pueden ser encontrados a profundidades de 0.5 a 1 metro o más, Ferris et al, 1976; Pinochet, 1977; Clayton y Barker, datos no publicados; citados por (7).

Barker y Nusbaum (8), reportan que en Carolina del Nor-

te especies de Meloidogyne están presentes principalmente en los primeros 30 cm de la capa arable, pero pueden ser encontrados a profundidades de 1.5 a 4 metros.

La mayoría de dificultades para investigar poblaciones de nemátodos están relacionadas con su gran complejidad y naturaleza dinámica. Amplias fluctuaciones en tiempo y espacio, ocurren en respuesta a influencias ambientales de origen biótico o abiótico. Individuos que componen una población de suelo, varían en su distribución vertical y horizontal (8).

Barker y Nusbaum (8), indican que los patrones de distribución horizontal, de la mayoría de los nemátodos varían de sitio a sitio, como ocurre con algunas especies de Helicotylenchus y Rotylenchus, Yuen, 1966, citado por (8).

La distribución horizontal de nemátodos está afectada por el tipo de cultivo, topografía, tipo de suelo, uso de la tierra, prácticas culturales, y el comportamiento propio de cada especie involucrada (8). Por otra parte, la estructura de las poblaciones de nemátodos también varía grandemente con respecto al estado de desarrollo del individuo presente, su densidad relativa, edad, vitalidad, actividad y distribución (48).

Nusbaum y Barker (48), señalan que el conocimiento de

características del suelo, clima, sistemas y manejo de cultivos, son esenciales para entender la dinámica de poblaciones de nemátodos.

La distribución vertical de nemátodos, es altamente variable e influenciada por factores ambientales, y patrones de distribución de la raíz del hospedero. Para la mayoría de los nemátodos parasíticos, las densidades de poblaciones más altas, ocurren en la capa arable, (8).

Sin embargo, según Norton y Hoffmann 1974; citado por Barker y Campbell (7), la influencia del tipo de vegetación en la distribución de nemátodos, puede ser menos importante que los factores edáficos. La ocurrencia de nemátodos puede ser correlacionada, con p^H , porcentaje de materia orgánica, y porcentajes de arena, limo, arcilla y humedad.

La textura del suelo, temperatura y humedad, tienen gran impacto en las tasas reproductivas y de sobrevivencia de nemátodos fitoparasíticos. Estos factores edáficos tienen tal impacto sobre las comunidades de nemátodos, que estas varían local y regionalmente, (7).

Mai (41) señala que los problemas de nemátodos son más severos en áreas cálidas del mundo, en suelos que han sido cultivados intensivamente por largos períodos de tiempo.

Amplias fluctuaciones pueden ocurrir en la estructura

de poblaciones y comunidades de nemátodos, dentro de una estación a otra, particularmente cuando la tierra es usada para varios cultivos (48). El número de nemátodos cae a bajos niveles, poco después del establecimiento de cultivos nuevos (7). El monocultivo continuo, tiende a disminuir el número de géneros en una comunidad, pero favorece a los más adaptados a parasitar el cultivo, (48).

En general Nusbaum y Barker (48), señalan que los nemátodos parásitos de plantas, existen en comunidades formadas por poblaciones de diferentes especies. Competición intra e interespecífica existe entre nemátodos en agroecosistemas, y es común extraer numerosas especies fitoparasíticas de muestras recolectadas (7,48).

Los nemátodos fitoparasíticos raramente o casi nunca, están uniformemente distribuidos en un campo, y los experimentos están sujetos a errores, debido al factor de su distribución en manchas (62).

Jones y Kempton, 1978; citados por Barker y Campbell (7) mencionan que la inherente tendencia de variación, mostrada por poblaciones de nemátodos, frecuentemente afectada por el clima y otros factores, es parcialmente responsable de su distribución en forma de parches.

b. Muestreo

Las más importantes consideraciones prácticas y teóricas del muestreo de nemátodos, conciernen a sus patrones temporales y espaciales. Los nemátodos en un campo pueden estar distribuidos regularmente, al azar o en grupos, Norton, 1978; citado por (7). La forma agrupada, es la distribución espacial típica de nemátodos fitoparasíticos, (7).

Barker y Campbell (7), mencionan que con el desarrollo del manejo integrado de plagas y producción integrada de cultivos, el muestreo ha adquirido importancia creciente en la agricultura moderna. Datos obtenidos de los mejores métodos de extracción, carecen de valor si la muestra no es representativa del área involucrada.

Los objetivos primarios del muestreo de nemátodos son: detección general, reconocimiento, diagnóstico de problemas, recomendación dentro de programas de manejo integrado de plagas y, generación de resultados en investigación (7). Resultados negativos en detección, no necesariamente indican ausencia de nemátodos, sino sugieren que la población no excede una densidad dada. El muestreo de nemátodos, es sumamente importante en el diagnóstico para plantas perennes y ornamentales, (7).

Barker y Nusbaum (8) señalan la importancia de conocer

el ciclo de vida del nemátodo involucrado, su ecología y relación parásito-hospedero, para determinar procedimientos de muestreo adecuados.

Repetidos muestreos son frecuentemente necesarios con plantas perennes, ya que poblaciones no detectables pueden incrementarse a niveles de daño (7).

La capacidad de los nemátodos de moverse o ser movidos considerables distancias, complica el problema de patrones de muestreo (7). Prot, 1976; citado por Barker y Campbell (7), reporta que larvas de Meloidogyne javánica pueden migrar 75 cm verticalmente y 50 cm horizontalmente en 3 días.

Consideraciones importantes para la toma de muestras son: 1-) el número, diámetro, profundidad y cantidad de muestra, 2-) método uniforme para cubrir el área y obtener datos reales, 3-) tiempo de muestreo y medición de poblaciones en relación a objetivos de detección y recomendación (8).

Las muestras pueden ser recolectadas con un tubo especial para muestrear, con el cual se obtienen porciones de suelo casi homogéneas, y con una paleta de mano o transplantador, donde el tamaño de cada muestra varía, McSorley y Parrado (44). Otros investigadores reportan el uso de palín de mano (4,61).

Varios investigadores citados por Barker y Campbell (7),

reportan que algunos procedimientos de muestreo para nemátodos son: 1-) simplemente al azar, 2-) azar estratificado, 3-) muestreo sistemático, 4-) en parches, y otros.

Cobb, 1918, citado por Barker y Nusbaum (8), sugiere un rango de muestra o colecta, de 10 a 100 sub-muestras, para una muestra completa, y tomar de allí alícuotas para análisis. Hodges (32) señala que si se usa un tubo de muestreo, de 10 a 20 sub-muestras son suficientes para el área muestreada, además indica que es mejor muchas sub-muestras en una área pequeña, debido a que muestran mejor la distribución y situación de nemátodos en el campo. No deben incluirse más de 4 hectáreas en una sola muestra completa. Barker y Nusbaum (8) indican que para campos mayores de 2 hectáreas, son necesarias de 20 a 100 muestras.

McSorley y Parrado (44), compararon la toma de muestras con tubo muestreador, y con paleta de mano; llegaron a la conclusión, de que el error en la estimación de densidades de nemátodos, a partir de sub-muestras de tamaños desiguales al formar una muestra completa, es relativamente pequeño, comparado con el obtenido de sub-muestras de igual tamaño.

Según Barker y Nusbaum, 1971; citados por (7), las muestras de suelo deben ser manejadas apropiadamente, para mantener los nemátodos en las condiciones en que fueron co-

lectados. Los nemátodos son microorganismos acuáticos, la cutícula y las paredes celulares les proveen limitada protección. La mayoría poseen un ciclo de vida corto, aún en condiciones ideales. La exposición al sol, y a altas temperaturas usualmente los aniquila (7).

El uso de bolsas plásticas para la colecta de muestras, es recomendada por varios autores (32,44), principalmente debido a que disminuyen las pérdidas de humedad durante el transporte. La identificación de cada muestra con etiquetas apropiadas es importante (44).

Las muestras deben ser transportadas en contenedores aislados y frescos. El rango de almacenamiento no debe ser menor de 8°C, ni mayor de 25°C. El rango de temperaturas adecuadas para mantener nemátodos fisiológicamente activos es de 10°C a 15°C, (8).

Numerosos investigadores citados por Barker y Campbell (7), reportan que temperaturas de 10°C a 15°C, usualmente proveen tasas de extracción máximas. La mayoría de experimentos con Meloidogyne spp, sugieren que sólo pequeños cambios en poblaciones ocurren a las temperaturas antes mencionadas, (7).

c. Métodos de extracción

Thorne (62) indica que debe establecerse una cuantificación adecuada de nemátodos en el suelo por unidad de área, lo que representa un problema debido a que está sujeto a error, por la pequeña cantidad de tierra a examinar, y la distribución errática de las colonias de nemátodos.

La precisión de la estimación de la densidad de una población de nemátodos dada, depende del grado de agrupamiento, características del muestreo y confiabilidad de las técnicas de extracción, Gérard y Berthet, 1971; citados por (7). Por su parte, Barker y Nusbaum (8), señalan que la elección de métodos de análisis para programas de diagnóstico, está determinado por: las características del nemátodo involucrado, el tipo y condición de la muestra, tiempo de recolección de muestras, tipo de suelo, y facilidades de personal.

Numerosos métodos están ahora disponibles para la tabulación y computación en la estimación de poblaciones de nemátodos, Norton, 1978; citado por (7). Número de nemátodos por unidad de volumen de suelo, y tejido vegetal son los más comunes (7).

Según Viglierchio y Schmitt (63), idealmente un método de extracción, para un propósito de diagnóstico debe ser rápido, cuantitativo, independiente de la especie de nemátodo o tipo de suelo, libre de error o variabilidad operacional

y, debe ser un reflejo real del número de nemátodos presentes en el suelo.

Los siguientes métodos de extracción fueron comparados por Viglierchio y Schmitt (63): flotación por densidad usando sucrosa (centrifugación), tamizado y flotación por densidad, tamizado y embudo de Baermann, tamizado y cámara de humedad, suelo a cámara de humedad y, sólo tamizado. Conclusiones y resultados obtenidos fueron: que algunos métodos son más efectivos para ciertos nemátodos que para otros, y la eficiencia de la extracción puede variar sustancialmente con el tipo de suelo, las extracciones fueron más pobres en suelos pesados que en livianos. Los promedios de eficiencia de extracción fueron usualmente menores del 50%. La pérdida en un proceso de extracción es progresiva con el incremento en el número de pasos, y concluyeron que, según los resultados del experimento, los métodos probados fueron pobres herramientas para el diagnóstico cuantitativo.

Thorne (62) por su parte indica que es evidente, que cualquier estimado de la población de nemátodos por hectárea, está sujeto a un gran error. Los datos obtenidos por cualquier método de extracción, son sólo un indicativo del número de nemátodos que existen en el punto donde fueron tomadas las muestras.

Ayoub, 1977; Dropkin; 1980; Hendrickx, 1976; Kermarrec y La Massese, 1972; todos citados por Viglierchio y Yamashita (64), recomiendan el uso del método de tamizado y flotación por densidad, e indican que su uso involucra soluciones de azúcar de una densidad aproximada de 1.2 gr/ml. Barker y Nusbaum (8), indican que el método de tamizado y centrifugado descrito por Byrd, combina las ideas básicas de tres aspectos de la extracción de nemátodos: el uso de una solución de alta densidad (sucrosa 1.0 M) que causa que los nemátodos floten, el tamizado, y según Thorne, 1940; citado por (8), el uso de un agente floculante.

Para que un nemátodo se mantenga en suspensión o flote, la densidad de la solución debe ser igual o mayor, que la densidad media de partícula del nemátodo (64). Coolen y D'Herde 1977; citados por (64), señalan que deben existir soluciones con solutos más adecuados, que la convencional solución de sucrosa, para ciertos métodos de extracción. Soluciones con sulfato de zinc, sulfato de magnesio, azúcar comercial, ficoll y percoll, son reportadas para el método de flotación por densidad. Algunos resultados sugieren que ciertas especies de nemátodos, pueden ser separadas con más de 75% de pureza, por la apropiada selección de solutos y densidades (64).

Viglierchio y Yamashita (64), mencionan que este método (flotación por densidad), es adecuado cuando la calidad biológica del producto no es de suma importancia. Nemátodos tratados con soluciones hipertónicas, pueden o no recuperarse cuando son transferidos a agua, dependiendo del soluto usado para hacer el medio hipertónico, la fuerza del medio hipertónico, el largo del tratamiento y la especie de nemátodo involucrada.

El método de tamizado y centrifugado, es el más adecuado para la extracción de nemátodos de movimiento lento como Criconemoides spp (8). Sin embargo también está adaptado para nemátodos móviles (8). Ayala et al, 1963; citado por Barker y Nusbaum, encontró que el método de tamizado y centrifugado, dió las más altas extracciones, excepto para algunos suelos arcillosos.

Alvarado y López (2) en la extracción de nemátodos endoparásitos migratorios de raíces de piña y plátano, estudiaron la influencia del tiempo de maceración de las raíces 10, 20 y 30 seg ; de la longitud de los trozos de raíz 2, 3 y 4 cm; y el peso de la muestra de raíz 10, 15 y 20 gr. Utilizaron dos métodos de extracción: maceración de tejido + embudo de Baermann modificado por Christie y Perry, según descripción de Thorne, 1961; y maceración de tejidos + mé-

todo de centrifugación en solución azucarada, descrito por Caveness y Jensen, 1955. En todos los casos, con la técnica de centrifugación en solución azucarada, se extrajeron las mayores densidades de nemátodos de las especies utilizadas en el experimento. De trozos de raíz de 3 cm se extrajeron más nemátodos, y la recuperación fué mayor de 10 gr de peso de raíz. A medida que aumentó el tiempo de maceración, disminuyó la densidad de nemátodos extraída por la técnica del embudo de Baermann modificado, mientras que con centrifugación en solución azucarada, ocurrió lo contrario.

