

3.1. Nemátodos

Renato Crozzoli

INTRODUCCION

¿Son importantes los nemátodos fitoparasíticos? Indudablemente la respuesta es que si son importantes; lo que sucede es que no se le da la importancia que tienen debido a que según muchos fitopatólogos o zoólogos, que es donde generalmente deberían estar ubicados los laboratorios de Nematología Agrícola, con los nemátodos es difícil trabajar y los síntomas que causan no son tan evidentes como un hongo afectando una hoja, fruto o tallo; una bacteria en un tubérculo o un virus en una hoja o un insecto en un fruto, sin embargo, los nemátodos merman el rendimiento aún sin matar a la planta. Debido a esto último es que a veces pasan desapercibidos. Información reciente indica que la reducción de rendimiento causada por los nemátodos fitoparasíticos en cultivos se ubica alrededor del 12,3% a nivel mundial. Sin embargo, en situaciones de monocultivo, las pérdidas pueden llegar al 80% y, si el órgano afectado es la parte comercial, las pérdidas pueden ser totales, esto ocurre frecuentemente con yuca, ñame, ocumo, apio, ajo. Hay que hacer notar también que la casi totalidad de las enfermedades fungosas y bacterianas en plantas, están asociadas con nemátodos y, la sintomatología magnificada por su presencia, no dejando de mencionar la capacidad de transmitir virus de un grupo de éstos (**Longidoridae** y **Trichodoridae**).

En la presente monografía se tratará de dar una visión relativamente amplia de la nematología, se hará referencia a la historia de la nematología, morfología y anatomía de los nemátodos fitoparasíticos, su clasificación taxonómica, algunos conceptos básicos relacionados, nociones de biología, principales métodos de extracción y conservación de nemátodos, principales problemas nematológicos en los trópicos y control.

En general para los países en vías de desarrollo, el número de nematólogos es escaso en relación con los problemas existentes; a lo mejor las pocas personas, que actualmente laboran en esta área, al cabo de muchos años de trabajo logren identificar a la mayoría de los nemátodos fitoparasíticos de importancia en los cultivos y, paulatinamente implementen programas de control. Sin embargo, esto debe hacerse de la forma más rápida posible ya que, los problemas nematológicos día a día aumentan, inclusive en cultivos tradicionales y no tradicionales de exportación, además de la floricultura.

ASPECTOS HISTORICOS DE LA NEMATOLOGIA

Los nemátodos de importancia médica fueron los primeros en conocerse, su historia es larga e interesante. Una de las primeras referencias se encuentra en el Papyrus Ebers (1500 A.C.) en el cual se mencionan las formas que hoy en día conocemos como **Ascaris lumbricoides** y **Dracunculus medinensis**. Antiguas escrituras hebreas contienen muchas referencias que podemos interpretar como enfermedades causadas por nemátodos parasíticos, pero no hay mención específica de los organismos causales, a no ser que aceptemos el término "serpientes ardientes" como una referencia a **Dracunculus** (La Biblia: No. 21:6-9). **Agatharchides** (180 A.C.) hizo una descripción de éste nemátodo y le atribuyó la epidemia que atacaba a los israelitas.

Referencias más definitivas de los ascáridos pueden ser encontradas en la literatura griega, ya que Hipócrates (400 A.C.) y Aristóteles (350 A.C.) los mencionan.

Los médicos romanos aparentemente conocían e intentaban tratar las infecciones de los nemátodos de varias maneras y así casi todas las referencias que se encuentran hasta finales de la Edad Media se refieren a la enfermedad y sus tratamientos, pero no a los nemátodos. Los médicos árabes y persas también conocían y trataban estas enfermedades.

Hasta la primera parte del siglo XVIII, los nemátodos, aunque conocidos, no fueron considerados como organismos infectivos sino agentes de enfermedades que nacían espontáneamente en el ser humano como resultado de la putrefacción y los cambios en los fluidos del cuerpo. Werner (1780) atacó este punto de vista pero pocos de sus contemporáneos estuvieron de acuerdo con él; no fue sino hasta la mitad del siglo XIX que sus ideas fueron completamente aceptadas.

Fue solamente en 1916 que Stewart demostró que los juveniles de **Ascaris lumbricoides** emigran a través del pulmón del individuo infectado antes de establecerse definitivamente en el intestino delgado y **A. lumbricoides** es uno de los gusanos mencionados hace 3500 años en el Papyrus Ebers. Las enfermedades producidas por **Ancylostoma duodenalis** y **Necator americanus** todavía persisten en muchas partes del mundo y en algunas no se ha logrado aún reducir el daño que causan.

A pesar de que algunos médicos interesados en los parásitos humanos hicieron ocasionalmente estudios en animales domésticos, la detección de nemátodos en ellos fue posterior. Una de las primeras referencias a los nemátodos de interés veterinario es la de Hipócrates (400 A.C.) quien mencionó a caballos con gusanos los cuales fueron mucho más tarde identificados como **Oxyuris**. Aristóteles (350 A.C.) encontró ascáridos en perros y Columella (100 D.C.) comentó sobre ascáridos de una ternera, un nemátodo conocido ahora como **Neoascaris vitulorum**.

Desde esos datos hasta el siglo XIX hay poca información sobre nemátodos en animales domésticos. Albertus Magnus (1200 D.C.) describió un gusano en un halcón. Caesalpinus (1600 D.C.) descubrió el "gusano del riñón" (**Diectophyme renale**) en un perro; este nemátodo es uno de los más grandes y causa sorpresa que no fuera descubierto antes, pero conviene recordar que la disección de animales no se comenzó a practicar sino hasta más tarde.

Dos de los descubrimientos más importantes en el campo veterinario son los de Leidy (1846) quien encontró **Trichinella spiralis** en las fibras musculares de un cerdo y el de Virchow (1859) quien demostró la transmisión del nemátodo de la rata al cerdo. Virchow, Herbst y Leukart se dieron cuenta de la importancia de la triquinosis para el hombre y esa preocupación resultó en el comienzo de la inspección sanitaria de la carne.

La primera información de nemátodos de vida libre proviene de Borellus (1656) quien observó los "gusanos del vinagre" los cuales en una época estaban frecuentemente presentes en vinagres. Durante los años siguientes, Power, Hooke, Leeuwenhoek, y otros primeros microscopistas también encontraron esta especie, identificada posteriormente como **Anguillula aceti = Turbatrix aceti**.

La fitonematología es una ciencia joven que se ha desarrollado en los últimos 70 años. La primera cita específica de un nemátodo fitoparásito viene de Europa y está estrechamente relacionada con el descubrimiento del microscopio. Turbeviii Needham (1743) fue el primero en demostrar que **Vibrio tritici = Anguina tritici** era la causa de las agallas en trigo. Needham extrajo de un grano de trigo lo que aparentemente era una masa de fibras inmóviles, sin embargo, cuando las humedeció, las fibras empezaron a moverse. Needham había descubierto el nemátodo del trigo y las "fibras" eran juveniles de segundo estado latentes. Linnó (1767), Scópoli (1777) y Steinbuck (1799) observaron la misma especie y anotaron que atacaba otros cereales.

Casi un siglo después, Berkeley (1855) observó "vibrios" presentes en agallas de raíces de pepino en un invernadero en Inglaterra. En 1879, Cornú les dio el nombre de **Anguillula marioni**, hoy día, nemátodos del género **Meloidogyne**.

Aunque Julius Kuhn (1857) fue el primero en mencionar lo que conocemos hoy como el nemátodo de los bulbos **Ditylenchus dipsaci**, él es más conocido por su trabajo sobre el control del nemátodo de la remolacha azucarera en Alemania. Él y sus colegas usaron disulfuro de carbono como fumigante del suelo en 1871, pero posteriormente determinó que la rotación de cultivos era la manera más económica de controlar esta plaga. Schacht (1859) atribuyó la enfermedad de la remolacha azucarera a un nemátodo, pero fue Schmidt (1871) quien primero lo nombró **Heterodera schactii**. Un estudio detallado de la morfología de este nemátodo, el primero que se hace de una especie fitoparásita, fue realizado por Strubell en 1888. Bastian, como resultado de sus estudios en ciertas áreas limitadas de Inglaterra, pudo describir cien (100) especies nuevas pertenecientes a 30 géneros de los cuales 23 eran nuevos. Con su MONOGRAPH OF THE ANGUILLULIDAE (1866) se inicia la ciencia de la nematología ya que él presentó por primera vez las posibilidades de recolectar intensivamente nemátodos tanto del suelo como de los tejidos vegetales y de agua salada y dulce.

Butschli nos dio las primeras descripciones detalladas de la morfología de los nemátodos de vida libre y señaló muchas de las características que son usadas hoy en día para diferenciar géneros y especies. También él es responsable, junto con Bastian, de establecer los principios sobre los cuales se fundó la nematología.

Otro clásico de la nematología es la monografía de J.G. de Man (1884) DIE EINHEIMSCHEN, FREI IN DER REINEN ERDE UND IM SUSSEN-WASSER LEBENDEN NEMATODEN DER NEIDERLANDISCHEN FAUNA que hasta hoy día permanece como una de las publicaciones fundamentales sobre el tema. Creó las hoy llamadas "Fórmulas de deMan" para expresar las medidas de los nemátodos. Otros importantes trabajos en Europa influyen aquellos realizados por Marcinowski (1909), Micoletzky (1922), Fiiipjev (1934), T. Goodey (1933, 1951) y Goffart (1951).

En Inglaterra, T. Goodey publicó su primer trabajo sobre nemátodos en 1922. En su libro agrupó información relacionada con todos los nemátodos fitoparásitos conocidos para esa fecha. Este libro constituyó un paso importante en la dirección de educar a los fitopatólogos, agrónomos y otros trabajadores agrícolas sobre el papel que juegan los nemátodos fitoparásitos en los cultivos. En 1951 publicó otro libro, SOIL AND FRESH WATER NEMATODES. En 1953 se formó la Sociedad Europea de Nematólogos (ESN).