7. Nemátodos asociados a cultivos de importancia económica

Sasser (60) señala que uno de los mayores obstáculos a la adecuada producción de suplementos alimenticios, en muchas naciones en desarrollo, es el daño causado por los nemátodos fitoparasíticos, especialmente el grupo de noduladores de la raíz, Meloidogyne spp.

Su distribución mundial es señalada por varios autores. Sus rangos de hospederos son tan extensivos, que casi incluyen a todas las plantas cultivadas (14,60,62). Ruelo (54) trabajando con Meloidogyne hapla en Taiwan, reporta

que su rango de hospederos incluye, especies de las siguientes familias de plantas: amaranthaceae, compositae, cucurbitaceae, convolvulaceae, euphorbiaceae, gramineae, leguminosae, tropaeolaceae y umbelliferae. O'Bannon (49), estudiando el rango de hospederos del nemátodo nodulador de Columbia, Meloidogyne chitwoodi, reporta que el nemátodo fué encontrado infectando y reproduciéndose en 53 de 68 especies de plantas investigadas, lo que indica su amplio rango de hospederos. Entre las principales familias susceptibles están: compositae, cruciferaceae, gramineae, leguminosae, malvaceae, rosaceae, solanaceae y otras.

Además de sus relaciones con hongos, bacterias y virus, en complejos etiológicos, los nemátodos se consideran como los principales fitopatógenos que afectan el suplemento mundial de comida (60). Las pérdidas anuales debidas a su depredación, son incalculables (62), además no sólo los rendimientos de cosechas son afectados, sino también la calidad, especialmente en cultivos de tubérculos o subterráneos, (60). Huang y Charchar (33) mostraron en experimentos de invernadero, que inoculaciones presiembra con Meloidogyne incógnita, en densidades mayores de 230 larvas + 2300 huevos por 1000 cc de suelo, suprimieron drásticamente la calidad para comercialización de zanahoria.

En adición a su importancia, Sasser (60) indica que los nemátodos noduladores son los más conocidos, y las agallas que producen en las raíces de las plantas susceptibles, son fácilmente reconocibles. Proyectos de investigación, como el proyecto internacional Meloidogyne (IMP), han sido desarrollados para estudiar poblaciones de este nemátodo en varias partes del mundo, (60).

Christie (14) menciona que los nemátodos noduladores, son esencialmente organismos de clima cálido, y son importantes en regiones donde los veranos son largos, y los inviernos cortos y benignos.

Se han descrito 40 especies de Meloidogyne, pero cerca del 99% de poblaciones de nemátodos noduladores estudiadas afectando a cultivos, pertenecen a las siguientes especies: Meloidogyne incógnita, M. javánica, M. hapla, y M. arenaria (60). La más importante a nivel mundial es M. incógnita. Estas especies difieren en su habilidad de infectar y reproducirse en ciertos hospederos, lo que ha motivado investigaciones para lograr plantas resistentes. M. incógnita y M. arenaria poseen 4 y 2 razas respectivamente, (60).

Castillo (13), menciona que Meloidogyne spp, se considera como el nemátodo de mayor importancia en hortalizas.

Cultivos como el melón, son extremadamente susceptibles al ataque de este nemátodo.

Jensen, 1972; citado por Roman, 1978; ambos citados por Castillo (13), recopiló una lista de 29 géneros de nemátodos fitoparásitos asociados con el cultivo de hortalizas, entre los cuales están: Meloidogyne, Pratylenchus, Radopholus, Hemicyclophora, Tylenchorhynchus, Xiphinema, Longidorus, Tylenchus, Hoplolaimus, Aphelenchoides, Criconemoides, etc. Además Roman, 1978; citado por (13), menciona a Helicotylenchus sp atacando cultivos hortícolas, causando clorosis y retardamiento del crecimiento aéreo de las plantas.

McSorley et al (45), encontraron que los géneros : Meloidogyne spp, Helicotylenchus spp, Pratylenchus spp, Anguina spp, Aphelenchoides spp, Aphelenchus spp, Hemicriconemoides spp, Hemicyclophora spp, Xiphinema spp, Trichodorus spp y otros, han sido reportados asociados al cultivo de la yuca, en las diferentes partes del mundo donde se cultiva. Los géneros más importantes son Pratylenchus spp, Meloidogyne spp y Helicotylenchus spp.

En su experimento McSorley et al (45), inoculó plantas de yuca con huevos y larvas de Meloidogyne incógnita, y encontró que el nemátodo es dañino al cultivo, en poblaciones

de 515 nemátodos por 100 cc de suelo. El método de extracción utilizado fué el de tamiz modificado de Cobb, y centrifugado de Jenkins, 1964.

En Uganda, Bafokuzara (5) reporta 12 géneros de nemátodos fitoparasíticos, asociados al cultivo de la piña. Helicotylenchus spp, fué el más numeroso, y el más frecuentemente encontrado, con 88.6 y 90% de aparición en muestras de las dos localidades analizadas. Las muestras fueron tomadas de las rizósfera de plantas sanas y enfermas, a profundidades de 7.5 a 15 cm. El muestreo duró 6 meses y las técnicas utilizadas para la extracción, de suelo, el método de beacker invertido con 50cc de suelo y para raíz, macerado y filtrado, de un peso de 5 gr.

Vrain y Rousselle (65), reportan que de 351 muestras de suelo, recolectadas de 71 huertos en 9 condados de la provincia de Quebec en Canadá, especies de 8 géneros de nemátodos estuvieron asociadas con árboles de manzano. Los más ampliamente distribuidos fueron los géneros Pratylenchus, Paratylenchus y Xiphinema, que aparecieron en el 78% de las muestras. El género Tylenchus no fué considerado patogénico. El método de extracción fué el embudo de Baermann.

Cuarezma-Terán y Trevathan (18), reportan 23 géneros de nemátodos asociados con el cultivo del sorgo, en el es-

tado de Mississippi, Estados Unidos. Catorce géneros fueron considerados de vida libre, y 9 géneros fueron parásitos de plantas. Pratylenchus zeae y Quinisulcius acutus fueron los de poblaciones más altas, y los más comunmente extraídos. Cada sub-muestra consistió de 10 a 15 gr de raíz y de 200 a 300 cc de suelo de la rizósfera. Los nemátodos fueron extraídos de 250 cc de suelo, por el método de tamiz modificado por Christie y Perry, 1951, y de 4 gramos de raíz por el método de maceración e incubación descrito por Bird, 1971. Los géneros Aphelenchus spp, Aphelenchoides spp, Dorylaimus spp y Tylenchus spp, fueron considerados como nemátodos de vida libre.

En Trinidad, en el mar Caribe, Bala (6) reporta que de 1980 a 1982, se recolectaron cerca de 200 muestras de suelo y 200 muestras de raíz de las zonas cultivadas, más importantes de la isla. Las técnicas de extracción utilizadas fueron para suelo, tamizado y gravedad modificado de Cobb y, tanto para suelo y raíz, el embudo de Baermann modificado. Un total de 20 géneros de nemátodos asociados a cultivos de importancia económica fueron identificados, siendo los más importantes: Meloidogyne spp, Helicotylenchus spp, y Pratylenchus spp. Meloidogyne spp, estuvo asociado a 16 cultivos, y se consideró el nemátodo fitoparasítico más im-

portante. Helicotylenchus spp, fué reportado como el nemátodo más ampliamente distribuido. Daños a raíces fueron causados por las siguientes poblaciones de nemátodos:

Meloidogyne spp (larvas) 80, Helicotylenchus 320 y Pratylenchus 80 nemátodos por 100 cc de suelo respectivamente. Aphelenchus spp, Aphelenchoides spp y Tylenchus spp fueron considerados como nemátodos de vida libre.

En Vietnam del Sur, Khuong (39) reporta el análisis de más de 1700 muestras de suelo y raíz, recolectadas en un lapso de 4 años (1974-1978). Treintidos cultivos de importancia económica fueron investigados. Se identificaron 20 géneros de nemátodos fitoparasíticos, siendo los más importantes Meloidogyne spp, asociado a 21 cultivos, Pratylenchus spp, asociado a 22 cultivos, Helicotylenchus spp causando graves problemas en banano, y entre los ectoparásitos, Criconemoides spp asociado a 27 cultivos y Hoplolaimus spp a 18 cultivos. Los nemátodos fueron aislados por los métodos tamizado de Cobb y centrifugado de Jenkins y, con embudos de Baermann.

Donald y Hosford (22), hicieron una recopilación de todas las especies de nemátodos reportadas en el estado de Dakota del Norte, Estados Unidos, y además en su estudio reportaron cuatro nuevos géneros nunca antes detectados en el

estado, y doce especies asociadas con plantas. El método de extracción utilizado fué el descrito por Christie y Perry, 1951. Más de 70 especies de nemátodos fitoparasíticos, han sido reportados en el estado antes mencionado.

Pinochet y Ventura (51) en muestreo realizado a nivel nacional en Honduras, durante 3 años, 1976-1978, recolectaron y analizaron un total de 503 muestras compuestas de suelo y raíz, de las más importantes áreas agrícolas del país. Las muestras consistieron de 400 a 500 gramos de suelo, colectado de la rizósfera del hospedero, a profundidades de 0 a 40 cm y de 40 a 200 gr de raíz, dependiendo del material disponible. Los nemátodos de suelo fueron extraídos por el método de tamizado de Cobb y centrifugado de Jenkins, 1964, y los endoparásitos, con maceración y embudo de Baermann. Un total de 56 especies de nemátodos parasíticos, representando 22 géneros, fueron encontrados asociados con cultivos de importancia económica. El género más importante fué Helicotylenchus spp que apareció en la mayoría de las muestras, le siguieron en importancia, tanto por el porcentaje de aparición, como por el rango de cultivos parasitados, Meloidogyne spp, Radopholus similis asociado a banana, y Pratylenchus spp.

En Guatemala, Castillo (13) señala que según experien-

cias del programa de hortalizas del Instituto de Ciencia y Tecnología Agrícola (ICTA), la zona productora de melón en el departamento de Zacapa, se encuentra considerablemente infestada por nemátodos fitoparasíticos, lo que constituye una fuerte barrera para elevar la productividad en dicho cultivo. En su trabajo de tesis Castillo (13), identificó 4 géneros de nemátodos asociados al cultivo del melón, en dos localidades del valle de la Fragua, Zacapa. Estos fueron en orden de importancia Meloidogyne spp, Quinisulcius spp por primera vez identificado en Guatemala, Criconemoides spp y Hoplolaimus spp. El método de extracción utilizado fué tamizado y embudo de Baermann. Las muestras fueron tomadas a una profundidad de 30 cm.

Pérez (50) reporta la identificación de 15 especies de nemátodos fitoparasíticos, asociados con el cultivo del banano (Musa sapientum L.) y otras musáceas, en fincas bananeras de dos municipios del departamento de Izabal, Guatemala. Las especies más importantes fueron: Radopholus similis, Helicotylenchus multicinctus, Pratylenchus coffeae y Meloidogyne incógnita. Las muestras de suelo fueron obtenidas a profundidades de 0 a 30 cm, y tanto las muestras de suelo como de raíz, fueron colectadas de 15 a 20 plantas tomadas al azar. El método de extracción utilizado fué, la combinación de ta-

mices de Cobb, y la técnica del embudo de Baermann modificado por Christie y Perry.

Tejada (61) a través de muestreos realizados en fincas cañeras localizadas en la costa sur de Guatemala, identificó 16 géneros de nemátodos asociados con el cultivo de la caña de azúcar (Saccharum officinarum). Siendo considerados los más importantes, tanto por su incidencia en muestras analizadas, como por sus altas poblaciones: Hoplolaimus spp, Helicotylenchus spp, Pratylenchus spp, Xiphinema spp, Longidorus spp, Meloidogyne spp, y Radopholus spp. Los métodos de extracción utilizados fueron para raíz, maceración y embudo de Baermann, y para suelo el método de la Universidad del estado de Louisiana (LSU), Estados Unidos, con algunas modificaciones.

Andrino (3) en su trabajo de tesis, identificó 7 géneros de nemátodos fitoparasíticos asociados al cultivo del café (Coffea arabica L.), a través de un muestreo realizado en el departamento de Sacatepéquez, Guatemala. El género más abundante y de mayor distribución fué Criconemoides spp, que se encontró en once de las veintiseis muestras compuestas analizadas. El método de extracción fué el de tamizado de Cobb y centrifugado de Jenkins, por su rapidez, alto porcentaje de recuperación y limpieza en las muestras fi-

nales.

Sánchez (59) citando a varios investigadores, indica que en Guatemala los géneros fitoparasíticos más importantes, asociados al cultivo del café son: Meloidogyne spp, Pratylenchus coffeae, Tylenchulus spp, Helicotylenchus spp y Xiphinema americanum; siendo el género Pratylenchus spp el de mayor importancia, por sus daños en semilleros y almacigos.

8. Reportes de nemátodos asociados al cardamomo en Guatemala

Samayoa y Suchand (56) reportan que en Guatemala, los nemátodos están comúnmente parasitando, e infectando las raíces del cardamomo. El Banco de Guatemala, en uno de sus informes económicos (28), señala que una de las principales plagas que afectan las raíces del cardamomo en el país, son los nemátodos.

Luttmann (40) reporta los siguientes síntomas causados por nemátodos en plantas de cardamomo: amarillamiento de las hojas, pérdida de su lustre natural, sensibilidad al viento, y fácil rasgamiento de las hojas, desarrollo anormal de los brotes nuevos y poco crecimiento. Señala que los nemátodos, además de causar daños radiculares a las plantas, están asociados a un hongo, cuyo micelio penetra debido a las lesiones.

nes provocadas por el estilete de estos.

Sánchez et al (57) reporta los siguientes géneros de nemátodos causando daño al cardamomo, detectados por el laboratorio de la Asociación Nacional del Café (ANACAFE):

Aphelenchoides spp causando lesiones en las yemas terminales, Meloidogyne spp nudosidades en el sistema radicular, además ha sido el género detectado con más frecuencia.

Pratylenchus spp o nemátodo de lesión, encontrado en muestras de cardamomo procedentes de diferentes zonas del país.

Cano (11) reporta los géneros Meloidogyne spp y Pratylenchus, spp, identificados de muestras de cardamomo, en el laboratorio de Parasitología Vegetal, departamento de Sanidad Vegetal, de la Dirección General de Servicios Agrícolas (DIGESA), en el año de 1980.

De la Cruz (19) en su trabajo de tesis, realizó un muestreo de suelos y raíces, en 10 fincas de cardamomo localizadas en el departamento de Alta Verapaz, y 10 fincas localizadas en la zona sur de Guatemala. Identificó 7 géneros fitoparasíticos de nemátodos asociados al cardamomo, siendo estos: Meloidogyne spp, Pratylenchus spp, Helicotylenchus spp, Tylenchus spp, Dorylaimus spp, Xiphinema spp, y Criconemoides spp. Los géneros Meloidogyne spp, Pratylenchus spp y Helicotylenchus spp, fueron los que presentaron las más al-

tas poblaciones, y la más amplia distribución. Los métodos de extracción utilizados fueron: centrifugado y flotación con azúcar, para nemátodos de suelo, y para raíz licuado-tamizado y centrifugado, en combinación con el método de incubación de tejidos. De la Cruz (19), determinó que poblaciones de 1200 nemátodos de los géneros Meloidogyne spp y Pratylenchus spp, por 250 cc de suelo y 50 gr de raíz, afectan el desarrollo de plantillas de cardamomo en condiciones de invernadero.

III. MATERIALES Y METODOS

A. Localización del área experimental

Geográficamente la zona muestreada se ubica entre los 14°00' y 15°00' latitud norte y 90°30' a 92°00' de longitud oeste, con respecto al meridiano de Greenwich (36).

Esta área geográfica de Guatemala comprende todos los departamentos, y municipios con fincas cardamomeras investigados Fig. 3, siendo estos de este a oeste: la parte norte de los municipios de Escuintla y Santa Lucía Cotzumalguapa, departamento de Escuintla; los municipios de Santa Bárbara, Chicacao, y San Francisco Zapotitlán, en la parte norte del departamento de Suchitepéquez. Santiago Atitlán, municipio de la zona sur del departamento de Sololá; Nuevo San Carlos y El Asintal, en la parte norte del departamento de Retalhuleu; en la zona central del departamento de Quezaltenango los municipios de El Palmar, San Martín Sacatepéquez y Colomba; y en la parte sur-central del departamento de San Marcos los municipios de La Reforma y San Pablo, Fig. 3.

Todos estos municipios, poseen áreas donde se encuentran las fincas investigadas, aptas para el cultivo del cardamomo

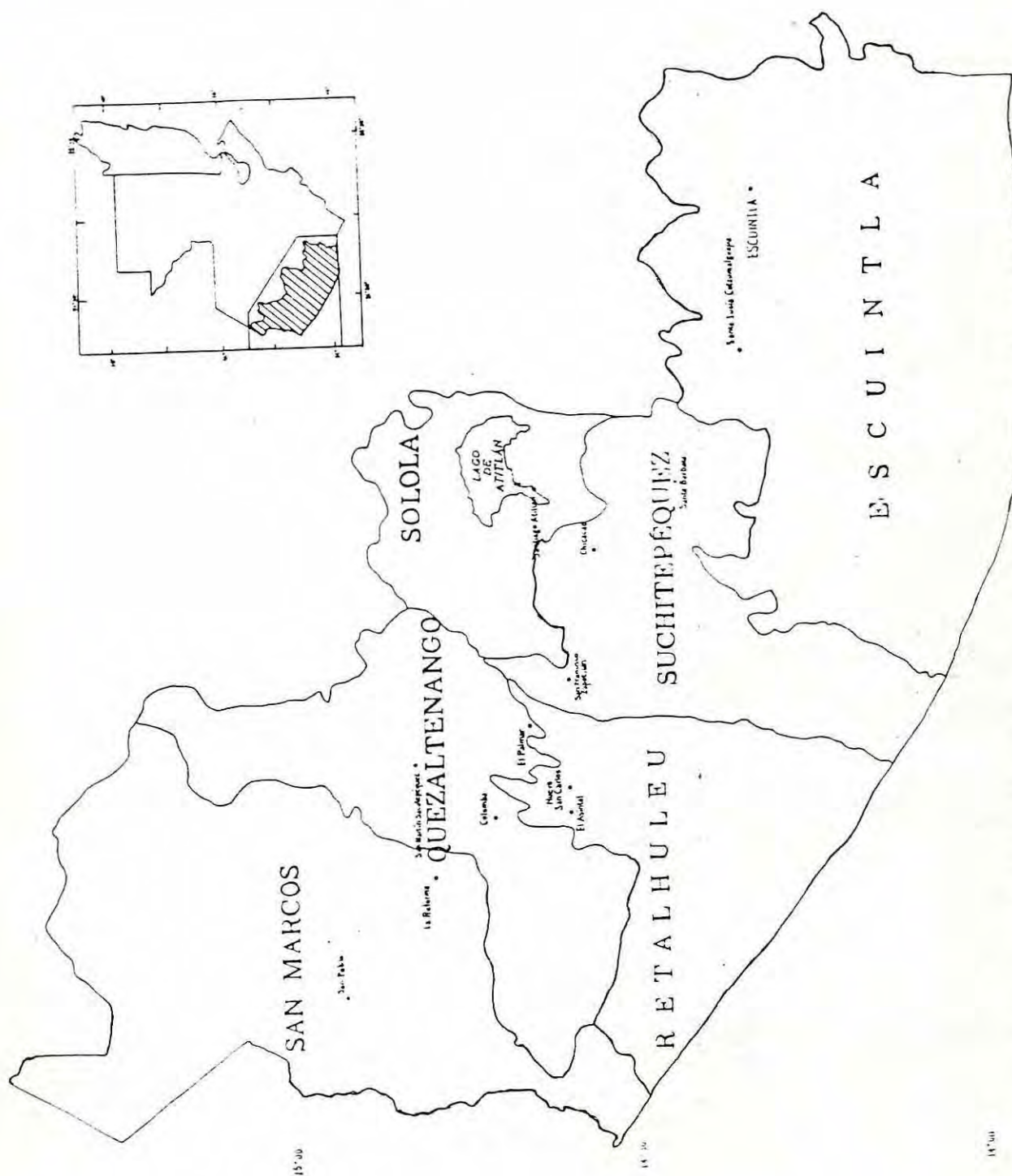


Figura 3. Mapa con la localización del área muestreada, señalando las cabeceras de los municipios con fincas cardamomeras investigadas, y sus respectivos departamentos.

y según De La Cruz, basado basado en la clasificación de Holdridge, citados por De La Cruz (19), el clima prevaleciente es sub-tropical muy húmedo, con precipitación abundante, con un promedio de 4000 mm anuales, humedad relativa del 70 al 80%, y una temperatura media de 22°C.

El área descrita corresponde a la zona llamada bocacosta, donde ocurre la transición entre el clima cálido de la costa sur, y el clima frío del altiplano central. Las fincas muestreadas estuvieron entre un rango de alturas comprendido de 457 a 1400 metros sobre el nivel del mar.

B. Muestreo

Durante los meses de agosto a julio de 1985, 107 muestras, 50 de suelo y 57 de raíz fueron recolectadas de la rizósfera de plantas de cardamomo, de 25 fincas localizadas en 13 municipios, de la zona sur cardamomera de Guatemala.

Al llegar a las plantaciones, se escogieron al azar plantas de cardamomo de apariencia enferma y sanas. Para extraer la muestra, tanto de suelo como de raíz, se utilizó un palín o azadín pequeño, utilizado por varios investigadores, a una profundidad de 0 a 30 cm, debido a que el sistema radical del cardamomo es bastante superficial, y el

mayor porcentaje de raíces está localizado a esa profundidad, (4, 7, 8, 10, 12, 47, 61).

De las plantas de cardamomo escogidas se tomaron muestras en los 4 puntos cardinales alrededor de la macolla, debido al área relativamente extensa que cubre una planta de cardamomo adulta, y a la distribución en manchas de los nemátodos fitoparasíticos.

Se obtuvo para suelo, un peso de muestra de 1 kilogramo y 0.5 Kg para raíz. Las muestras se colocaron en bolsas plásticas, debidamente identificadas con datos principales como: fecha de colección, altura sobre el nivel del mar, nombre y localización de la finca, y textura del suelo. Las muestras fueron colocadas en contenedores aislados para su traslado inmediato al laboratorio, para ser almacenadas en una refrigeradora a una temperatura de 10° a 15°C, para su análisis posterior, (7, 8, 32, 44, 62).

C. Extracción

El método de extracción utilizado fué el de tamizado de Cobb y centrifugación con azúcar de Jenkins. Debido a que es un método rápido, eficiente y exacto para la extracción de nemátodos, tanto de suelo como de raíz, (2, 3, 8, 25, 39, 51, 64).

El procedimiento para extraer los nemátodos del suelo, consistió en utilizar un vaso de precipitados de 250 ml, el cual fué llenado con agua hasta la marca de los 100 ml, agregándose posteriormente, suelo homogenizado con anterioridad, a manera de formar una solución acuosa, y llevarla hasta la marca de 200 cc en el vaso de precipitados. Esta suspensión se vertió sobre una serie continua de tres cedazos con malla de 100, 325 y 325 mesh respectivamente.

La solución de suelo fué lavada sobre los cedazos, utilizando agua a presión. Los nemátodos que fueron atrapados sobre los cedazos de 325 mesh, se recolectaron lavando los tamices con una piseta y, recogiendo el agua de lavado en un vaso de precipitados.

Hecho esto, el contenido del vaso de precipitar, se vertió en un tubo de centrífuga de 75 ml, y se procedió a centrifugar a una velocidad de 2200 rpm, por 2 minutos. Los pellets (precipitado), fueron resuspendidos con una solución de azúcar de 454 gramos (1 libra) en un litro de agua, repitiéndose la centrifugación antes mencionada. El sobrenadante se decantó sobre el tamiz de 325 mesh, se lavó con agua para quitar la solución azucarada, y se recogió en un vaso de precipitados, llevándose a un volumen conocido para establecer las poblaciones de nemátodos. En el caso de sue-

lo, la muestra se llevó a 25 cc de agua, Fig. 4.

Para extraer los nemátodos del sistema radical, se utilizó el mismo método de suelo. Las raíces fueron lavadas con agua a presión, y cortadas en pedazos de 2.5 a 3 cm de largo y, para análisis se utilizó 25 gr de peso. La muestra ya cortada y pesada, se colocó en una licuadora y se maceró por 15 segundos a velocidad baja y, por 5 segundos a velocidad alta. El licuado obtenido, se pasó por el juego de tamices y se continuó con el procedimiento descrito, para la extracción de nemátodos de suelo. Para establecer poblaciones de nemátodos de raíz, la muestra final se llevó a 200 cc de agua, Fig. 5, (2,25).

D. Identificación

De las muestras procesadas de suelo y raíz, se tomó de 5 a 10 ml, y se colocaron en cajas de petri para su inspección bajo un estereoscopio binocular. Se procedió a "pescar", los nemátodos presentes en la muestra, con una vara pequeña de bambú con punta fina, y se colocaron en una gota de agua sobre un portaobjetos, luego se identificaron hasta género, con la ayuda de un microscopio binocular, con tres lentes secos de aumento, y un lente para aceite de inmersión.