Los primeros nemátodos fitoparásitos observados en los EEUU fueron los nemátodos agalladores, **Meloidogyne** spp., según informe de May en 1888. Este trabajo fue seguido rápidamente por los de Atkinson (1889) en Alabama, Neal (1889) en Florida, Haistead (1891) en New Jersey y Stone & Smith (1898) en Massachusetts.

Sin embargo, fue N.A. Cobb, quien inició su carrera en el Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA) en 1907, a quien le debemos el desarrollo y establecimiento de la ciencia de la nematología en ese país. Sus extensivas publicaciones en taxonomía y técnicas han ejercido una influencia profunda a nivel mundial. Demostró la presencia de fasmídios, deirídios, anfídios y papilas cefálicas en los Tylenchidas. Asociado con Cobb durante esos años estuvo W.E. Chambers, artista y microscopista. De sus manos talentosas la nematología recibió las ilustraciones más perfectas de los nemátodos que jamás han sido realizadas.

Siguiendo Cobb en 1932, G. Steiner dirigió el trabajo de lo que ahora es la Sección de Nematología USDA. Especialmente notables han sido los libros publicados por Chitwood y Chitwood (1937, 1950), Christie (1959), Sasser & Jenkins (1960), Tarjan (1960) y Thorne (1961).

El descubrimiento de Taylor (1933) de que el nemátodo agallador podía reproducirse sin machos en cultivos asépticos de raíces, seguido por el trabajo de Christie (1936) sobre el desarrollo de las agallas producidas por este nemátodo, estimularon importantes investigaciones en muchas otras especies. El descubrimiento del nemátodo dorado en Long Island, New York (1941) y el comienzo de la muerte lenta de los cítricos en Florida intensificaron la preocupación en los EEUU por el papel de los nemátodos en la agricultura. El descubrimiento de una mezcla de dicloropropeno-dicloropropano (DD) por Carter (1943) inició el comienzo de la fumigación del suelo. En 1945 Christie anunció la efectividad del dibromuro de etileno (EDB) como nematocida.

Razas de **Meloidogyne** fueron descritas por primera vez por Christie & Aibin (1944) y la revisión de este género por Chitwood (1949) trajo una estabilidad taxonómica en el grupo.

Atención fue dada por Christie y Perry (1951) al papel de las especies de nemátodos ectoparásitos. El primer departamento de Nematología en una Universidad fue establecido en la Universidad de California en 1953.

Una nueva revista, NEMATOLOGICA, inició su publicación en 1956 y fue la primera revista dedicada principalmente a los trabajos de fitonematología. Aunque algunas revistas en EEUU y en otros países habían publicado anteriormente trabajos originales de investigación en este campo. Nematológica constituyó una fuente adicional de publicaciones específicas al tema. Nematológica es publicada en Holanda.

En 1958, por primera vez, se demostró que un nemátodo fitoparásito actuaba como vector para una enfermedad virosa de las plantas. Aunque varios investigadores habían intentado demostrar esta relación con anterioridad, no fue sino en 1958 que Hewitt, Raski y Goheen, sin duda alguna, comprobaron que **Xiphinema index** era el vector de la enfermedad virosa de la vid "Hoja abanico". Antes de esta fecha había sido demostrado que la presencia de nemátodos era capaz de incrementar la severidad de ciertas enfermedades fungosas y bacterianas, pero una relación tan estrecha nunca había sido señalada.

En 1961 se formó la Sociedad Americana de Nematólogos (SON) cuya publicación oficial es la revista *Journal of Nematology* la cual apareció por primera vez en 1969.

La organización de Nematólogos de los Trópicos Americanos (ONTA-OTAN) fue fundada en 1968 y desde 1971 tiene como publicación oficial *Nematrónica*.

INTERRELACIONES DE LOS NEMÁTODOS CON OTROS ORGANISMOS PRODUCTORES DE ENFERMEDADES

Uno de los descubrimientos más importantes en nematología y fitopatología, ha sido la demostración de las muchas interacciones existentes entre los nemátodos y otros organismos patógenos que viven en el suelo, incluyendo hongos, bacterias y virus, como causantes de enfermedades en las plantas. Se ha comprobado experimentalmente que ciertos nemátodos patógenos acrecientan el desarrollo de enfermedades que causan los hongos y las bacterias, en plantas que comúnmente son resistentes a ella. Ejemplos específicos de esto son las variedades de tabaco resistentes al hongo que produce la enfermedad conocida como peciolo negro, **Phytophthora parasítica** var. **nicotianae** y el marchitamiento bacteriano, causado por **Pseudomonas solanacearum** y las variedades de algodón y tomate resistentes a los marchitamientos debidos a **Fusarium**, interaccionando con los nemátodos formadores de agallas del género **Meloidogyne**.

Aunque se han emitido varias teorías sobre la función que tienen los nemátodos, aún no se han dilucidado por completo; se piensa que la infección causada por un patógeno puede alterar la respuesta de la planta huésped frente a su acción como a infecciones subsiguientes causadas por otro o por el mismo patógeno. Muchas veces estas combinaciones causan un daño aditivo, pudiendo romperse la resistencia de la planta o producir síntomas diferentes a los generalmente producidos por un organismo solo.

Los investigadores que trabajan en el área a menudo utilizan una serie de términos, tales como: asociaciones, complejo, complejo enfermedad, interacción etc.. De cualquier forma en una "enfermedad compleja" están involucrados dos o más factores y cada uno de ellos son esenciales para el desarrollo de la enfermedad. Los nemátodos fitoparasíticos juegan un importante papel en varias enfermedades complejas y una de las labores del nematólogo es reconocer estos problemas en colaboración con virólogos, micólogos y bacteriólogos.

INTERACCION NEMÁTODOS-HONGOS

En 1892, Atkinson fue el primero en reportar la interacción entre nemátodos y hongos. Escribió que aunque **Meloidogyne** y **Fusarium** causan enfermedades distintas en algodón, había mucho más daño en la plantación cuando los dos organismos estaban presentes en el suelo. Esta interrelación es también importante en otros cultivos como tabaco y tomate. En Ecuador, variedades resistentes a la marchitez por **Fusarium** han mostrado susceptibilidad debido a la presencia de nemátodos.

Hoy en día algunas casas comerciales están desarrollando híbridos de tomate resistentes a **Fusarium** y nemátodos, lo cual representa una excelente alternativa para el control de esta enfermedad en el caso que exista en el campo esta interacción. Enfermedades causadas por **Fusarium** en otros cultivos son influenciadas también por otros nemátodos. Entre estas

enfermedades están la Fusariosis en banano y **Radopholus similis**, marchitez en tabaco y **Tylenchorhynchus claytoni**, podredumbre radical de los cítricos y **Tylenchulus semipenetrans**. Una interacción interesante de hongo-nemátodo es el de una enfermedad en trigo causada por el hongo **Dilospora alopecuri** asociado con el nemátodo **Anguina tritici**. Las esporas del hongo se adhieren a los juveniles del nemátodo y son transportadas hasta los primordios florales donde se produce la enfermedad.

Además de los mencionados existen innumerables complejos, donde casi siempre están involucradas especies de **Meloidogyne**; entre otras: **Meloidogyne** con **Verticillium**, **Alternaria**, **Rhizoctonia**, **Helminthosporium**, **Pythium**, **Curvularia**, **Botrytis**, **Aspergillus** y **Penicillium**.

En Ecuador a finales de la década de los ochenta se determinó que el causante de la muerte de los durazneros en algunos sectores de la Colonia Tovar, era causada por una interacción **Meloidogyne incognita**, **M. javanica** y los hongos **Fusarium**, **Phytophthora** y **Phoma**.

Los nemátodos en la interacción con hongos pueden actuar como a) vectores de hongos, b) productores de heridas, c) modificadores del huésped (alteración del código genético, formación de agallas) d) modificadores de la rizósfera o del sustrato.

INTERACCIONES NEMÁTODOS-BACTERIAS

En contraste con los trabajos hechos sobre interacciones de nemátodos con hongos y virus, existen pocos estudios relacionados con la interacción nemátodos-bacterias. Aparentemente el primer trabajo publicado sobre este tema es el de Hunger, quien en 1901 demostró que las plantas de tomate fueron atacadas fácilmente por **Pseudomonas solanacearum** en suelo infestado con nemátodos, pero permanecieron sanas en suelos libres de éstos. Se conoce también que **A. tritici** actúa como vector de un patógeno del trigo como lo es **Corynebacterium tritici**. Otro importante reporte es el que afirma que en presencia del nemátodo **Pratylenchus penetrans**, bacterias generalmente no dañinas causan daños a raíces de manzano.

Por qué hay pocos casos conocidos de asociaciones entre nemátodos y bacterias?

- a. Existen pocas bacterias patógenas en comparación con hongos y virus.
- b. Muchas bacterias son patógenas de la parte aérea de las plantas, generalmente diseminadas por la lluvia y en la mayoría de los casos son inaccesibles a los nemátodos.
- c. Relativamente pocas enfermedades bacterianas han sido estudiadas pensando en posibles asociaciones con nemátodos.

Todos los nemátodos están físicamente adaptados para esta interacción, ya que ambos requieren de un medio acuoso para su actividad y crecimiento. En la naturaleza todos los nemátodos están contaminados con bacterias actuando como vectores, aunque la mayoría de los organismos que llevan no son causantes de enfermedades en plantas. Todos los nemátodos fitoparásitos perforan las células vegetales para alimentarse y así pueden actuar como inoculantes, pero la microperforación hecha por el estilete no es el tipo de herida que favorece la entrada de la bacteria, las cuales penetran más fácilmente por heridas grandes. Los ectoparásitos por esta razón están más adaptados para transmitir virus y los endoparásitos en la diseminación de las bacterias.

INTERACCIONES NEMÁTODOS-VIRUS

El complejo nemátodo-virus es un descubrimiento relativamente nuevo. Por mucho tiempo hemos tenido conocimiento de que ciertos virus son transmitidos a través del suelo; persisten de alguna manera en el mismo por períodos considerables sin un hospedero o vector conocido. No son transmitidos por contacto directo de las raíces entre plantas sanas y enfermas y su subsistencia durante el invierno a bajas temperaturas no ocurre solamente en plantas hospederas que actúan como reservorios sino también en otras formas. Harrison define los virus transmitidos a través del suelo (soil borne virus) como virus con un método natural de disseminación subterránea que no depende solamente del contacto entre tejidos de plantas infectadas y plantas sanas.

Alien en 1948 hizo pruebas para verificar la posibilidad de transmisión de la enfermedad “vena grande” de la lechuga, pero falló debido a que el virus no era del tipo transmitido por nemátodos. McKinney y sus colegas también consideraron la posibilidad de transmisión del mosaico del trigo por nemátodos pero no fue sino en 1958 que Hewitt, Raski y Goheen sin duda alguna comprobaron que **Xiphinema index** era el vector de la enfermedad virosa de la uva “hoja abanico” (grape fanleaf). Hasta ahora solamente especies de los género **Xiphinema**, **Longidorus**, **Paralongidorus**, **Trichodorus** y **Paratrichodorus** han sido citados como vectores.

Todos los nemátodos involucrados en la transmisión de virus pertenecen al Orden DORYLAIMIDA de la Clase ADENOPHOREA. Así todos tienen en común el esófago en forma de botella y glándulas que descargan en conductos cortos en el lumen del esófago. No se sabe si el tipo de esófago y estas glándulas son importantes en la transmisión. **Xiphinema**, **Longidorus** y **Paralongidorus** tienen estiletes huecos desarrollados de un diente axial y al contrario, especies de **Trichodorus** y **Paratrichodorus** tienen estiletes sólidos, desarrollados de un diente parietal.

Los virus transmitidos por nemátodos pueden ser divididos en dos grupos basados en la forma de las partículas. **Xiphinema**, **Longidorus** y **Paralongidorus** transmiten los virus “mancha anula” (Ring Spot Virus), de forma polihédrica, llamados virus "NEPO"; palabra derivada de virus transmitido por Nemátodos y partículas Polihédricas. Especies de **Trichodorus** y **Paratrichodorus** transmiten los virus 'Moteado' (Rattie Virus), llamados virus "NETU", de virus transmitido por Nemátodos y partículas Tubulares. En 1971 el nombre de los virus "NETU" fue cambiado a virus "TOBRA"; nombre proveniente del grupo de virus "Tobacco Rattle". A partir de 1974 este grupo de virus aparece en casi toda la literatura especializada con esta nueva designación.

ADQUISICION E INOCULACION

Los períodos mínimos citados para la adquisición del virus de una planta y la transmisión a otras plantas se refieren al período de contacto y no al período de alimentación del nemátodo. El período o tiempo de adquisición es el tiempo mínimo necesario para que el nemátodo tenga contacto con la fuente del virus para llegar a ser virulífero. El tiempo de inoculación es el tiempo mínimo que un nemátodo virulífero necesita estar en contacto con una planta sana para transmitir el virus. El tiempo de adquisición puede variar de 1 a 24 h o más y el tiempo de inoculación varía de menos de 24 h a varios días. Los resultados de estos experimentos están influenciados en muchos casos por la eficiencia de los nemátodos para encontrar las raíces de las plantas, el número de nemátodos usados

inicialmente, la temperatura, el tipo de suelo, otros factores ambientales y por el comportamiento intermitente de alimentación de muchas especies.

TRANSMISION POR DIFERENTES ESTADOS DEL NEMÁTODO

En los estudios realizados hasta ahora, todos los estados del nemátodo (Juveniles de segundo, tercero, cuarto estado, machos y hembras) pueden transmitir el virus, aunque un estado u otro puede ser más eficiente.

PERSISTENCIA DEL VIRUS EN EL NEMATODO

El virus puede persistir por largos períodos dentro del cuerpo del nemátodo y este período puede exceder la longevidad 'in vitro' del virus en la savia de la planta. Por ejemplo, en savia de **Chenopodium** a 18-20 grados centígrados el virus de la 'hoja abanico de la vid' (grape fanleaf) retiene su estado infectivo por 10-20 días, pero el virus puede persistir en su vector **X. index** hasta 8 meses. **X. americanum** puede transmitir la mancha anular del tabaco (tobacco ring spot) después de 49 semanas. Por lo general, el período de persistencia es de aproximadamente 3 meses para los virus transmitidos por **Longidorus**, mientras que se reportan duraciones de casi un año en **Trichodorus** y **Paratrichodorus**. Esta persistencia se mantiene en el nemátodo aún cuando éste se alimenta de plantas inmunes al virus o no se alimenta.

TRANSMISION A TRAVES DE LOS HUEVOS

A pesar de la larga persistencia del virus en el nemátodo, la transmisión del virus a través de los huevos del nemátodo no ha sido demostrada hasta ahora. Tampoco el virus es retenido a través de las mudas.

ESPECIFICIDAD DE LA TRANSMISION

Aunque los virus NEPO no similares puedan tener una misma especie vectora, la evidencia sugiere que líneas de un solo virus que difieren serológicamente requieren diferentes especies del mismo género para su transmisión. Por ejemplo mientras que **X. diversicaudatum** transmite el mosaico árabe (arabis mosaic) y la mancha anular latente del fresa (strawberry latent ring spot), no transmite la hoja abanico de la vid (grape fanleaf), una línea del mosaico árabe, la cual es transmitida por **X. index**. También líneas de virus que muestran solamente pequeñas diferencias serológicas pero son separables en cuanto a su rango de hospederos, no necesariamente tienen diferentes vectores. **X. americanum** puede transmitir la línea tipo y otra línea serológicamente separable de la mancha anular del tomate (tomato ring spot).

Dos líneas del virus de la mancha anular del tabaco (tobacco ring spot), serológicamente diferentes, fueron transmitidas con un solo espécimen de **X. americanum**. **L. elongatus** transmite la línea inglesa de la mancha anular de la frambuesa (raspberry ring spot) casi tan eficientemente como la línea escocesa, pero transmite solo ocasionalmente las líneas inglesa y alemana de la mancha anular negra del tomate (tomato black ring virus). En cuanto a los TOBRA-virus, las líneas americana y europea del rayado y encrespamiento del tabaco (tobacco rattle virus) son serológicamente diferentes y son transmitidos por diferentes especies de **Trichodorus** y **Paratrichodorus**, sin

embargo muchas líneas del rayado y encrespamiento del tabaco, son transmitidas por más de una especie y también una sola especie de **Paratrichodorus** puede transmitir más de una línea. No obstante **P. pachydermus** muestra una especificidad en su transmisión.

Para que el virus se transmita, las partículas del mismo tienen que asociarse con y luego desprenderse de, algún sitio en el cuerpo del nemátodo. Se sabe que la superficie de la partícula de virus juega un papel crítico, sin embargo, no se sabe si la superficie del nemátodo es el otro componente únicamente necesario, o si algunas sustancias están involucradas también. Si las dos superficies son los únicos factores a ser considerados, la asociación y el desprendimiento puede deberse a una sencilla acción mecánica, o quizás, a un proceso más complejo basado en la posición de los átomos de las dos superficies. No se puede excluir la posibilidad de que el sistema tenga otros componentes y es importante señalar que las partículas de virus que recubren el lumen de la faringe o el esófago parecen estar separadas de estas estructuras por una capa de material translúcido a los electrones, posiblemente de naturaleza mucosa.

El desprendimiento del virus del sitio de retención ocurre cuando la saliva pasa del nemátodo a la planta, tal vez debido a que el pH o las condiciones iónicas cambian en ese momento o porque hay algún efecto enzimático de la saliva en la superficie del nemátodo o en la del virus, o en las sustancias que unen las partículas del virus al nemátodo. El desprendimiento no es rápido. Los virus pueden persistir por semanas en sus vectores y algunos pueden ser transmitidos a varias plantas en serie cuando los nemátodos son transferidos de una planta a otra cada día.

MECANISMO DE TRANSMISION Y SITIO DEL VIRUS EN EL CUERPO DEL NEMATODO

Algunos investigadores sugieren que las partículas de éstos virus son adsorbidas, selectivamente y específicamente, en la pared interna del esófago que sirve de guía al estilete durante el paso de la savia, mientras que otros virus tales como el mosaico árabe y la mancha anular latente del fresal, los cuales son ingeridos, pero no normalmente transmitidos por **L. elongatus**, pasan con la savia al intestino. Partículas del rayado y encrespamiento del tabaco también han sido encontradas en asociación con la cutícula que recubre el lumen de la faringe y el esófago de **P. pachydermus**, lo cual sugiere otra vez un mecanismo físico pero específico, de retención del virus.

La información que se tiene hasta ahora indica que aparentemente el virus no se multiplica en el nemátodo. Tampoco pasa a través de la pared del intestino o del pseudoceloma. Nunca se han encontrado partículas de los virus que atacan las plantas dentro de las células de un nemátodo.

SINTOMATOLOGIA

Los nemátodos fitoparásitos se pueden clasificar en distintos grupos según el tipo de parasitismo. Existen los nemátodos ectoparásitos (**Xiphinema**, **Trichodorus**, **Belonolaimus**, **Criconemella**) que solo introducen el estilete en la zona cortical de la raíz, llegando en raras ocasiones a afectar la zona vascular (**Xiphinema**) y todo el cuerpo permanece fuera de los tejidos; los semiendoparásitos que introducen, además del estilete la parte anterior del cuerpo dentro de la raíz (**Helicotylenchus**, **Aorolaimus**) y a veces pierden su movilidad al abultarse las hembras (**Tylenchulus**, **Rotylenchulus**); los endoparásitos migratorios que pueden penetrar completamente dentro de las

raíces y moverse inter e intracelularmente (**Radopholus**, **Pratylenchus**, **Scutellonema**, **Helicotylenchus**) o en la parte aérea (**Ditylenchus**, **Aphelenchoides**, **Rhadinaphelenchus**) y los endoparásitos sedentarios, que una vez que penetran y establecen un lugar de alimentación, se abultan y pierden la movilidad (**Meloidogyne**, **Globodera**).