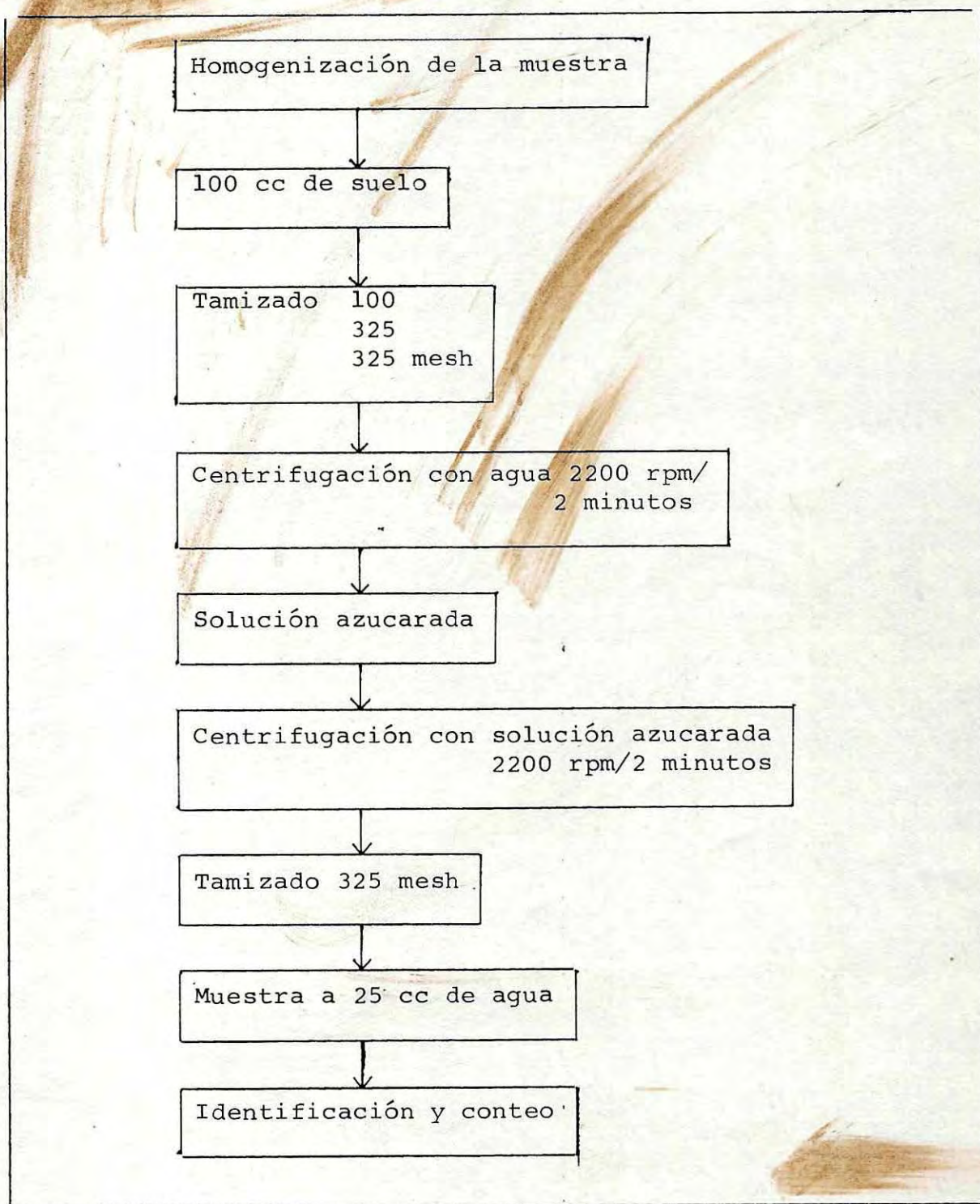


Figura 4. Metodología para la extracción de nemátodos fitoparasíticos de muestras de suelo.

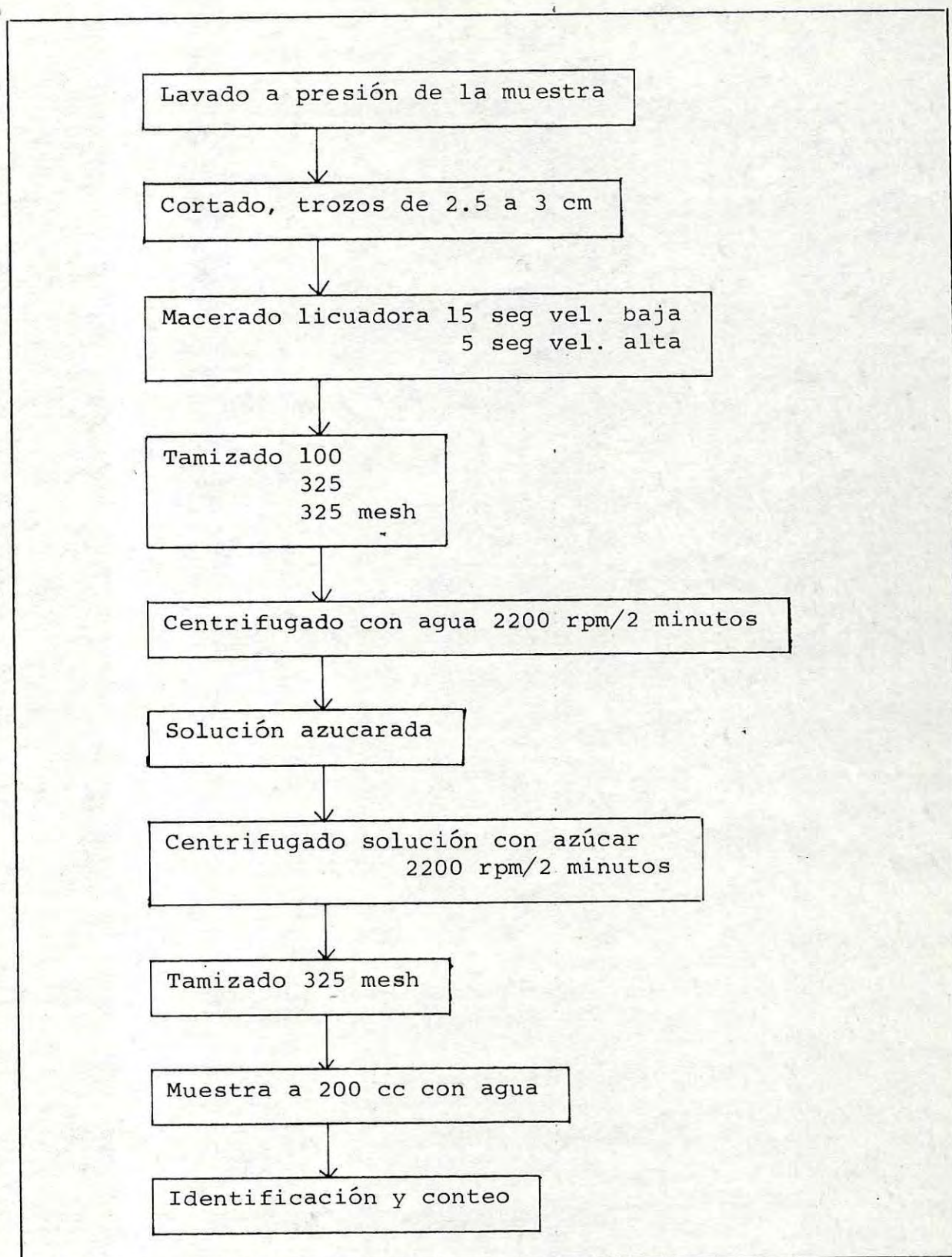


Figura 5. Metodología para la extracción de nemátodos fitoparasíticos de muestras de raíz.

Las claves utilizadas para identificar los géneros fitoparasíticos fueron la clave de Mai (42), y la de Christie y Birchfield (15). (ver anexo 1).

E. Conteo de poblaciones

Para efectuar los conteos de poblaciones de nemátodos, se utilizó una placa acrílica de conteo, con fondo cuadriculado, con capacidad para 2 ml de muestra, bajo el microscopio binocular. Se utilizó un contador mecánico de teclas, con capacidad para llevar 5 conteos simultáneos, además del total general. Los conteos establecidos para cada género, fueron anotados en el cuaderno de datos de laboratorio respectivo.

1. Cálculo de poblaciones

En el caso de nemátodos extraídos de suelo, las conversiones fueron las siguientes: un nemátodo en 2 cc de muestra, equivalió a 13 nemátodos en 100 cc de suelo, (25).

$$\begin{array}{rcl} 1 \text{ nemátodo} & \text{-----} & \text{en 2cc} \\ & & = 13 \text{ nemátodos} \\ x \text{ nemátodos} & \text{-----} & \text{en 25cc} \end{array}$$

En el caso de nemátodos extraídos de raíz: un nemáto-

do en 2 cc de muestra, equivalió a 100 nemátodos en 25 gramos de raíz, (25).

$$\begin{array}{rcl}
 1 \text{ nemátodo} & \text{-----} & \text{en 2cc} \\
 & & = 100 \text{ nemátodos} \\
 & & \text{en 25 gr de raíz} \\
 x \text{ nemátodos} & \text{-----} & \text{en 200cc}
 \end{array}$$

de nemátodos en conteo x 100 = # de nemátodos en 25 g de raíz.

de nemátodos en 25 g raíz x 4 = # de nemátodos en 100 g de raíz.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A. Descripción de los 14 géneros encontrados

De las 107 muestras analizadas, recolectadas de la rizósfera de las plantas de cardamomo, se extrajeron e identificaron 14 diferentes géneros fitoparasíticos de nemátodos, cuadro 2, de los cuales a continuación se enumerarán sus principales características morfológicas usadas para su clasificación, en base a las claves de Mai (42) y Christie y Birchfield (15) (anexo 1).

1. Meloidogyne spp o nemátodo nódulo-radicular

Este es un nemátodo endoparásito sedentario, con dimorfismo sexual marcado, la hembra es de forma globosa en su estado adulto, de cuello elongado y el macho es vermiforme. El segundo estadio larval es el infectivo, las características del nemátodo en esta fase son: cola puntiaguda, con estrías características al final de esta, los nódulos están bien formados y el estilete es mediano. En este estadio no se puede diferenciar entre macho y hembra.

Cuadro 2. Lista de los 14 géneros de nemátodos fitoparásitos identificados de muestras de suelo y raíz, asociados al cardamomo en fincas de la zona sur de Guatemala.

Género del nemátodo	Nombre común del nemátodo	Tipo de parasitismo
<u>Meloidogyne</u> spp	Nemátodo nódulo-radicular	Endoparásito sedentario
<u>Helicotylenchus</u> spp	Nemátodo de espiral	Ectoparásito migratorio
<u>Criconemoides</u> spp	Nemátodo anillado	Ectoparásito sedentario
<u>Dorylaimus</u> spp	-----	Ectoparásito
<u>Longidorus</u> spp	Nemátodo de aguja	Ectoparásito migratorio
<u>Aphelenchus</u> spp	-----	Ectoparásito
<u>Tylenchus</u> spp	-----	Ectoparásito
<u>Tylenchorhynchus</u> spp	Nemátodo de raquitismo	Ectoparásito migratorio
<u>Xiphinema</u> spp	Nemátodo de daga	Ectoparásito migratorio
<u>Aphelenchoides</u> spp	Nemátodo de las hojas	Endoparásito migratorio
<u>Hemicyclophora</u> spp	Nemátodo de vaina	Ectoparásito sedentario
<u>Trichodorus</u> spp	Nemátodo raíz de escoba	Ectoparásito migratorio
<u>Pratylenchus</u> spp	Nemátodo de lesión	Endoparásito migratorio
<u>Hoplolaimus</u> spp	Nemátodo de lanza	Endoparásito y ectoparásito migratorio

Fuente: HODGES, L.R. Nematodes and their control. Union Carbide Corporation (USA), 1973. 27 p.

2. Helicotylenchus spp o nemátodo de espiral

Es un género ectoparásito, además del estilete, también inserta en las raíces parte del cuerpo, razón por la cual aparece tanto, en muestras de suelo y raíz. Para su identificación se utiliza la forma que toma en su posición natural de descanso, forma que también presenta cuando el nemátodo está muerto. Tanto el macho como la hembra son vermiformes es decir delgados y cilíndricos. El estilete y están bien desarrollados. La cabeza está fuertemente esclerotizada, y es característico en la hembra, localizar la vulva a la mitad de la longitud del cuerpo. El estado infectivo, es el adulto joven, cuya cola es característicamente arqueada terminada en punta lobulada.

3. Criconemoides spp o nemátodo anillado

Es un nemátodo considerado de movimiento lento, ectoparásito su cuerpo es cilíndrico y grueso, con la cutícula fuertemente anillada. Presenta un estilete largo y grueso, con nódulos bien formados. Una característica morfológica muy importante, es que la vulva en la hembra está localizada casi al final del cuerpo.

4. Dorylaimus spp

Nemátodo ectoparásito, la forma del cuerpo es delgada y cilíndrica. Sus características determinantes son la presencia de odontoestilete, y a la par de este un pequeño estilete en formación. Su esófago es en forma de botella, además la cebeza es lobulada, y poco esclerotizada.

5. Longidorus spp o nemátodo en forma de aguja

Este nemátodo es característicamente largo, en algunos casos puede llegar a medir 7 mm, es un ectoparásito de cuerpo angosto. El anillo guía está colocado cerca de la cabeza sobre el estilete. El estilete es delgado y no posee nódulos.

6. Aphelenchus spp

Se considera como un nemátodo endoparásito migratorio, de cuerpo cilíndrico y delgado. No tiene nódulos en el estilete. La cola es redondeada a achatada. Su característica principal es su bulbo medio, el cual se presenta ocupando 0.75 del ancho del cuerpo.

7. Tylenchus spp

Es un género ectoparásito, con un estilete delgado,

pequeño, y con nódulos bien formados. Su principal característica de identificación, es su cola larga y angosta terminada en punta.

8. Tylenchorhynchus spp o nemátodo de raquitismo

Este género presenta como sus principales características morfológicas, la existencia de un estilete de tamaño medio, y nódulos bien formados. Tanto el macho como la hembra son vermiformes. Poseen en la cutícula una anillación fina. La cola termina como forma de culebra (cascabel), hendida lateralmente pero con final redondeado. El intestino no se traslapa con el esófago y la vulva, en la hembra está localizada a la mitad del largo del cuerpo. Es considerado como ectoparásito migratorio.

9. Xiphinema spp o nemátodo de daga

Nemátodo ectoparásito, de cuerpo largo y angosto, con estilete largo sin nódulos, pero con presencia de flanges y anillo guía localizado cerca de la base del estilete. El esófago se presenta en forma de botella, y la cola termina en punta como daga. La vulva en la hembra está localizada al 40% de la distancia de la cola hacia la cabeza.

10. Aphelenchoides spp o nemátodo de las hojas

Género endoparásito migratorio. La principal característica morfológica para su identificación es su ancho bulbo medio, que ocupa 0.75 del ancho del cuerpo. Además posee estilete corto sin nódulos. La cola termina en forma cónica o curvada, con una pequeña protuberancia puntiaguda al final.

11. Hemicycliophora spp o nemátodo de vaina

Nemátodo ectoparásito, con presencia de doble cutícula, siendo la cutícula exterior fuertemente anillada. Este género presenta un estilete bastante largo aproximadamente 0.10 del largo del cuerpo, y de forma curvada. Nódulos bien desarrollados. Tanto el macho como la hembra son vermiformes, y la terminación de la cola es en forma cónica.