La sintomatología que un ataque de nemátodos fitoparásitos causa a la planta no es específico. En la parte aérea puede causar reducción de tamaño, clorosis, síntomas de deficiencias nutricionales, malformaciones de hojas e inflorescencias, agallas, marchitez y finalmente reducción del rendimiento; en la parte radical causa lesiones, necrosis, Tajaduras de raíces y tubérculos, agallas, raíces cortas y reducción del sistema radical. Es evidente que muchos otros organismos y a veces factores abióticos pueden causar esto, por lo tanto, solamente un análisis nematológico de suelo, raíces y a veces órganos de la parte aérea, podrán establecer si algún nemátodo fitoparásito puede estar asociado con la sintomatología. La sintomatología se detallará para cada caso nemátodo- huésped posteriormente en la sección de problemas nematológicos.

PRINCIPALES PROBLEMAS NEMATOLOGICOS EN CULTIVOS 1. HORTALIZAS

Los nemátodos más importantes de las hortalizas son especies de **Meloidogyne** además de **Rotylenchulus reniformis** y otros pocos fitoparásitos, que ocasionalmente, pueden causar problemas en estos cultivos. Las principales especies de **Meloidogyne** son: **M. incognita**, **M. arenaria**, **M. hapla** y **M. javanica**. En el cuadro 1. se observan la mayoría de las hortalizas cultivadas en el trópico y subtropical, las especies de **Meloidogyne** asociadas y su importancia económica.

La presencia de agallas en las raíces, es el síntoma principal causado por la acción parasitaria de **Meloidogyne**, de esta forma las plantas ven limitadas sus funciones normales y, en la parte aérea se aprecia marchitez, enanismo y clorosis; los rendimientos disminuyen. Cuando la parte comercial es afectada, como en el caso de zanahoria y remolacha, las pérdidas, además de cuantitativas, son cualitativas. La temperatura no afecta mayormente a **M. incognita**, **M. javanica** y **M. aronaria** los cuales se encuentran en todas las zonas tropicales y subtropicales de producción. **M. hapla** requiere temperaturas frescas. Los suelos ideales para estos nemátodos, son los suelos ideales para el crecimiento de las hortalizas, es decir suelos francos con buena aireación y retención de humedad; el pH no los afecta mayormente. Sin embargo, los síntomas se manifiestan con mayor severidad en cultivos creciendo en suelos arenosos.

Uno de los principales problemas que encontramos al aplicar medidas de control para este nemátodo es la existencia de razas, **M. incognita** tiene cuatro y **M. arenaria** dos, además, muchas poblaciones están compuestas por más de una especie y/o raza. La correcta identificación de especies y razas permitirá la selección adecuada de cultivares resistentes o tolerantes.

Estos nemátodos sobreviven de un ciclo a otro de cultivo en las malezas que quedan en el campo y se diseminan a otros campos a través del agua de riego, viento, suelo adherido a los animales e implementos agrícolas, además de material de trasplante infectado.

Las pérdidas de rendimiento causadas por ataques de **Meloidogyne** sp. oscilan entre 17 y 20% en berenjena, 18 y 33% en melón y 24 y 38% en tomate. Las pérdidas, causadas por **M. incognita**,

específicamente, oscilan entre 30 y 60% en berenjena y 50% en melón. Utilizando tratamientos nematocidas, se obtienen incrementos de 128, 180, 507 y 1175% en el rendimiento de vainita, calabaza, okra y pepino respectivamente. Sin embargo, a nivel de campo, las pérdidas son difíciles de ponderar, ya que junto al ataque de **Meloidogyne**, actúan hongos, bacterias, virus, insectos y otros nemátodos; esta situación es muy común en los países tropicales y subtropicales. Aunado a esto, muchas veces, las plantas son infectadas por nemátodos en el semillero y frecuentemente, a esta población, se añade la del campo; en estos casos las pérdidas son prácticamente totales.

El nivel de tolerancia para **M. incognita** en los cultivos del pimentón, coliflor, melón, pimiento, berenjena, lechuga, tomate y patilla es de 65, 150-1000, 20, 39, 5.4, 60, 2-100, y 2-50 juveniles de segundo estado del nemátodo (J2)/100 cc de suelo respectivamente y para **M. arenaria** en tomate y patilla es de 2- 100 y 2-50 J2/100 cc de suelo respectivamente.

La mayoría de los principales problemas nematológicos en estos cultivos son causados por el nemátodo agallador **Meloidogyne** spp. La primera cita de un nemátodo con estas características la realizó Fernández en 1943, cuando señaló a **Heterodera marioni**, hoy conocido como **M. incognita** en tomate. Dao en 1962 señaló la presencia de **M. arenaria** en varios cultivos. Actualmente, **M. incognita**, causa considerables mermas en el rendimiento de muchas hortalizas, en especial tomate. El pepino, tabaco, lechuga, remolacha, auyama, melón, zanahoria, apio española, perejil, cilantro, espárrago, cebolla, pimentón y berenjena son hospederos de **Meloidogyne** spp. No se conoce la real importancia de estos nemátodos en los cultivos mencionados, sin embargo, se han podido apreciar pérdidas totales en zanahoria, pepino y auyama.

Existen varias medidas de control para combatir a estos patógenos. La principal es producir plantas sanas a nivel de semillero; plantas con ataques fuertes de **Meloidogyne** spp., generalmente no sobreviven al trasplante. La rotación de cultivos es práctica utilizada, pero para ello se deben identificar plenamente, como se mencionó anteriormente, las especies y razas del nemátodo agallador presentes. Como guía, podemos decir que las hortalizas más susceptibles son las solanáceas, cucurbitáceas y compositae, moderadamente susceptibles son consideradas las crucíferas y poco susceptibles las amarillidáceas. Al implementar este método de control es necesario controlar también las malezas ya que estos nemátodos tienen infinidad de plantas hospederas.

La incorporación de materia orgánica, reduce la densidad poblacional de los nemátodos agalladores y, además de aportar nutrientes a la planta, mejora la estructura del suelo y la retención de humedad. La limitante es, a veces, la gran cantidad que hay que utilizar.

Inundaciones por cuatro meses o siembras de arroz, han reducido las poblaciones de este nemátodo así como la solarización del terreno utilizando plástico negro o transparente. En los países tropicales, araduras frecuentes en la época seca, dejando el suelo a la plena exposición de los rayos solares reducen las poblaciones de **Meloidogyne**.

Cuadro 1: Especies de **Meloidogyne** asociadas con cultivos de hortalizas en el trópico y subtropical y relativa importancia económica.

Especie	M. arenaria	M. incognita	M. javanica	M. hapla
<i>Allium asacolonium</i>		d	d	
<i>A. cepa</i>	I		I	
<i>A. porrum</i>		d	I	
<i>A. sativum</i>		d		
<i>Amaranthus hybridus</i>		m	m	
<i>A. viridis</i>			m	
<i>Apium graveolens</i>		M	M	
<i>Basella alba</i>		m	m	
<i>Beta vulgaris</i>	I			I
<i>Brassica chinensis</i>		m		
<i>B. nigra</i>	d			
<i>B. oleracea v. acephala</i>			d	
<i>B. oleracea v. botrytis</i>	I		I	
<i>B. oleracea v. capitata</i>	I	I	I	I
<i>Capsicum annum</i>	I	m		
<i>C. frutescens</i>	I	m		
<i>Celosia argentea</i>	I	m	m	
<i>Citruillus vulgaris</i>	M	M	M	
<i>Cucumis melo</i>	I	M	M	
<i>C. sativus</i>	M	M	M	
<i>Cucurbita maxima</i>	M	M	M	
<i>C. pepo</i>	M	M	M	
<i>Daucus carota</i>	I	M	M	I
<i>Lactuca sativa</i>	I	M	M	d
<i>Lagenaria siceraria</i>	m		M	
<i>L. vulgaris</i>	m	M	M	
<i>Luffa cylindrica</i>		M	M	
<i>Lycopersicon esculentum</i>	M	M	M	
<i>Momordica charantia</i>		d		
<i>Petroselinum crispum</i>	I	M	I	
<i>Sechium edule</i>			M	
<i>Solanum melongena</i>	M	M	M	

M = muy importante

m = moderadamente importante

I = importancia limitada a ciertas áreas

d = importancia desconocida

Tomado de Netscher y Sikora, 1990.

El control químico es utilizado en algunos países productores de hortalizas. Se señalan a los nematicidas fumigantes como los más efectivos, sin embargo, son muy costosos y contaminantes y deben ser utilizados bajo condiciones muy controladas y supervisión técnica especializada. Los nematicidas granulados sistémicos y de contacto pueden ser también aplicados, sin embargo, su eficacia, aún siendo alta, es menor a la que se obtiene con los fumigantes. Su costo es igualmente muy elevado y lo corto del ciclo de la mayoría de las hortalizas impide utilizar sistémicos con plantas ya establecidas en campo.

Indudablemente, el mejor método de control del nemátodo agallador **Meloidogyne** spp. es la utilización de cultivares resistentes. En el cuadro 2 se presenta una lista de cultivares reportados como resistentes a las principales especies de este nemátodo.

Nuevamente se recuerda que hasta tanto no se realicen las pruebas pertinentes, no se deben recomendar localmente las variedades que en la literatura aparecen como resistentes a uno u otro nemátodo, ya que, a veces, no se menciona la raza a la cual la variedad es resistente. Asimismo dentro de una misma raza pueden existir variaciones, dependiendo de la zona de procedencia del nemátodo y del hospedero.

Otro nemátodo importante, en el cultivo de las hortalizas, es **R. reniformis** el cual, muchas veces, pasa desapercibido ya que actúa conjuntamente con **Meloidogyne** spp.