12. Trichodorus spp o nemátodo raíz de escoba

Nemátodo sumamente virulento, es un ectoparásito con estilete corto y curvado, sin nódulos. La forma del cuerpo es parecida a la de un puro de tabaco, ancho y corto. No tiene bulbo medio y el ano está localizado al final de la cola.

13. Pratylenchus spp o nemátodo de lesión

Nemátodo endoparásito migratorio. La forma del cuerpo para ambos sexos es vermiforme. El estilete es corto y fuerte, con nódulos bien desarrollados. La cabeza es característicamente achatada, muy esclerotizada. El esófago y el intestino se traslapan. La cola es de forma cónica alargada.

14. Hoplolaimus spp o nemátodo de lanza

Este nemátodo es considerado como endoparásito y ectoparásito migratorio. Posee un estilete fuerte y los nódulos en forma de tulipán con dos proyecciones anteriores. La forma del cuerpo es vermiforme en ambos sexos. La vulva en la hembra está localizada cerca de la mitad del cuerpo, y no posee espermateca. El macho posee una bursa grande, y el intestino traslapa el recto. La cola es redonda.

De los 14 géneros descritos anteriormente, Meloidogyne spp, Helicotylenchus spp, Pratylenchus spp, Criconemoides spp, Xiphinema spp, Aphelenchoides spp, Tylenchus spp y Dorylaimus spp, habían sido reportados asociados al cardamomo (11,19,57). Se reportan por primera vez asociados al cultivo del cardamomo los géneros: Longidorus spp, Aphelenchus spp,

Tylenchorhynchus spp, Hemicycliophora spp, Trichodorus spp, y Hoplolaimus spp.

B. Poblaciones encontradas

En los cuadros 3 y 4, se muestran las poblaciones medias de nemátodos encontrados en suelo y raíz, de las fincas cardamomeras investigadas.

Presentaron las más altas poblaciones medias los géneros Meloidogyne spp, Helicotylenchus spp y Criconemoides spp, con 150, 94 y 94 nemátodos/100 cc de suelo respectivamente, cuadro 3. Para muestras de raíz las más altas poblaciones medias correspondieron a los géneros Meloidogyne spp, Helicotylenchus spp, y Aphelenchus spp, con 14870, 4317 y 4666 nemátodos en 100 gr de raíz, cuadro 4. Las poblaciones medias de los demás géneros de nemátodos, fueron menores que las de los géneros antes mencionados.

En las Fig. 6 y 7 se muestran las poblaciones máximas y mínimas de cada género de nemátodos, en 100 gramos de raíz y 100 cc de suelo. Es importante mencionar las poblaciones encontradas para el género Meloidogyne spp, en las cuales se observan 174,400 nemátodos como población máxima encontrada en 100 gramos de raíz, y 1300 nemátodos por 100 cc de suelo. Para el género Helicotylenchus spp su población máxi-

Cuadro 3. Población media de los diferentes géneros de nemátodos fitoparasíticos, extraídos de las 50 muestras de suelo analizadas, de fincas de la zona sur cardamomera de Guatemala.

Género del nemátodo	Número de nemátodos en 100 cc de suelo
<u>Meloidogyne</u> spp	150
<u>Helicotylenchus</u> spp	94
<u>Criconemoides</u> spp	94
<u>Hemicycliophora</u> spp	65
<u>Pratylenchus</u> spp	52
<u>Longidorus</u> spp	39
<u>Aphelenchoides</u> spp	39
<u>Aphelenchus</u> spp	34
<u>Tylenchus</u> spp	30
<u>Xiphinema</u> spp	29
<u>Dorylaimus</u> spp	26
<u>Tylenchorhynchus</u> spp	26
<u>Trichodorus</u> spp	26
<u>Hoplolaimus</u> spp	26

Cuadro 4. Población media de los diferentes géneros de nemátodos fitoparasíticos, extraídos de las 57 muestras de raíz analizadas, de fincas de la zona sur cardamomera de Guatemala.

Género del nemátodo	Número de nemátodos en 100 gramos de raíz
<u>Meloidogyne</u> spp	14,870
<u>Helicotylenchus</u> spp	4,317
<u>Aphelenchus</u> spp	4,666
<u>Tylenchus</u> spp	1,800
<u>Aphelenchoides</u> spp	1,054
<u>Pratylenchus</u> spp	800
<u>Dorylaimus</u> spp	600

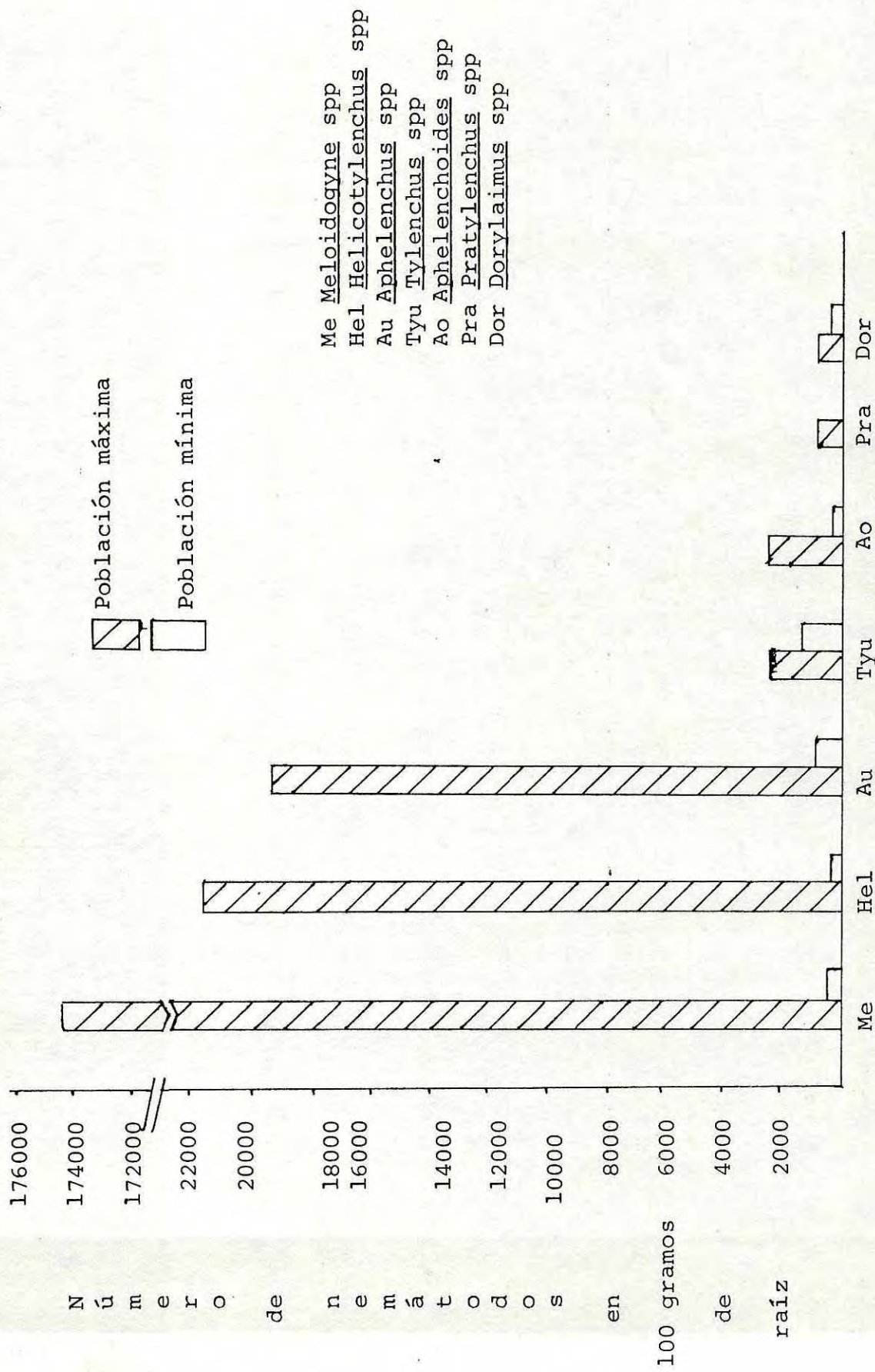


Figura 6. Poblaciones máximas y mínimas encontradas para nemátodos fitoparasíticos extraídos de 100 gramos de raíz.

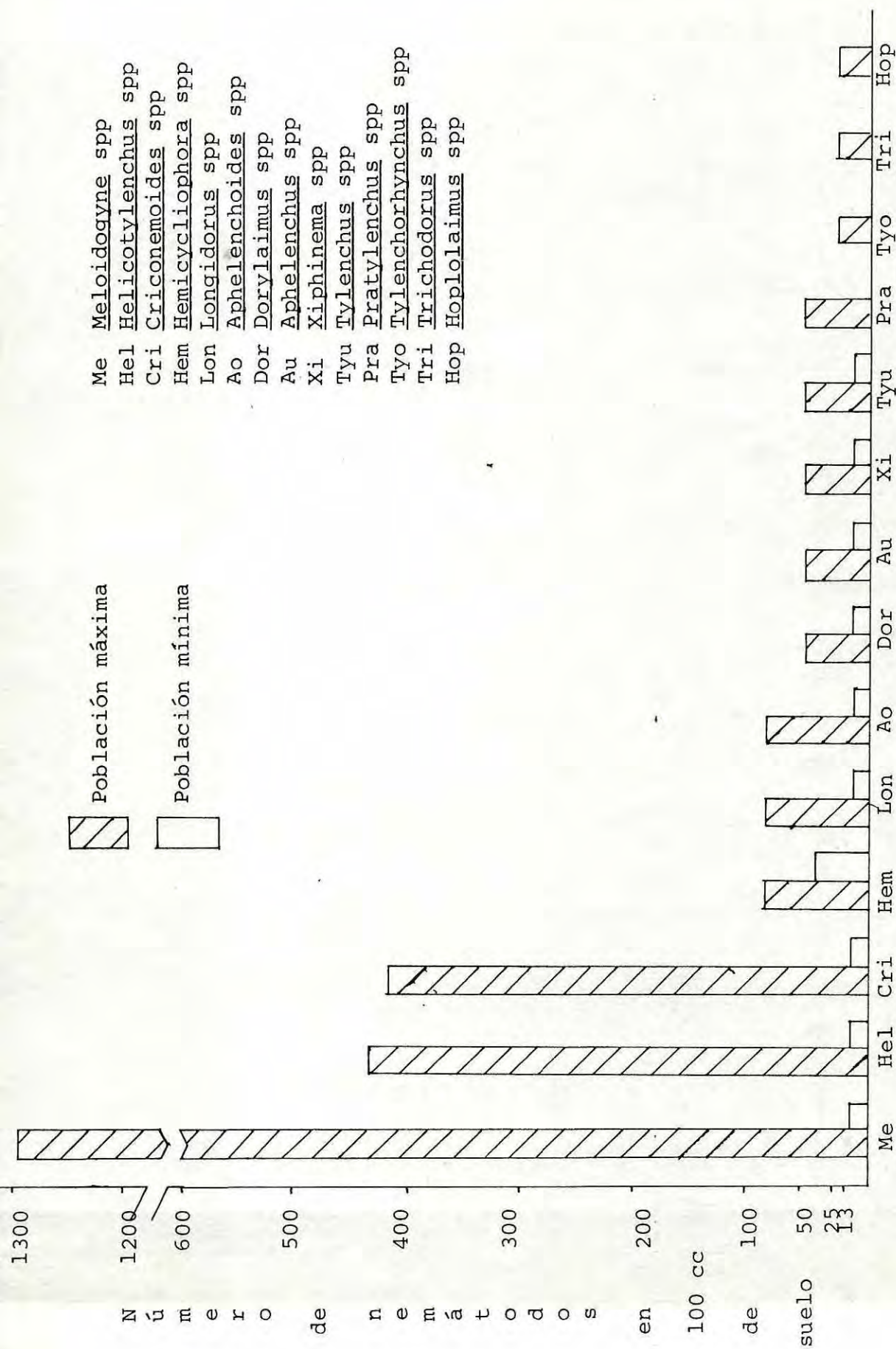


Figura 7. Poblaciones máximas y mínimas encontradas para nemátodos fitoparásitos extraídos de 100 cc de suelo.

ma en 100 gramos de raíz fué de 21,600 nemátodos y, 442 en 100 cc de suelo. Criconemoides spp con 416 nemátodos en 100 cc de suelo, y Aphelenchus spp 19,200 y 52 nemátodos en 100 gramos de raíz y 100 cc de suelo respectivamente.

Thorne (62) indica que campos cultivados con alta fertilidad y cubiertas vegetales densas, son habitats especialmente favorables para un amplio rango de especies de nemátodos. El cultivo del cardamomo, debido a sus requerimientos de clima, suelo y condiciones de cultivo, ofrece excelentes condiciones para el desarrollo y mantenimiento de un amplio número de géneros de nemátodos, así como de altas poblaciones.

La condición de la planta de cardamomo de ser perenne, (11,55) ofrece condiciones estables que favorecen la reproducción de nemátodos fitoparasíticos. Además su tipo de desarrollo radicular superficial (35), la hace especialmente susceptible al ataque de nemátodos, ya que es en la capa arable donde generalmente se encuentran las más altas poblaciones (7,8).

De la Cruz (19) en su trabajo de tesis, señala que poblaciones de 1200 nemátodos en 250 cc de suelo y 50 gramos de raíz, de los géneros Meloidogyne spp y Pratylenchus spp, afectan el desarrollo de plantas de almácigo de cardamomo.

Sin embargo como él mismo lo señala, es difícil establecer una población promedio presente para cada nemátodo, y afirmar que causa daño económico.