Las plantas afectadas muestran síntomas de enanismo. Se observan las raíces necrosadas en su parte cortical y clorosis en las hojas; el rendimiento es reducido. Cien nemátodos/planta de tomate, son capaces de reducir el rendimiento. Controlándolo con nematicidas granulados, el rendimiento en okra, tomate, lechuga y calabacín, aumenta 19, 15, 57 y 69% respectivamente. Como otra medida de control, la rotación de cultivos ha sido muy eficaz, se citan rotaciones con algodón, soya, maní, pimentón, sorgo, maíz, caña de azúcar, pasto pangola y otras gramíneas.

2. AJO

El nemátodo más importante en el cultivo del ajo (**Alilum sativum**) es **Ditylenchus dipsaci**, el cual presenta características endoparasíticas pudiendo afectar tanto las hojas como los bulbos. Sus efectos devastadores sobre el cultivo, son conocidos desde 1855.

Está presente en prácticamente todo el mundo atacando, además del ajo, muchas especies que poseen bulbos, ornamentales básicamente y también que no poseen bulbo: papa, alfalfa, maíz, avena, fresa, remolacha azucarera y centeno. **D. dipsaci**, invade a las plantas penetrando por los estomas de las hojas o directamente en el bulbo; no ataca las raíces. El nemátodo coloniza el tejido parenquimatoso, en el cual se alimenta y reproduce, causando cavidades en los tejidos. Los síntomas típicos del ataque del nemátodo son hinchazones en la parte basal de las hojas, enanismo de las plantas, distorsión de las hojas producida por hipertrofia e hiperplasia de las células. El follaje presenta color amarillento y luego se seca, el bulbo es de tamaño reducido y el tejido interno es de aspecto esponjoso y harinoso. Los 'dientes' se tornan de color canela debido a las pudriciones y pierden completamente su valor comercial.

D. dipsaci es un nemátodo muy agresivo, poblaciones <0,1 individuo/cc de suelo causan graves daños, y la pérdida completa de la plantación es causada por 1 individuo/cc de suelo. Las condiciones ideales para el nemátodo, son alta humedad y temperatura entre 15 y 20 °C. Condiciones de baja humedad y temperaturas menores de 10 °C o mayores de 22 °C son desfavorables para el fitoparásito.

Cuadro 2: Cultivares de hortalizas resistentes a **Meloidogyne** spp.

Cultivo	M. incognita	M. javanica	M. aronaria
Melón Edisto		MR	
Honey Rock		R	
Perlita			R
Patilla			
Dixie Queen		R	
Berenjena			
Black Beauty	mR,		MR, S
Vijaya	mR		
Banaras Giant	mR		
Pusa Purple V	T		
Pimentn			
All big	mR		
Black indica	R		
California Wonder		R	
Eariy Cal. Wonder	S	mR	S
Naharia	R	R	R
Pant Cl	R		
Tomate			
Aliround	R		
Anahu	R	R	
Atkinson	R	R	R
Calmart	R	R	
Florida	R	R	
Hawaiian Cross	R	R	
Healani	R	R	
Kalohi	R	R	
Kewalo C	R	R	
Manalucie K	R	R	R
Marsol	R	R	R
Nemacross	R		
Nemared	R	R	
Nematex	R	R	R
NVFC	R		
NFVR	R		
Patriot	MR	MR	
Peto 662 VFN	R		

Piersol	R	R	R
Rossol	R	R	R
VFN 8	R	R	R

MR = muy resistente mR = moderadamente resistente

R = resistente T = tolerante S = susceptible

En caso de que el nemátodo no consiga las condiciones adecuadas, los juveniles de cuarto estado pueden sobrevivir en estado de anabiosis por muchos años, tanto en el suelo como en los 'dientes' utilizados como semilla. Cuando está presente en estos órganos de propagación, puede diseminarse a largas distancias. A cortas distancias es diseminado por el agua de riego, sobre todo por aspersión, al crearse una película de agua sobre las hojas y al haber contacto directo entre las plantas. Hasta la fecha se conocen 25 razas fisiológicas del nemátodo, separables por la preferencia a ciertos hospederos.

En cuanto a las medidas de control, estas deben ser preventivas básicamente. Deben utilizarse 'semillas' sanas; generalmente el nemátodo está presente en 'dientes' blandos fácilmente ubicables, sin embargo, muchas veces se encuentra también en 'dientes' duros, por lo tanto, la única forma de saber si está presente, es a través de análisis nematológicos del material. No existen variedades resistentes. Se han realizado muchos ensayos de control químico, tanto al material de siembra como a nivel de campo fueron realizados, sin embargo, tanto los tratamientos a las semillas con agua caliente, como con productos nematicidas, reducen las poblaciones iniciales, pero no eliminan al nemátodo.

Asimismo a nivel de campo, se logran incrementos en el rendimiento al utilizar nematicidas o desinfectantes de suelo como bromuro de metilo. Actualmente, con el elevado costo de estos productos, se sugiere no sembrar en aquellos campos donde se detecte la presencia del nemátodo y menos aún utilizar 'semilla' infectada, sobre todo en zonas libres de **D. dipsaci**. Aunado a esto y considerando que la población crítica del nemátodo para el cultivo es tan baja, como se señaló anteriormente, intervenciones con nematicidas, pueden resultar totalmente infructuosas. Se sugiere rotar con cultivos no hospederos por tres años y, solamente cada cuatro, sembrar ajo.

3. LEGUMINOSAS

Muchos nemátodos fitoparásitos están asociados con cultivos de leguminosas, sin embargo, pocas especies pueden causar reducciones de rendimiento y son capaces de completar su ciclo biológico en este tipo de plantas. Cuando leguminosas alimenticias son cultivadas en zonas semi áridas o en zonas que no tienen disponibilidad de riego, los nemátodos causan graves daños y drásticas reducciones en el rendimiento. La acción trófica de estos parásitos induce desórdenes vasculares y, la capacidad de penetración de las raíces en el perfil del suelo es reducida, incrementándose el impacto negativo del stress hídrico.

3. 1. Frijol

Muchas son las especies de nemátodos fitoparásitos capaces de afectar negativamente al cultivo del frijol (**Phaseolus vulgaris**), sin embargo los más importantes son especies del género

Meloidogyne, **M. incognita** y **M. javanica** son las más comunes en el cultivo del frijol en América, Asia y África. Probablemente no existan países tropicales y subtropicales donde se cultive el rubro, que no presenten problemas causados por estos parásitos.

Los síntomas, que el ataque de **Meloidogyne** spp. causa en la parte aérea de la planta, es similar al que causa este tipo de nemátodo en otros cultivos. La paralización del crecimiento, marchitez en climas secos, síntomas de deficiencias nutricionales, aún cuando los nutrientes abundan en el suelo y finalmente reducción del rendimiento, son muy comunes. En Kenia, los nemátodos agalladores, son responsables de reducciones en el rendimiento de hasta 60%. En las raíces, no siempre las agallas son visibles; a veces son indetectables. **M. incognita** es capaz, además, de reducir la cantidad de nódulos bacterianos y puede incrementar la severidad del ataque del hongo **Macrophomina phaseolina**.

En Ecuador, la presencia de nemátodos agalladores en el cultivo es muy frecuente, siendo las especies **M. incognita** y **M. javanica** las más importantes. Estos nemátodos producen agallamientos y deformaciones en el sistema radical, reducciones de crecimiento y amarillamiento del follaje. Las pérdidas en rendimiento pueden ser considerables. A nivel de umbráculo se comprobó que **M. incognita** causa graves reducciones de rendimiento en la variedad Tenerife. Algunos autores comparan, en importancia, a estos organismos, con enfermedades tales como pudriciones radicales, roya, bacteriosis y enfermedades virales. Entre las medidas de control se cita la utilización de variedades resistentes, control químico y solarización.

3.2. Cauquí

Igual que para el cultivo del frijol, los nemátodos agalladores del género **Meloidogyne** son muy importantes, siendo **M. incognita** y **M. javanica** las especies más patogénicas y más difundidas mundialmente en el cultivo del cauquí (**Vigna unguiculata**). **M. incognita** causa pérdidas entre 5 y 10% en el cultivo en Georgia (EEUU). En invernadero se determinó que el límite de tolerancia del cauquí, para este nemátodo, era de 100 juveniles/500 g de suelo y, los síntomas visuales ocurren a partir de 1 000 juveniles/500 g de suelo. Como medida de control se señala a la rotación de cultivos con gramíneas o con **Crotalaria spectabilis**. La utilización del mismo follaje del cauquí, incorporado al suelo, ha sido efectiva en la reducción de las poblaciones. Se ha demostrado también, que poblaciones de **M. javanica** son reducidas cuando el cauquí se siembra asociado con maíz. Enmiendas orgánicas pueden ser también eficientes en el control de los nemátodos agalladores en el cultivo. El uso de variedades resistentes es más eficiente que el uso de nematicidas en el control de nemátodos agalladores, se afirma incluso, que el uso de agroquímicos es antieconómico.

4. RAICES Y TUBERCULOS

4.1. Papa

Los nemátodos de mayor importancia en el cultivo de la papa (**Solanum tuberosum**) son: **Globodera** spp., **Meloidogyne** spp., **N. aberrans**, **Ditylenchus** spp. y **Pratylenchus** spp. Actualmente, en el mundo, se conocen dos especies de **Globodera** y ambas, a veces conjuntamente, afectan al cultivo; **G. rostochiensis** y **G. pallida**. Estos nemátodos están diseminados en las áreas productoras de papa de países tropicales, subtropicales y templados. Estos

nemátodos formadores de quiste, probablemente son originarios de los Andes Peruanos-Bolivianos, donde evolucionaron paralelamente a la papa, su hospedero principal. A Europa llegaron entre 1850 y 1900, y de allí se distribuyeron a los países septentrionales y a regiones elevadas de los países de la zona tórrida.

Esta plaga, no solamente ocasiona reducción del rendimiento, sino que una vez establecida en el campo es imposible de erradicar. Su importancia económica es cada vez mayor debido a su creciente diseminación a través de tubérculo-semilla y a la disminución del período de rotación. Actualmente, en la mayoría de los países productores, están presentes las dos especies de **Globodera**, interactuando conjuntamente.