Las poblaciones de Meloidogyne spp que causan daño económico, varían con el tipo de cultivo, condiciones del experimento y la especie involucrada. Sasser (60) indica que son cuatro las principales especies de nemátodos del nódulo-radicular que parasitan a cultivos de importancia económica: Meloidogyne incognita, M. javánica, M. hapla y M. arenaria. McSorley (45) indica, como una población alta, 515 nemátodos por 100 cc de suelo de M. incognita, dañando el cultivo de la yuca. Huang y Charchar (33), reportan que un promedio de 253 larvas de M. incognita inoculadas a zanahorias, suprimen drásticamente su calidad. Bala (6), reporta daños causados a raíces por poblaciones de Meloidogyne spp de 800 larvas por litro de suelo (80 larvas por 100 cc de suelo). Es necesario por lo tanto, investigar por medio de ensayos de patogenicidad y de identificación para establecer, que especies de Meloidogyne spp son las que parasitan al cardamomo, y las poblaciones que causan daño económico.

La mayoría de individuos del género Meloidogyne spp extraídos de las muestras de suelo y raíz en este trabajo, fue-

ron del segundo estadio larval, el cual es el estado infeccioso. Pocos individuos en el tercer estadio larval, y nunca una hembra adulta fueron observados en los conteos. Esto fué probablemente debido a que el diámetro del nemátodo hembra adulto, no le permitió pasar por el tamiz de 100 mesh, o el tiempo de maceración de raíces, no fué el indicado para extraer hembras adultas. Al examinar muestras de raíz infectadas con nemátodos, se notó que debido a que la mayoría de las raíces del cardamomo son bastante gruesas y suaves, los característicos nódulos fueron difíciles de apreciar. Sin embargo, al examinar con cuidado algunas raíces, se detectaron hembras globosas al disectar nódulos, sobre todo en plantas de semillero y almácigo, donde los nódulos si fueron fácilmente observables.

Los géneros Helicotylenchus spp y Meloidogyne spp, aparecieron juntos en la mayoría de muestras analizadas tanto de suelo como de raíz. Siendo Helicotylenchus spp considerado un nemátodo ectoparásito, se sugiere que apareció en altas cantidades en muestras de raíz, debido a que este nemátodo introduce al alimentarse, una tercera parte de su cuerpo dentro de la raíz. Posiblemente el lavado a presión de las raíces con agua, no fué suficiente para desprenderlo.

Investigadores (5,6,51) han reportado que Helicotylenchus

spp tiene un amplio rango de hospederos, y Bala (6) indica que 320 nemátodos por 100 cc de suelo, pueden causar daño a raíces de plantas parasitadas.

Los nemátodos Criconemoides spp y Hemicycliophora spp son considerados como ectoparásitos sedentarios. Andrino (3), encontró altas poblaciones y una amplia distribución de Criconemoides spp en el departamento de Sacatepéquez, zona central de Guatemala, asociado al cultivo del café.

Criconemoides spp, en el presente trabajo, fué encontrado en altas poblaciones más que todo en suelos de textura franco-arenosa, y se observó que un amplio sector de las zonas investigadas, presentan este tipo de textura de suelo principalmente debido a la proximidad de los volcanes.

Poblaciones relativamente bajas de los géneros Trichodorus spp, Xiphinema spp y Longidorus spp, con 26, 52, y 78 nemátodos por 100 cc de suelo respectivamente, fueron encontradas.

De la Cruz (19) reporta que la presencia de Xiphinema spp, estuvo asociada con el virus del mosaico del cardamomo en fincas de la costa sur de Guatemala infectadas. Wyss (67), señala que sólo dos tipos de virus han sido reportados transmitidos por nemátodos: los Nepovirus, partículas poliédricas transmitidos por Xiphinema spp y Longidorus spp y, Netuvirus (Tobravirus) partículas en forma de varilla y tubulares, transmitidos por Trichodorus spp y Paratrachodorus spp.

Hentze (30) sugiere la posibilidad de que el Virus del mosaico del cardamomo (VMCar), cuya partícula es de forma de varilla flexible sea transmitido por Trichodorus spp, sin embargo el VMCar pertenece al grupo de los Potyvirus, cuya partícula es de forma de varilla flexible y tubular (26).

Según la literatura revisada, ningún Potyvirus ha sido reportado transmitido por nemátodos. Por lo tanto la transmisión del VMCar por nemátodos es una posibilidad remota por el momento, sin embargo se sugiere hacer pruebas al respecto para comprobar si existe o no esta posibilidad.

Relaciones de antagonismo y sinergismo entre nemátodos y virus han sido reportadas, a pesar de no existir relación de vector (38,52). Koenning y McClure (38) demostraron relación de sinergismo entre Meloidogyne incognita y dos Potyvirus.

Relaciones de sinergismo o antagonismo podrían suceder entre nemátodos asociados al cultivo del cardamomo y el VMCar. Probablemente una infección de nemátodos anterior a la adquisición del virus, provoque que la planta sea más susceptible a este último, o que plantas infectadas con VMCar, provoquen una aceleración en la reproducción de nemátodos endoparásitos.

Los géneros Hoplolaimus spp, Pratylenchus spp y

Tylenchorhynchus spp ocurrieron en bajas poblaciones. De la Cruz (19), reporta a Pratylenchus spp encontrado en altas poblaciones, asociado a plantas de almácigo de cardamomo. La especie Pratylenchus coffeae ha sido reportada como la principal causando problemas al cultivo del café (59). La relación de clima entre café y cardamomo es muy estrecha, tanto que campos plantados antes con café, han sido utilizados recientemente para cardamomo. Por lo tanto sería bastante probable que este nemátodo cause daños a este cultivo.

Los géneros Dorylaimus spp, Aphelenchus spp, Tylenchus spp y Aphelenchoides spp, han sido reportados como nemátodos de vida libre o depredadores de hongos por varios investigadores (18,65). Sin embargo, no se les debe restar importancia, porque podrían estar relacionados con otros organismos provocando enfermedades, o tener relaciones de sinergismo o antagonismo con otros géneros de nemátodos.

La alta población promedio para Aphelenchus spp reportada en raíz, cuadro 4, se debió a que en una muestra analizada se obtuvo un conteo muy alto, lo que causó un incremento de su nivel promedio.

En el cuadro 5, se presentan los porcentajes de hallazgo con respecto al total de muestras corridas. Siendo el género Meloidogyne spp el de más alto porcentaje con 76.6%,

Cuadro 5. Porcentaje de incidencia de los 14 géneros de nemátodos fitoparasíticos, identificados de las 107 muestras analizadas de suelo y raíz, de fincas de la zona sur cardamomera de Guatemala.

Género del nemátodo	Porcentaje (%)
<u>Meloidogyne</u> spp	76.6
<u>Helicotylenchus</u> spp	41
<u>Criconemoides</u> spp	22.4
<u>Aphelenchoides</u> spp	13.1
<u>Dorylaimus</u> spp	11.2
<u>Aphelenchus</u> spp	10.3
<u>Tylenchus</u> spp	4.6
<u>Longidorus</u> spp	3.7
<u>Xiphinema</u> spp	3.7
<u>Hemicyccliophora</u> spp	1.8
<u>Pratylenchus</u> spp	1.8
<u>Hoplolaimus</u> spp	1.8
<u>Trichodorus</u> spp	0.9
<u>Tylenchorhynchus</u> spp	0.9

siguiéndole en orden Helicotylenchus spp extraído de raíz y de suelo con 41% y, Criconemoides spp sólo de suelo, con 22.4% del total de muestras analizadas. Todos los demás géneros estuvieron bajo estos porcentajes.

En los cuadros 6 y 7, se presentan en porcentaje, el número de muestras en las que se encontraron en suelo ó raíz, los catorce géneros identificados.

En muestras de suelo, cuadro 6, el género Meloidogyne spp se detectó en un 62% de las muestras corridas, le siguieron en su orden Criconemoides spp con 48% y, Helicotylenchus spp con 30% del total de las 50 muestras de suelo analizadas.

En muestras de raíz, cuadro 7, Meloidogyne spp en 89% de las muestras de raíz corridas, Helicotylenchus spp en 51%, y los demás géneros con porcentajes inferiores a estos.

Debe señalarse la importancia de los géneros Meloidogyne spp, Criconemoides spp y Helicotylenchus spp, como los que más se repitieron en muestras de suelo, y los géneros Meloidogyne spp y Helicotylenchus spp, en muestras de raíz.

C. Distribución

El cuadro 8, presenta la distribución de los tres géneros más ampliamente distribuidos en el área muestreada, siendo estos Meloidogyne spp y Helicotylenchus spp para sue-

Cuadro 6. Porcentaje de incidencia de los géneros de nemátodos fitoparasíticos, extraídos de las 50 muestras de suelo analizadas, de fincas de la zona sur cardamomera de Guatemala.

Género del nemátodo	Porcentaje (%)
<u>Meloidogyne</u> spp	62
<u>Helicotylenchus</u> spp	30
<u>Criconemoides</u> spp	48
<u>Dorylaimus</u> spp	20
<u>Aphelenchus</u> spp	10
<u>Longidorus</u> spp	8
<u>Xiphinema</u> spp	8
<u>Aphelenchoides</u> spp	6
<u>Tylenchus</u> spp	6
<u>Hemicyclophora</u> spp	4
<u>Hoplolaimus</u> spp	4
<u>Tylenchorhynchus</u> spp	2
<u>Trichodorus</u> spp	2
<u>Pratylenchus</u> spp	2

Cuadro 7. Porcentaje de incidencia de los géneros de nemátodos fitoparasíticos, extraídos de las 57 muestras de raíz analizadas, de fincas de la zona sur cardamomera de Guatemala.

Género del nemátodo	Porcentaje (%)
<u>Meloidogyne</u> spp	89
<u>Helicotylenchus</u> spp	51
<u>Aphelenchoides</u> spp	19.3
<u>Aphelenchus</u> spp	10.5
<u>Dorylaimus</u> spp	3.5
<u>Tylenchus</u> spp	3.5
<u>Pratylenchus</u> spp	1.7

Cuadro 8. Distribución geográfica de los tres principales géneros de nemátodos fitoparasíticos, extraídos de las 107 muestras de suelo y raíz analizadas, de fincas de la zona sur cardamomera de Guatemala.

Localidad	<u>Meloidogynae</u> spp	<u>Helicotylenchus</u> spp	<u>Criconemoides</u> spp
La Reforma, San Marcos	X	X	X
Chicacao, Suchitepéquez	X	X	X
Colomba, Quezaltenango	X	X	X
San Pablo, San Marcos			X
El Asintal, Retalhuleu	X	X	X
San Francisco Zapotitlán, Suchitepéquez	X	X	X
San Martín Sacatepéquez, Quezaltenango	X	X	X
Nuevo San Carlos, Retalhuleu	X	X	X
Escuintla, Escuintla	X	X	X
El Palmar, Quezaltenango	X	X	X
Santiago Atitlán, Sololá			
Santa Bárbara, Suchitepéquez	X	X	
Santa Lucía Cotzumalguapa, Escuintla	X		

lo y raíz, y Criconemoides spp en suelo. Meloidogyne spp, se encontró en cinco de los departamentos, y en once de los municipios investigados. Helicotylenchus spp, en cinco departamentos y diez municipios, al igual que el género Criconemoides spp.

Tanto por su amplia distribución, como por las altas poblaciones encontradas en muestras de suelo y raíz, se considera que el género Meloidogyne spp es el más importante asociado al cultivo del cardamomo, situación que también es señalada por De La Cruz (19), en sus conclusiones.

De La Cruz (19), menciona que la propagación del cardamomo, es realizada en dos formas por los agricultores: por semillero y, utilizando material vegetativo o rizomas. Puede decirse que la segunda forma de propagación, representa un riesgo con respecto a la diseminación de nemátodos fitoparasíticos a áreas libres de ellos, debido que al transportar rizomas, estos retienen suelo, probablemente conteniendo nemátodos en alguna fase de su ciclo de vida, o también pueden transportarse en el interior de los tejidos.

Sin embargo, los métodos de propagación por semillero en tierra o en bolsas de polietileno, indicados por De La Cruz (19) no escapan al peligro de la diseminación de nemátodos, debido a que si no se realizan adecuados procedimientos,

tos de desinfección y desinfestación del suelo, pueden tenerse altas poblaciones de nemátodos en la tierra del semillero, y al realizar la siembra se diseminen a áreas no infestadas.

Debido a la dinámica de poblaciones de nemátodos y a su distribución espacial en el suelo (7), se hace difícil y costoso su control a nivel de campo, además es bastante riesgoso implementar un control químico, sin saber qué niveles de poblaciones causan daño económico y, sin establecer previamente un método de muestreo adecuado a las condiciones del cultivo de cardamomo. Es en nivel de semillero y almácigo donde se debe poner mayor cuidado al control de nemátodos, con el propósito de obtener plantas totalmente libres de estos parásitos, para llevarlas a campo definitivo.

Nemátodos de vida libre de los géneros Panagrolaimus spp, Rabdhitis spp y depredadores como Mononchus spp, fueron encontrados en la mayoría de muestras analizadas.

Todos los resultados anteriormente discutidos, llevan a la necesidad de realizar investigaciones más profundas sobre la relación existente entre el cardamomo y los nemátodos que lo parasitan. Los géneros Meloidogyne spp, Helicotylenchus spp y Criconemoides spp deben ser estudiados con mayor detenimiento, debido a las altas poblaciones

y amplia distribución encontradas.

Se hace importante también, el estudio de la dinámica de poblaciones y patogenicidad mostrada por cada género, para llegar a determinar en qué medida son factores que inciden en la producción de cardamomo. Posteriormente, se deberá pasar tanto al manejo integrado como al control químico de nemátodos por medio de ensayos de campo e invernadero.

V. CONCLUSIONES

1. Catorce géneros fitoparasíticos de nemátodos, fueron identificados asociados al cultivo del cardamomo en la zona muestreada.
2. Los géneros más importantes, tanto por las altas poblaciones encontradas, su amplia distribución en la zona sur cardamomera y, su alta incidencia en las muestras de raíz y suelo analizadas fueron en su orden: Meloidogyne spp, Helicotylenchus spp, y Criconemoides spp.

BIBLIOGRAFÍA

1. ABRAHAM, P. Now Better possibilities with cardamom. Plant Chronicle. 52,3: 65,73. 1957.
2. ALVARADO-SOTO, M. y LOPEZ-CHAVES, R. Eficacia de dos métodos y sus modificaciones en la extracción de nemátodos endoparásitos migratorios de raíces de piña y plátano. Nematropica (USA). 11(2): 129-136. 1981.
3. ANDRINO, J.A. Determinación de géneros de nemátodos fitoparasíticos del café (Coffea arábica L.) y su distribución en el departamento de Sacatepéquez. Tesis de Ing. Agr. Facultad de Agronomía, Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala, 1978. 29 p.
4. ARROYAVE, L.R. Control químico y biológico del nemátodo del género Meloidogyne en la caña de azúcar (Saccharum officinarum). Tesis de Ing. Agr., Facultad de Ciencias y Humanidades, Departamento de Ciencias Agrícolas, Universidad Del Valle de Guatemala. Guatemala, 1984. 41 p.

5. BAFOKUZARA, N.D. Nematodes associated with pineapples in Uganda. *Nematropica* (USA). 12(1): 45-49. 1982.
6. BALA, G. Occurrence of plant parasitic nematodes associated with crops of agricultural importance in Trinidad. *Nematropica* (USA). 14(1): 37-45. 1984.
7. BARKER, K.R.; CAMPBELL, C.L. Sampling nematode populations. *Plant Parasitic Nematodes*, Vol. III, chapter 18. Edited by Zuckerman & Rohde. Academic Press (USA). 1981. pp. 451-472.
8. BARKER, K.R.; NUSBAUM, C.J. Diagnostic and advisory programs. *Plant Parasitic Nematodes*, vol. I, chapter 11, edited by Zuckerman, Mai & Rohde, Academic Press (USA). 1971. pp. 281-300.
9. BIRD, A.F. Specialized adaptations of nematodes to parasitism. *Plant Parasitic Nematodes*, vol. II, chapter 14, edited by Zuckerman, Mai & Rohde, Academic Press (USA). 1971. pp. 35-48.

10. BONILLA, O. Búsqueda de fuentes de resistencia y métodos de diagnosis al virus del mosaico del cardamomo. Tesis de Ing. Agr., Facultad de Ciencias y Humanidades, Departamento de Ciencias Agrícolas, Universidad del Valle de Guatemala. Guatemala, 1983. 66 p.
11. CANO A., M.F. El cultivo del cardamomo. Ministerio de Agricultura, DIGESA, Depto. de Sanidad Vegetal, laboratorio de parasitología, Guatemala, 1980. 36 p.
12. CASTILLO G., S. Aislamiento del agente causante de la mancha foliar del cardamomo. Tesis de Ing. Agr., Facultad de Ciencias y Humanidades, Departamento de Ciencias Agrícolas, Universidad del Valle de Guatemala. Guatemala, 1985. 36 p.
13. CASTILLO P., F. Identificación y control químico de nemátodos fitoparasíticos asociados al cultivo del melón (Cucumis melo L.). Tesis de Ing. Agr., Facultad de Agronomía, Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala, 1983. 61 p.

14. CHRISTIE, J.R. Plant Nematodes, their bionomics and control. Florida, H. & W.B. Drew Co., 1959. pp. 1-55.
15. CHRISTIE, J.R.; BIRCHFIELD, W. Key to the more common plant parasitic nematodes. 15 p. s.f.
16. CROFTON, H.D. Form, function and behavior. Plant Parasitic Nematodes, vol. I, chapter 1, edited by Zuckerman, Mai & Rohde, Academic Press (USA). 1971. pp. 83-111.
17. CRONQUIST, A. Introducción a la Botánica. Segunda edición, México D.F., C.E.C.S.A., 1984. pp. 807-813.
18. CUAREZMA-TERÁN, J.A.; TREVATHAN, L.E. & BOST, S.C. Nematodes associated with Sorghum in Mississippi. Plant disease (USA). 68(12): 1083-1085. 1984.
19. DE LA CRUZ, H.A. Identificación de géneros de nemátodos fitoparasíticos, su distribución general en almá-cigos y plantillas de cardamomo (Elletaria cardamomum L.) y su efecto sobre las plantas en condiciones de invernadero. Tesis de Ing. Agr., Facultad de Agronomía, Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala, 1979. 32 p.

20. DE LEÓN, P. y TEJADA, J.R. Transmisión del virus del mosaico del cardamomo (VMCar) por el áfido Pentalonia nigronervosa. Memoria del I simposio de cardamomo en Guatemala, Asociación de Productores de Cardamomo-Universidad del Valle de Guatemala. Guatemala, 1985. pp. 105-124.
21. DIX, M. y DIX, M. La biología del cardamomo y su manejo para optimizar la polinización. Memoria del I simposio de cardamomo en Guatemala, Asociación de Productores de cardamomo-Universidad del Valle de Guatemala. Guatemala, 1985. pp. 164-171.
22. DONALD, P.A.; HOSFORD, J.R. Plant parasitic nematodes of North Dakota. Plant disease (USA) 64(1): 45-47. 1980.
23. DONCASTER, C.C. Feeding in plant parasitic nematodes: mechanism and behavior. Plant Parasitic Nematodes, vol. II, chapter 19, edited by Zuckerman, Mai & Rohde, Academic Press (USA). 1971. pp. 137-156.

24. ENDO, B.Y. Nematode-induced syncytia (giant cells). Host-parasite relationships of Heteroderidae. Plant Parasitic Nematodes, vol. II, chapter 17, edited by Zuckerman, Mai & Rohde, Academic Press (USA). 1971. pp. 91-115.

25. FMC DE GUATEMALA. Laboratorio de análisis nematológicos.

26. GONSALVES, D.; TRUJILLO, E. & HOCH, H.C. Purification and some properties of a virus associated with cardamom mosaic: a new member of the Potyvirus group. Memoria del I simposio de cardamomo en Guatemala, Asociación de Productores de Cardamomo-Universidad del Valle de Guatemala. Guatemala, 1985. pp. 56-78.

27. GUATEMALA, BANCO DE. Informe económico. Abril-Septiembre 1979. Guatemala, 1979. 68 p. s.n.t.

28. _____. Situación nacional e internacional del cardamomo. Informe económico, 20(1), 1973. pp. 1-23.

29. _____. El cultivo del cardamomo. Informe económico 24, Depto. de investigaciones agropecuarias e industriales. Guatemala, 1979. pp. 1-40.

30. HENTZE P., F.W. Estudio preliminar sobre la virosis del cardamomo (Elettaria cardamomum). Tesis de Ing. Agr., Facultad de Agronomía, Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala, 1982. 28 p.
31. HERNÁNDEZ, O.V. Apuntes básicos sobre Fitonematología. OIRSA, Departamento de sanidad vegetal, Guatemala. 1979. 23 p.
32. HODGES, L.R. Nematodes and their control. Union Carbide Corporation (USA), 1973. 27 p.
33. HUANG, C.S.; CHARCHAR, J.M. Preplanting inoculum densities of root-knot nematode related to carrot yield in greenhouse. Plant disease (USA) 66(11): 1064-1066. 1982.
34. HIRSCHMANN, H. Comparative morphology and anatomy. Plant Parasitic Nematodes, vol. I, chapter 2, edited by Zuckerman, Mai & Rohde, Academic Press (USA), 1971. pp. 11-61.
35. INDIA. Ministry of foreign trade. Cardamom culture. Ernakulam, cardamom board. 20 p. s.f.

36. INSTITUTO GEOGRÁFICO NACIONAL. Mapa de capacidad productiva de la tierra. Guatemala, 1980.
37. JONES, M.G. The development and function of plant cells modified by endoparasitic nematodes. Plant Parasitic Nematodes, vol. III, chapter 10, edited by Zuckerman & Rohde, Academic Press (USA), 1981. pp. 255-278.
38. KOENNING, S.R.; McCLURE, M.A. Interaction of two Potyvirus and Meloidogyne incognita in chili pepper. Phytopathology (USA) 71(4): 404-408. 1981.
39. KHUONG, N.B. Plant parasitic nematodes of South Vietnam. Journal of Nematology (USA) 15(2): 319-323. 1983.
40. LUTTMANN, N.T. El cardamomo y su cultivo. Guatemala, litografías modernas, 1985. 84 p.
41. MAI, W.F. Introduction. Plant Parasitic Nematodes, vol. I, edited by Zuckerman, Mai & Rohde, Academic Press (USA), 1971. pp. 2-8.

42. MAI, W.F.; LYON, H. Pictorial key to genera of plant-parasitic nematodes. Cornell university press, New York, (USA), 1975. 219 p.
43. MARROQUÍN, C. y TEJADA, J.R. El picudo del cardamomo, potencial plaga en la zona sur cardamomera de Guatemala. Memoria del I simposio de cardamomo en Guatemala, Asociación de Productores de Cardamomo-Universidad del Valle de Guatemala. Guatemala, 1985. pp. 158-163.
44. McSORLEY, R.; PARRADO, J.L. Error estimates for nematode soil samples composed of cores of unequal sizes. Nematropica (USA) 13(1):27-36. 1983.
45. McSORLEY, R.; O'HAIR, S.K. & PARRADO, J.L. Nematodes of cassava Manihot esculenta Crantz. Nematropica (USA) 13(2): 261-287. 1983.
46. MEJÍA, R. Comunicación personal.

47. MENÉNDEZ P., C. Zonificación del virus del mosaico del cardamomo en Guatemala y su distribución en la planta de cardamomo (Elettaria cardamomum M.). Tesis de Ing. Agr. Facultad de Ciencias y Humanidades, Depto. de Ciencias Agrícolas, Universidad del Valle de Guatemala. Guatemala, 1984. 62 p.
48. NUSBAUM, C.J.; BARKER, K.R. Population dynamics. Plant Parasitic Nematodes, vol. II, chapter 12, edited by Zuckerman, Mai & Rohde, academic Press (USA), 1971. pp. 303-321.
49. O'BANNON, J.; SANTO, G. & NYCZEPIR, A. Host range of the Columbia root-knot nematode. Plant disease (USA) 66(11): 1045-1048. 1982.
50. PÉREZ, L.E. Identificación de las especies de nemátodos asociadas al cultivo del banano (Musa sapientum L.) y otras musáceas en la zona de Morales y Entre Ríos, departamento de Izabal, Guatemala. Tesis de Ing. Agr., Facultad de Agronomía, Universidad de San Carlos de Guatemala, 1975.

51. PINOCHET, J. y VENTURA, O. Nematodes associated with agricultural crops in Honduras. Turrialba, IICA, Costa Rica. 30(1): 43-47. 1980.
52. POWELL, N.T. Interaction of plant parasitic nematodes with other disease-causing agents. Plant Parasitic Nematodes, vol. II, chapter 18, edited by Zuckerman, Mai & Rohde, Academic Press (USA), 1971. pp. 119-135.
53. RAJAN, P. Biology of Pentalonia nigronervosa F. Cala Dii Van Der Goot, vector of "Katee" disease of cardamom. Journal of plantation, India 9(1): 34-41. 1981.
54. RUELO, J.S. Host range studies of Meloidogyne hapla in Taiwan. Plant disease (USA) 65(6): 500-501. 1981.
55. SAHADEVAN, P.C. Cardamom. Trivandrum, India, 1965.
41 p.
56. SAMAYOA, J.C. y SUCHAND, G.J. Cardamom. California, USA, 1977. 28 p. s.n.t.

57. SÁNCHEZ DELEÓN, A.; CATALÁN, A. y MORALES, R. El cultivo del cardamomo (Elettaria cardamomum). Folleto de diversificación, ANACAFE, Guatemala, 1982. 15 p.
58. SÁNCHEZ DE LEÓN, A. Enfermedades y plagas del cardamomo. ANACAFÉ, Guatemala, 1980. 11 p.
59. SÁNCHEZ DE LEÓN, A. Manual de enfermedades y plagas del café. Daños y técnicas de control. ANACAFE, Guatemala, 1984. pp. 53-57.
60. SASSER, J.N. Root-Knot nematodes: a global menace to crop production. Plant disease (USA) 64(1): 1-24. 1980.
61. TEJADA, J.R. Nemátodos observados en caña de azúcar en Guatemala. Asociación de azucareros de Guatemala, Depto. técnico, sección de Patología Vegetal, Guatemala, 1982. 16 p.
62. THORNE, G. Principles of Nematology. New York, McGraw-Hill (USA), 1961. pp. 1-94.

63. VIGLIERCHIO, D.R.; SCHMITT, R.V. On the methodology of nematode extraction from field samples: comparison of methods for soil extraction. *Journal of Nematology* (USA) 15(3): 450-454. 1983.
64. VIGLIERCHIO, D.R.; YAMASHITA, T.T. On the methodology of nematode extraction from field samples: density flotation techniques. *Journal of Nematology* (USA) 15(3): 444-449. 1983.
65. VRAIN, T.C.; ROUSSELLE, G.L. Distribution of plant-parasitic nematodes in Quebec apple orchards. *Plant disease* (USA) 64(6): 582-583. 1980.
66. WALLACE, H.R. Interactions between nematodes and other factors on plants. *Journal of Nematology* (USA) 15(2): 221-227. 1983.
67. WYSS, U. Ectoparasitic root nematodes: feeding behavior and plant cell responses. *Plant parasitic nematodes*, vol. III, chapter 13, edited by Zuckerman & Rohde, Academic Press (USA), 1981. pp. 325-349.