El primer síntoma que aparece en plantas atacadas por estos nemátodos, es un crecimiento retardado en uno o más puntos del campo, los cuales se agrandan cada vez que se cultiva papa en ese campo. Se puede presentar una reducción en el crecimiento de las raíces. Las plantas atacadas pierden su color natural, se ven achaparradas y se marchitan fácilmente. Los tubérculos son más pequeños que los de las plantas sanas y el rendimiento se reduce en hasta 80%. Un examen de las raíces revela la presencia de cuerpos esféricos pequeños (0,5-1 mm) de color blanco, amarillo o marrón. El color depende de la especie de **Globodera** presente y del grado de madurez de las hembras que forman los quistes. La diferencia más obvia entre **G. pallida** y **G. rostochiensis**, las hembras inmaduras de la primera especie son de color blanco o crema, mientras que las de la segunda son amarillas o doradas (de ahí el nombre de nemátodo dorado). Unas y otras forman quistes de color marrón, pero las de **G. pallida** no pasan por la fase dorada.

Los juveniles de segundo estado (infectivos), atraídos por los exudados radicales, primero eclosionan del huevo y luego penetran en las raíces y establecen un lugar de alimentación denominado sincitio. Una vez establecido el lugar trófico, los nemátodos mudan tres veces hasta hacerse adultos, el macho copula con la hembra, que ya para ese momento, al ensancharse el cuerpo y romper los tejidos radicales, queda expuesta al exterior. Después que la hembra muere, la cutícula de su cuerpo esférico se torna de color marrón convirtiéndose en quiste, resistente a condiciones ambientales adversas y se desprenden de las raíces. Cada uno de ellos puede englobar hasta 600 huevos, los cuales permanecen viables por hasta 20 años.

Las temperaturas bajas y altas parecen tener una influencia negativa en el proceso biológico del nemátodo. La temperatura óptima de eclosión de **G. rostochiensis** es de entre 18,5 y 25 °C, mientras que a temperaturas menores de 15 °C y mayores de 26,6 °C la eclosión es baja, sin embargo, a 4,2 °C todavía hay eclosión.

La penetración de los juveniles ocurre cuando la temperatura está alrededor de 10 °C. Sobreviven a temperaturas de -15 °C y desecamiento del suelo por largos períodos.

Estos nemátodos son diseminados por el movimiento del suelo adherido a implementos de labranza y tubérculos contaminados, además del agua de riego. Existen muchas medidas de control, sin embargo, hay que saber que es prácticamente imposible erradicar a estos nemátodos. Principalmente hay que evitar la diseminación del patógeno.

Rotaciones de 3-7 años reducen las poblaciones iniciales del nemátodo. Gramíneas y leguminosas pueden ser utilizadas en dichas rotaciones. Otros cultivos también se pueden utilizar ya que **G. rostochiensis**, puede afectar además de papa, solamente a berenjena y tomate.

El uso de nematicidas es frecuente, sin embargo, son costosos y su acción dura poco. A pesar de esto, los nematicidas son utilizados y reducen las poblaciones, traduciéndose esto, en aumento del rendimiento. En Ecuador, utilizando aldicarb en aplicaciones fraccionadas, el rendimiento se incrementa en aproximadamente 35%.

El uso de variedades resistentes es, sin duda, el método de control más efectivo, sin embargo al existir 4 razas de **G. rostochiensis** y 6 de **G. pallida** esta medida puede presentar limitaciones. Aún conociendo la raza presente, el uso de variedades resistentes debe ser cuidadoso ya que generalmente en un campo infestado coexisten más de una raza (además de que pueden estar presentes las dos especies de **Globodera**); una domina sobre las otras de tal forma que todas no son detectadas, sin embargo, si se persiste en cultivar una variedad por mucho tiempo esta pequeña cantidad de quistes pertenecientes a otras razas, pueden, poco a poco incrementar su población y convertirse en un nuevo problema. En el cuadro 3 se aprecian las distintas razas de **G. rostochiensis** y **G. pallida** identificadas hasta ahora.

El control de este nemátodo, evidentemente, debe ser integrado, alternando uso de variedades resistentes, cultivos no hospederos y variedades susceptibles con aplicación de nematicidas o variedades susceptibles sembradas después de largos períodos de rotación con cultivos no hospederos.

4.2. Camote

Los nemátodos fitoparásitos que atacan al cultivo del camote (**Ipomoea batatas**), son numerosos, sin embargo, solamente **Meloidogyne** spp., **R. reniformis**, **Pratylenchus** spp. y **D. dipsaci** revisten importancia. **M. incognita** es la especie más patogénica a nivel mundial. El nemátodo ataca raíces primarias, secundarias y tubérculos causando malformaciones y agallas de diferentes tamaños. Los tubérculos grandes presentan malformaciones, Tajaduras y depresiones ásperas; los pequeños presentan agallas pronunciadas.

La parte aérea también es indirectamente afectada, observándose poco crecimiento de la misma y hojas amarillentas. **Meloidogyne** reduce el rendimiento y, a través de las heridas que causa, muchos organismos secundarios pueden penetrar, sobre todo en las raíces en almacenamiento. **M. incognita**, interactúa con **Fusarium** spp. y **Pseudomonas solanacearum** causando marchitamiento y muerte prematura de las plantas. Asimismo cultivares resistentes a **Fusarium**, en presencia de **M. incognita** pierden dicha resistencia.

En cuanto a control, en general, la aplicación de nematicidas representa costos prohibitivos. La rotación de cultivos es difícil de aplicar ya que **Meloidogyne** tiene gran cantidad de hospederos alternos. El uso de bejuco, en la propagación, evita la diseminación del nemátodo, no así el uso de trozos de tubérculos. La utilización de cultivares resistentes, es el método más efectivo para combatir al nemátodo.

4.3. Yuca

Los nemátodos de mayor importancia en el cultivo de la yuca (**Manihot esculenta**) son los agalladores del género **Meloidogyne**, representados por **M. incognita** y **M. javanica**. Otros, frecuentemente encontrados en la rizósfera del cultivo son: **P. brachyurus**, **Helicotylenchus** spp. y **R. reniformis**. **M. incognita** es considerado como el más patogénico en el cultivo y ha sido detectado en muchos países productores de yuca. Los señalamientos de daños causados por el nemátodo son variados, sin embargo, mundialmente, considerables reducciones en la producción son atribuidas a infecciones ocasionadas por **M. incognita**.

Se han probado varias formas o mecanismos de control. El uso de cultivares resistentes es el método más práctico y económico para controlar al nemátodo. Comparando el comportamiento de diez cultivares de yuca, en su mayoría sembrados comercialmente, se determinó que ocho eran susceptibles a **M. incognita** y dos: 'Cadena' y 'UCV-2295' tolerantes.

Otro método de control es la utilización de nematicidas; aplicaciones de aldicarb, carbofuran y bunema, antes de la siembra, incrementan el rendimiento. Estudios realizados en el país, indican que aldicarb y ethoprop son más efectivos en el control del nemátodo que carbofuran y Sincocin. Es oportuno señalar que de cultivarse la yuca como monocultivo, **M. incognita** puede convertirse en un factor muy limitante.

Cuadro 3: Hospederos diferenciales utilizados en la separación de razas de **Globodera rostochiensis** y **Globodera pallida** en los esquemas Europeo y Sur Americano.

Globodera rostochiensis						
Esquema Sur Americano	R1A	R1B	R2A	R3A		
Esquema Europeo	Ro1	Ro4	Ro2	Ro3		
Hospederos diferenciales						
Solanum tuberosum ssp. tuberosum	+	+	+	+		
Solanum tuberosum ssp. andigena	-	-	+	+		
Híbrido CPC 1673						
Solanum kurtzianum hfb. 60.21.19	-	+	-	+		
Solanum vernei hfb. 58.164214	-	+	-	-		
Solanum vernei hfb. 62.33.3	-	-	-	-		
Solanum multidissectum hfb. P5517	+	+	+	+		
Globodera pallida						
Esquema Sur Americano	PIA	PIB	P2A	P3A	P4A	P5A
Esquema Europeo		Pal			Pa2	Pa3

Hospederos diferenciales

Solanum tuberosum ssp. tuberosum	+	+	+	+	+	+
Solanum tuberosum ssp. andigena	+	?	?	?	+	+
Híbrido CPC 1673						
Solanum kurtzianum hfb. 60.21.19	+	+	-	+	+	+
Solanum vernei hfb. 58.16414	+	+	+	-	+	+
Solanum vernei hfb. 62.33.3	-	+	-	-	-	+
Solanum multidissectum hfb. P5517	-	-	+	+	+	+

Tomado de Jatala y Bridge, 1990.

4.4. Ñame

Los nemátodos más importantes del cultivo del ñame (**Dioscorea** spp.) son **Scutellonema bradys**, **P. coffeae** y **Meloidogyne** spp. El más patogénico es **S. bradys**, el cual se encuentra distribuido en el oeste de Africa, toda el área del Caribe, Brasil e India.

Este nemátodo causa la enfermedad conocida como pudrición seca del ñame, la cual se caracteriza por lesiones necróticas en las capas superficiales del tubérculo. Luego, estas lesiones, progresan pueden alcanzar hasta 2 cm dentro del tejido el tubérculo y, en la parte externa del mismo, se aprecian hendiduras y grietas. El daño más grave ocurre durante el almacenamiento ya que el nemátodo, una vez alojado sigue alimentándose, destruyendo al órgano. La pudrición seca se caracteriza por clorosis y reducción del peso de la parte aérea de la planta, acompañada por reducción del sistema radical y producción de muñones.

El nemátodo se mueve intracelularmente en los tejidos del tubérculo y, al morir las células, se forman cavidades; su acción está limitada al área subdermal, peridermo y en los tejidos inferiores al peridermo, hasta 2 cm. Cuando las lesiones son más profundas, generalmente son causadas por organismos secundarios tales como **Rhizoctonia solani**, **Fusarium oxysporum** y ácaros, los cuales gradualmente destruyen todo el tubérculo.