68. WYSS, U. Virus transmitting nematodes: feeding behavior and effect on root cells. Plant disease (USA) 66(8): 639-644. 1982.

ANEXO 1

KEY TO THE MORE COMMON PLANT PARASITIC NEMATODES

by J.R. Christie
Revised by W. Birchfield

- A. Phylum Nemathelminthes (Aschelminthes) (Nematoda): These are roundworms separated from all other phyla by their non-segmented body with no true body cavity or a body cavity without an epithelial lining called pseudo-coelom.
- B. Class Nematoda: (At present, but may be raised to phylum status due to the unrelated forms now scrouged in the Nemathelminthes). These are bilaterally symetric animals, radially simetric, generally of small size, 1/25-1/50 inch; circular in cross-section with body consisting of 3 tubes: the outer body wall, the intestinal tract and the gonads.
- C. Sub-class Phasmidia (Secernentea): Phasmids generally presente in caudal region. Amphids pore shaped, males with spicules and usually with caudal alae, esophagus divisible into a median and posterior bulb with crescentic valve in the corpus usually present.
- D. Order Rhabditida: Stoma is simple or open capsule, posterior bulb usually emphasized sometimes with a valvular arrangement. True stylet lacking.
1. Nematodes without a stylet or stylet-like mural tooth (Figs. 1-5).....(2)
 2. Esophagus divided into 3 more or less distinct parts, corpus, isthmus, and posterior bulb (Fig. 25 & 26).....RHABDITOIDEA.....(3)
 3. Posterior bulb of esophagus lacking valvular apparatus; median bulb well-developed, larger tahn posterior bulb (Fig. 26).....
.....DIPLOGASTERIDAE
 3. Posterior bulb of esophagus with valvular apparatus; median bulb, if present, not well-developed, not larger than posterior bulb (Fig. 25).....(4)
 4. Female with one ovary (Fig. 49); vulva salightly posterior to middle of body; stoma usually narrow except anterior part; rhabdions usually distinctly separated (Figs. 3 & 6); male without bursaCEPHALOBIDAE.....(5)
- *****
- Superfamilies - Capitals underlined OIDEA Subfamilies - small letters INAE
- Families - Capitals IDAE Genera - small letters underlined

5. Lip region bearing 6 odontia and 6 cerri (Fig. 7)...Chambersiellinae
5. Lip region without odontia or cerri...(6)
 6. Stoma "panagrolaimoid", i.e., broad except posterior part (Fig. 4); ovary never with double flexure posterior to vulva; width of annules 2u or less (Fig. 4)..(Panagrellus redivivus)..Panagrolaiminae
 6. Stoma "cephaloboid", i.e., narrow and enveloped by muscles (Fig. 3); ovary with double flexure posterior to vulva (Fig. 48); width of annules more than 2u (Fig. 5).....(7)
 7. Lip region bearing labial and, frequently, 6 cephalic probolae (Figs. 5&6)..Acrobelinae
 7. Lip region without probolae (Fig. 3)....Cephalobinae
4. Female with 2 ovaries (Fig. 47) or 1 ovary in a few species in which case the vulva is close to the anus; stoma tubular with parallel walls (Fig. 1), rhabdions not distinctly separated; male with a bursa, bursa rather weakly developed in species where the body is ornamented with warts (Fig. 55).....
.....RHABDITIDAE.....(5)
5. Lip region armed with 2 (1 dorsal and 1 ventral) fossors or outward thrusting teeth (Fig. 2).....Diploscapterinae
5. Lips not armed with fossors.....(6)
 6. Cuticle ornamented with one or more rows of warts located on one side of the body (Fig. 55).Bunonematinae
 6. Cuticle not ornamented with warts (Rhabditis strongyloides)
2. Esophagus not divided into 3 parts, cylindrical throughout or with the posterior part somewhat widened (Fig. 32)TRIPYLOIDEA.....(3)
3. Stoma wide with heavy wall forming a conspicuous buccal capsule often armed with teeth (Fig. 13)(1 genus, Mononchus).Mononchidae
3. Stoma inconspicuous, rudimentary, or absent (Fig. 14).....(4)

4. Esophagus widened at posterior end (Fig. 32);
caudal glands and spinneret absent. ALAIMIDAE
4. Esophagus not widened near posterior end, of
nearly the same diameter throughout; caudal
glands and spinneret present. TRIPYLIDAE

D. Order Tylenchida: Stoma armed with a protrusible stylet except in males of few species; spear with or without basal knobs. Posterior part of the esophagus bulbular or extended over the intestine (lobed).

1. Nematodes with a stylet, or with a stylet-like mural tooth (Figs. 10, 15, 24) (2)
2. Stylet with knobs at posterior end (Figs. 9, 10, 11), knobs absent in a few species; esophagus usually with a distinct median bulb (Fig. 27), bulb absent or poorly developed in a few genera but most of these have a typical knobbed stylet (3)
3. Dorsal esophageal gland emptying into lumen of esophagus near base of stylet (Fig. 37)
. TYLENCHOIDEA (4)
4. Median esophageal bulb elongated, isthmus and posterior bulb reduced, "criconematoid" (Fig. 33); stylet long except in degenerate males of certain species in which it is reduced or absent; cuticle generally heavily annulated or squamose CRICONEMATIDAE (5)
5. Female with 2 ovaries (Fig. 47)
. Dolichodorinae (6)
6. Tail of female rounded (Fig. 43C); tail of male with long narrow bursa (Fig. 43D); esophageal glands overlap anterior end of intestine . . . Belonolaimus
6. Tail of female with conical point (Fig. 43A); tail of male with short, wide bursa (Fig. 43B); esophageal glands do not overlap anterior end of intestine . . .
. Dolichodorus
5. Female with 1 ovary (Fig. 51) (6)
6. Isthmus of esophagus reduced, short and broad. (Figs. 33C, D, E); cuticle strongly and coarsely annulated
. Criconematinae (7)
7. Body of adult female short and plump (Fig. 61); annules of cuticle exceptionally coarse and conspicuous; larvae not sheathed, i.e., not enclosed in a molted but unshed cuticle (8)

8. Posterior end of female more or less conical; annules with backward pointing spines or scale-like extensions (Fig. 65). Criconema
8. Posterior end of female rounded (Fig. 61); annules often somewhat retrorse but not with backward pointing spines or scales. Criconemoides
7. Body of adult female not exceptionally short and plump, annules only moderate coarse and conspicuous; larval stages and sometimes the adults sheathed (Fig. 62)..... Hemicycliophora
6. Isthmus of esophagus short, narrow, and distinct (Fig. 33A); cuticle finely annulated..... Paratylenchinae..... (7)
7. Body of adult female plump, swollen, distorted, immobile, a sedentary parasite of roots (Fig. 58). Cacopaurus
7. Body of adult female not exceptionally plump, of typical cylindrical shape (Fig. 63)..... Paratylenchus
4. Median esophageal bulb small to moderate size (Fig. 27) or absent; isthmus narrow and elongated; not "criconematoid"; basal portion of esophagus either and distinct bulb or lobe-like extending back over the anterior end of the intestine; cuticle not heavily annulated or squamose..... (5)
5. Valvular median esophageal bulb absent (Fig. 28), or at most, only faintly developed..... NEOTHYLENCHIDAE..... (6)
6. Posterior esophageal bulb bearing a stem-like basal extension (Fig. 29)..... Paurodentinae
6. Posterior esophageal bulb not as above..... Neothlenchinae - Nothotylenchinae
5. Valvular median esophageal bulb present (Fig. 27)..... (6)
6. Male tail short, rounded, bursa absent or poorly developed (Fig. 45A); female pyriform or lemon shaped (Fig. 64).... HETERODERIDAE
7. Lips of male modified to form a cap (Fig. 9); females deposit eggs in matrix; no cyst stage.... Meloidogyne

7. Lips of female not modified to form a cap (Fig. 10); females retain most of the eggs in body which forms a cyst.....Heterodera
6. Male tail conoid or elongated; bursa present (Fig. 45B), except in Tylenchulus and Eutylenchulus; females of cylindrical form except in genera Tylenchulus (Fig. 57); Nacobbus (Fig. 59); Rotylenchulus (Fig. 60) where the females is saccateTYLENCHIDAE.....(7)
7. Basal portion of esophagus forming a distinct bulb (Fig. 27), not overlapping anterior end of the intestine.....Tylenchinae....(8)
- 8. Distance from anterior end to median bulb equal to or greater than distance from median bulb to intestine; anfhid aperture slit-likePsilenchus
8. Distance from anterior end to median bulb less than distance from median bulb to intestine; amphid apertures pore-like.....(9)
9. Ovaries 2 (Fig. 50).....(10)
10. Female tail blunt, rounded (Fig. 46A).Tylenchorhynchus
10. Female not saccate; male with bursa.....(11)
11. Body of female plump (Fig. 56) gametocytes form around a rachis (Fig. 54); adults of either sex never found in soil.....Anquina
11. Body of female slender, gametocytes not formed around a rachis, adults found in soil.....(12)
12. Tails elongated; bursa short(Fig. 44A) lip region striated.Tylenchus
12. Tails conoid, bursa long(Fig. 44B) lip region not striated...Ditylenchus

7. Basal portion of esophagus lobe-like, extending back over anterior end of intestine (Fig. 35).....(8)
8. Lip region convex-conoid, $1/3-1/5$ as wide as stylet length (Fig. 8); tails generally shorter than anal body diameter....Hoplolaiminae...(9)
9. Cuticle on lip region divided into minute plates (Fig. 66).
.....Hoplolaimus
9. Cuticle on lip region of plain annules only.....Rotylenchus
8. Lip region low flattened, $1/2-3/5$ as wide as stylet length (Fig. 11); tail at least twice as long as anal body diameter (Except in genera where females are saccate).....
.....Pratylenchinae...(9)
9. Ovary 1 (Fig. 51).....(10)
10. Female a typical cylindrical nematode..Pratylenchus
10. Female saccate with elongated posterior end (Fig. 59)
.....Nacobbus
9. Ovaries 2 (Fig. 59).....(10)
10. Female a typical cylindrical nematode...Radopholus
10. Female reniform (Fig. 60)
.....Rotylenchulus
3. Dorsal esophageal gland empties into median bulb of esophagus (Fig. 38)..APHELENCHOIDEA.....(4)
4. Posterior end of esophagus forming bulb containing esophageal glands, not overlapping anterior end of intestine (Fig. 34).Paraphelenchus
4. Posterior end of esophagus not forming bulb, esophageal glands overlapping anterior end of intestine (Fig. 35).....(5)
5. Stylet without basal knobs (Fig. 12), tail of female bluntly rounded.....Aphelenchus
5. Stylet with basal knobs, knobs absent in a few genera but in this case, tail of female long and slender.....Aphelenchoides
- C. Aphasmidia (Adenophorea) - phasmids not present.
- D. Order Dorylaimida: no knobs on stylet but just a straight or curved halow shaft, esophagus muscular with no valvular arrangement mostly bottleshaped to straight.

2. Stylet without knobs (Fig. 15), with enlargements or flanges, somewhat resembling knobs in a few genera (Fig. 23); esophagus never with median bulb; esophagus usually in two cylindrical divisions (Fig. 30), posterior division sometimes bulb-like (Fig. 31).....DORYLAIMOIDEA.....(3)
3. Esophagus with the posterior wider-part equal to $\frac{1}{3}$ or more of the entire length (Fig. 30).....(4)
 4. Wider, posterior part of esophagus surrounded with a muscular sheath (Fig. 36).....BELONDRIDAE.....
 4. Wider, posterior part of esophagus not surrounded with a muscular sheath.....DORYLAIMIDAE.....(5)
 5. Stoma armed with a mural tooth (Fig. 16).
.....Nigolaiminae
 5. Stoma armed with an axial stylet (Fig. 15).(6)
 6. Stoma, including vestibule, heavily cuticularized, stoma often with teeth (Fig. 19).....Actinolaiminae
 6. Stoma not heavily cuticularized.....(7)
 7. Stylet exceptionally long (Figs. 22, 23)
.....Longidorinae.....(8)
 8. Body short, plump (Fig. 40).....Longidorella
 8. Body long, slender (Fig. 39).....(9)
 9. Stylet extensions flanged, guiding ring near base of stylet (Fig. 23).....Xiphinema
 9. Stylet extensions not flanged, stylet long, needle-like, guiding ring near apex of stylet (Fig. 22).....Longidorus
 7. Stylet not exceptionally long.....(8)
 8. Stylet with simple, basal extensions (Fig. 15)..Dorylaiminae - Dorylaimus
 8. Stylet compound, with knobbed basal extensions or flanges (Fig. 21)
.....Tylencholaiminae
3. Esophagus with the wider, posterior part less than $\frac{1}{3}$ the entire length, sometimes forming a more or less bulb-like enlargement (Fig. 31)....(4)

4. Testes 2 (Fig. 53), an adanal pair of supplements present (Fig. 41); amphid apertures slit-like, obscure (Fig. 18)..LEPTONCHIDAE.....(5)
 5. Stoma armed with an axial stylet (Fig. 18)
 -Leptonchinae
 5. Stoma armed with a mural tooth (Fig. 20)
 -Campydorinae
4. Testis 1 (Fig. 52); adanal pair of supplements absent (Fig. 42); amphid apertures allipsoidal, conspicuous (Fig. 17)..DIPHATHEROPHORIDAE(5)
 5. Stylet with knob-like base (Fig. 17).....
 -Diphtherophorinae
 - (4) Stylet curved above - Trichodorus