La reducción de rendimiento puede ser muy elevada, oscilando entre 0 y 40%, sin embargo en almacenamiento, las pérdidas pueden llegar al 80-100%. El nemátodo tiene pocos hospederos, exceptuando al género **Dioscorea** con sus especies. Los más importantes son el melón, frijol y ajonjolí. **S. bradys** permanece en el suelo entre un ciclo y otro de cultivo, sin embargo, los tubérculos utilizados para la propagación son el principal vehículo de diseminación; cuando las poblaciones son bajas, no se observan síntomas en el tubérculo, aumentando así el riesgo de diseminación.

Como medidas de control, indudablemente, el uso de material de propagación sano, es indispensable. Se sugiere rotar el cultivo con hospederos pobres como son maní, pimiento, tabaco, algodón, maíz y sorgo. No se recomienda rotar con frijol, ajonjolí, kenaf, okra, tomate, melón y quinchoncho. El uso de bulbillos aéreos o porciones de tallo, aseguran material de propagación libre del nemátodo, así como el uso de semillas sexuales.

El uso de materia orgánica y una adecuada fertilización con N, P, K, reducen el efecto detrimental del nemátodo en campo. También la inmersión de los tubérculos en agua a 50-55 °C por 40 min. reduce el número de nemátodos. No hay evidencia de que algunos cultivares de cualquier especie de **Dioscorea** presenten resistencia a **S. bradys**. El uso de nematicidas en campo (aldicarb, oxamil, carbofuran y miral) reducen las poblaciones e incrementan el rendimiento, sin embargo, es señalada cierta acumulación de metabolitos de los químicos en los tubérculos. Asimismo, el tratamiento químico de los tubérculos antes de la siembra con DD, carbofuran, oxamil, hipoclorito de calcio y formalina, sulfato de amonio y nitrato de calcio, reducen el número de nemátodos.

5. FRUTALES

5.1. Cítricos

Alrededor de 40 géneros de nemátodos fitoparásitos han sido señalados en asociación con plantas de cítricos en el mundo. Para 20 especies ha sido comprobada la patogenicidad hacia este cultivo, sin embargo, solamente **Tylenchulus semipenetrans** causante del decaimiento lento de los cítricos y **Radopholus similis** causante del decaimiento repentino de los cítricos revisten importancia; el primero por su amplia distribución y el segundo por su agresividad. Afortunadamente **R. similis** está presente solamente en un área limitada del estado de Florida (EEUU).

T. semipenetrans es considerado el nemátodo más importante del cultivo. Está presente en América toda, en los países de la Cuenca del Mediterráneo, Cáucaso, países del Golfo Pérsico, India, Filipinas, Japón, China y Australia. El nemátodo de los cítricos se caracteriza por un acentuado dimorfismo sexual. Los machos y los juveniles de segundo estado son vermiformes y móviles, mientras que las hembras son sedentarias y tienen forma de saco.

La acción parasitaria del nemátodo se localiza en las raíces secundarias. Las raíces atacadas, se diferencian fácilmente de las no atacadas ya que aparecen más gruesas en diámetro, debido a que las partículas finas de suelo quedan adheridas a las masas gelatinosas que las hembras del nemátodo secretan para allí depositar los huevos. El tejido cortical, como consecuencia de la actividad del nemátodo, se necrosa y a veces se desprende del cilindro central, favoreciendo la entrada de hongos y bacterias. El aparato radical absorbente se reduce, comprometiendo el regular aporte hídrico y de sustancias nutritivas a la parte aérea de la planta. En dicha parte se observa una sintomatología de deficiencias nutricionales acompañada de defoliaciones; ocurren retrasos en el crecimiento y los frutos quedan pequeños.

La acción del nemátodo puede reducir en 40% el sistema radical y entre 10 y 50% el desarrollo de la copa. El diámetro del tallo y la altura de las plantas son reducidos en 35 y 43% respectivamente. Las disminuciones de rendimiento oscilan entre 10 y 34%; sin embargo, hay señalamientos de que controlando al nemátodo **T. semipenetrans**, los rendimientos han aumentado en más de 100%. Si se trasplantan nuevas plantas a sitios previamente infestados (siembras viejas), sin ningún tipo de tratamiento, los rendimientos de las nuevas plantas se verán reducidos, en los primeros 10 años de vida en 50% aproximadamente.

Las características físicas del terreno influyen notablemente sobre la intensidad de infección del nemátodo. Suelos con arenas finas y altos contenidos de materia orgánica descompuesta, favorecen

la reproducción del nemátodo. Pruebas realizadas en el país, demostraron, en condiciones de umbráculo, que el nemátodo incremento su población en un suelo franco arenoso, no así en los suelos arcilloso y arenoso. Las lluvias también afectan a las poblaciones de **T. semipenetrans**. Se ha comprobado que los mayores niveles poblacionales de hembras del nemátodo en las raíces de Limonero Voikameriano (**Citrus volkameriana**) corresponden al mes de febrero, mientras que las mínimas corresponden al mes de junio.

Suelos pobres en nutrientes, programas de fertilización inadecuados, suelos salinos y suelos con exceso de carbonatos de calcio, sodio o potasio favorecen la acción del nemátodo y los síntomas son más pronunciados. Suelos con mesa de agua superficial y suelos alcalinos, también acentúan el efecto del nemátodo.

Es oportuno señalar que todas las plantas provenientes del género **Citrus** son susceptibles a la acción del patógeno, determinándose, que los patrones 'Cleopatra' y 'Volkameriano' son los más susceptibles y que 'Amblicarpa' y 'Sunki' parecen soportar altas poblaciones de **T. semipenetrans**. Existen también algunos patrones resistentes al patógeno, hacemos referencia a la especie **Poncirus trifoliata** y sus híbridos. Localmente se ha determinado que los híbridos 'citrange Troyer', 'citrange Carrizo' y 'citrumelo Swingle'.

La utilización de estos patrones, donde las condiciones cismáticas y edáficas lo permiten, es el método más eficiente y económico de control. Es importante se alar, sin embargo, que existen tres razas del nemátodo y una de ellas, la 'Poncirus', es capaz de atacar los patrones provenientes de **P.trifoliata** considerados como resistentes al nemátodo de los cítricos.

Existen otros métodos para controlar al nemátodo. En vivero, la desinfección de los semilleros es práctica imprescindible. Tratamientos con bromuro de metilo erradican prácticamente al nemátodo. En el país se han realizado ensayos dirigidos a, controlar, en vivero, a **T. semipenetrans**.

Tratamientos con 50g/m² de Basamid previo a la siembra + 15 g/m² de Temik IOG aplicados a la siembra o a la germinación de las semillas, controlaron eficientemente al nemátodo. En plantas en bolsas también es factible controlar al patógeno. Aplicaciones de 4 g/bolsa de Temik IOG + 6 g/bolsa de Furadan IOG a plantas de Limón Voikameriano, listas para ser injertadas, controlaron efectivamente a **T. semipenetrans**.

Tratamientos con productos nematicidas en plantaciones comerciales en producción, controlan efectivamente al nemátodo y el rendimiento se incrementa considerablemente (10-106%).

Por último, es indudable, que son perentorias medidas de tipo cuarentenario con el fin de evitar la diseminación de plantas infectadas a zonas del país donde el nemátodo no está presente. Es necesario conscientizar a los viveristas sobre la producción de plantas libres del nemátodo, lo cual de logra utilizando suelos desinfectados tanto a nivel de semilleros como a nivel de bolsas y alertar a los productores en el sentido de que no deben comprar plantas infectadas, ya que la mejor forma de control es evitando que el patógeno entre a sus campos.

5.2. Guayaba

Muchos nemátodos se han señalado en asociación con el cultivo del guayabo (**Psidium guajava**), sin embargo **Meloidogyne** spp. es el que reviste mayor importancia. En Cuba, Puerto Rico, EEUU (Florida), Costa Rica, India y Malasia es considerado un factor limitante en la producción de guayaba. Se pueden esperar reducciones de rendimiento, en plantas afectadas por **M. incognita** y **M. arenaria**, entre 48 y 77%.

Muchas plantaciones presentan una sintomatología caracterizada por retrasos en el crecimiento, clorosis y defoliaciones, mermas en el rendimiento y, en casos drásticos, muerte de las plantas. Algunos productores han perdido más del 50% de las mismas. En la parte aérea se aprecia marchitez generalizada, hojas pequeñas con quemado en los bordes. Al detectarse el problema, en 1988, las áreas afectadas se encontraban limitadas, pero actualmente esta plaga se ha diseminado significativamente, debido, básicamente al traslado de suelo y plantas infestadas de una zona a otra, realizado a través de viveros y utilizando maquinaria agrícola alquilada o prestada.

Existen plantaciones de 10-12 años de edad en las cuales los árboles han muerto totalmente. Aunado a la presencia de los nemátodos agalladores, existen fallas en el manejo agronómico del cultivo y fuertes problemas de salinidad del agua y posiblemente **Meloidogyne** a través de las heridas que causa, facilita la entrada de sales a las plantas y estas, mueren por intoxicación.

En la parte radical se pueden apreciar abundantes agallas de diferentes tamaños englobando todos los estados de desarrollo del nemátodo y gran cantidad de raíces completamente necrosadas. Como principal medida de control, debe prohibirse la movilización de plantas de otras zonas del país. Las aplicaciones de nematicidas en la mayoría de los casos han resultado infructuosas. En Ecuador, igualmente, los resultados de pruebas de control químico no han sido favorables. Buena fertilización, aspersiones foliares de nutrientes y riego adecuado, ayudan a aliviar el problema. Existe un patrón, **P. friedrichsthalianum**, que es resistente a **M. incognita** y **M. arenaria**.

5.3. Maracuya

Los nemátodos más importantes en el cultivo de la maracuya (**Passiflora edulis** var. **flavicarpa**) son **R. reniformis** y **Meloidogyne** spp.

R. reniformis reduce significativamente el peso de los bejucos y se asocia al nemátodo con el declinio del maracuya en Fiji. En Brasil, han asociado **R. reniformis** con muerte de plántulas en semillero. Asociados a los nemátodos se han detectado los hongos **Fusarium**, **Pithium** y **Phytophthora**. Los síntomas relacionados son: amarillamiento y flacidez del follaje y muerte regresiva de la planta. Es señalada, además, la presencia de **R. reniformis** y **Meloidogyne** en siembras de maracuya.

Como medidas de control, la utilización de plantas libres de nemátodos es indispensable, hay que exigir a los viveristas plantas sanas. No hay información acerca de otros métodos de control. Es oportuno señalar que la rotación de cultivos puede resultar no exitosa debido al gran rango de hospederos que tienen tanto **R. reniformis** como **Meloidogyne** spp. No se conocen variedades resistentes. Posiblemente los nematicidas representen una posible solución temporal.

5.4. Durazno

De todos los nemátodos asociados al cultivo del duraznero (**Prunus persica**), las especies de **Meloidogyne** y **Pratylenchus** son las más importantes y patogénicas. Los ataques de estos fitoparásitos reducen el rendimiento y desmejoran la calidad de los frutos y, en las raíces, se observan abundantes agallas de diferentes tamaños englobando a las hembras del nemátodo. El mantener las plantaciones libres de malezas, ya que pueden ser hospederas de **Meloidogyne** spp. Mantener un buen programa de fertilización y riego adecuado.

Al renovar las plantaciones, es recomendable sembrar cereales, previamente, por un año o realizar fumigaciones con productos químicos antes del trasplante. El uso de nematicidas en plantaciones establecidas resulta, generalmente, antieconómico. La mejor forma de control y más económica, es la utilización de patrones resistentes; Nemared, Nemaguard, Hansen y Okinawa son resistentes a **Meloidogyne** spp. En pruebas locales se comprobó la resistencia de 'Okinawa' a **M. javanica** y se comprobó la tolerancia del cv LI-20.

6. CULTIVOS DE PLANTACION

6. 1. Banano

Cinco nemátodos son considerados como los más importantes para el cultivo del banano (Musa AAA y AAB): **Radopholus similis**, **Helicotylenchus multicinctus**, **Pratylenchus coffeae**, **M. incognita** y **R. reniformis**.

6.1.1. *R. similis*

Conocido como el nemátodo barrenador, está presente en todas las zonas productoras de banano del mundo con excepción de Israel, España y Chipre. Descubierta en Fiji, se diseminó en América Central, América del Sur y el Caribe, probablemente durante la expansión del cultivo en estas regiones, llegando a ser la especie de mayor importancia económica para el banano.

El nemátodo penetra la raíz y emigra a través de las células corticales causando lesiones de hasta 10 cm de longitud, las cuales, son rojizas al comienzo y luego se tornan necróticas. El tejido vascular eventualmente queda expuesto a la invasión de organismos secundarios, que ocasionan su muerte. Se señala que la enfermedad conocida como mal de Panamá y causada por el hongo **Fusarium oxysporum** f. sp. **Cubensis** tiene mayor incidencia y causa mayores daños cuando el nemátodo está presente. Cuando **R. similis** se asocia con **Fusarium**, la incidencia de la enfermedad aumenta en 100%.

Las raíces afectadas por el nemátodo se rompen dejando a las plantas sin anclaje y el patógeno puede migrar de la raíz al rizoma, causando lesiones de hasta 6 cm de profundidad y, gracias a esta habilidad, es como se disemina a pesar de que se realizan tratamientos a este órgano, como son el pelado e inmersión en soluciones nematicidas y/o agua caliente. Estas prácticas, últimamente han sido, con razón, cuestionadas ya que ni el agua caliente ni los nematicidas pueden penetrar tan profundamente como para eliminar todos los nemátodos alojados en el rizoma.

R. similis puede atacar todos los grupos de Musa: AA, AAA, AB, AAB y ABB y es el único nemátodo, dentro de los parásitos del banano, para el cual algunos investigadores han logrado establecer niveles críticos para el cultivo, sin embargo, no existe uniformidad. Afirman que el nivel poblacional crítico de **R. similis** en Centro América es de 10.000 ejemplares/100 g de raíces, en cambio, el nivel crítico del nemátodo en Costa de Marfil, es de 1000 ejemplares/100 g de raíces. Las diferencias tan marcadas en cuanto a niveles críticos establecidos sugieren que existen consideraciones ecológicas importantes que deben tomarse en cuenta en el estudio de la relación entre nivel poblacional y daño. Las poblaciones de nemátodos, en general, aumentan o disminuyen a través del tiempo y son afectadas, tanto en número como en comportamiento, por una serie de factores, entre los que destacan las influencias climatológicas y edáficas, la propia densidad poblacional inicial del nemátodo, la condición de la planta, la presencia de otros organismos y las variaciones patogénicas de las poblaciones de la especie involucrada. Este último factor es quizás el más importante a tomar en cuenta ya que existen diferentes biotipos del nemátodo, los cuales presentan diversos grados de agresividad.

Se ha encontrado una relación estrecha entre los niveles poblacionales de **R. similis** y las lluvias. Las poblaciones son altas durante los períodos secos y bajas durante los períodos lluviosos. Las mayores poblaciones del nemátodo se aprecian en suelos minerales, sin embargo, se pueden encontrar elevadas poblaciones en prácticamente todos los tipos de suelo, debido principalmente a que **R. similis** es estrictamente endoparásito y no necesita salir al suelo para reproducirse. Las mayores poblaciones se encuentran en la época de floración y cuando las plantas emiten hijos, debido a la formación de nuevas raíces, asimismo, en plantaciones en estado de decaimiento, las poblaciones del nemátodo son bajas.

6.1.2. *Pratylenchus spp.*

Este es otro género importante en banano, siendo **P. coffeae** y **P. goodey** las especies principales. Este nemátodo está diseminado en muchas zonas productoras del mundo, entre otras al este de Africa, Islas Canarias, Brasil y Costa Rica. El nemátodo lesionador, como es llamado **Pratylenchus**, produce una herida de color rojizo al penetrar la corteza de la raíz. Esta lesión crece a medida que el nemátodo se alimenta y se torna necrótica. El parásito completa su ciclo de vida dentro de la raíz atacando el parénquima cortical y, en raras ocasiones el tejido vascular. Los tejidos del rizoma también son invadidos, por lo que la 'semilla' es un medio de diseminación. Los daños de este endoparásito migratorio son muy parecidos a los que produce **R. similis**, nemátodo con las mismas características parasíticas.

6.1.3. *Helicotylenchus spp.*

El nemátodo espiral, es otro fitoparásito de importancia y, posiblemente, después del nemátodo barrenador sea el más difundido. Estos nemátodos causan lesiones superficiales rojizas en la epidermis y corteza de la raíz. La lesión, a diferencia de la causada por **R. similis** y **Pratylenchus spp.** no es tan profunda y no afecta la endodermis. En la parte aérea de la planta, al igual que **R. similis** y **Pratylenchus spp.** causa reducción del crecimiento, retraso en el ciclo vegetativo, reducción de rendimiento y acorta la vida útil de la plantación. **Helicotylenchus** infecta también al rizoma, lesionándolo superficialmente y pudiéndose diseminar a través de él.

El nemátodo prefiere suelos orgánicos con altos niveles de arcilla, limo, materia orgánica y bajo pH. En lo referente a las poblaciones en las estaciones lluviosa o seca, no hay mucha uniformidad, sin embargo, la mayoría de los autores coinciden en señalar a las mayores poblaciones en la época lluviosa. Las discrepancias son atribuidas a los diferentes tipos de suelos, temperatura e intensidad de las lluvias.

6.1.4. *Meloidogyne spp.*

El nemátodo agaliador **Meloidogyne** spp. ha sido señalado en asociación con el cultivo en el oeste de Africa, Taiwan, Yemen, Filipinas, Honduras y Brasil entre otros. Las especies más comunes son: **M. incognita**, **M. javanica**, **M. arenaria** y **M. hapla**. Ataques de **M. incognita**, especie muy común en el cultivo, producen daños en las raíces, hojas angostas y cloróticas, pecíolos débiles y poco crecimiento de las plantas. Si el nemátodo penetra por el ápice de la raíz, el crecimiento de la misma se detiene y se forma una agalla, si la invasión ocurre en un área no meristemática, no se forma agalla, pero, en los tejidos, se desarrollan hembras adultas capaces de producir huevos.

En Musa AAA, la acción de **M. incognita** se observa, en secciones de raíces secundarias, como zonas necrosadas en proximidad de los haces vasculares y, a nivel de raíces principales causando engrosamientos, que seccionados, dejan ver grandes cantidades de hembras alimentándose en proximidad de los haces vasculares, apreciándose, en la zona cortical, hendiduras con zonas necrosadas. Eventualmente, los nemátodos agalladores pueden afectar al rizoma, convirtiéndose éste, en medio de diseminación. **M. incognita** es más abundante en suelos arenosos, en suelos minerales, no se aprecian importantes fluctuaciones poblacionales del nemátodo durante todo el año.

6.1.5. *R. reniformis*

El nemátodo reniforme está ampliamente difundido en siembras de banano a nivel mundial. Es un nemátodo semiendoparasítico, que al alimentarse produce una lesión muy típica alrededor del lugar de alimentación; penetra la corteza en forma perpendicular al cilindro central y establece un lugar de alimentación en la endodérmis. La acción del nemátodo, provoca un debilitamiento en el estado nutricional de las plantas y aumenta la incidencia de enfermedades producidas por hongos o bacterias.

A pesar de que cuando se encuentra en elevadas poblaciones, causa severas necrosis y heridas en las raíces, los ensayos realizados no han podido establecer la importancia del parásito en el cultivo.

6.1.6. *Control*

Antes de hablar de las diferentes prácticas de control, es oportuno señalar que en muy raros casos el problema nematológico en banano es causado por una sola especie de nemátodo, es muy frecuente encontrar dos o más especies interactuando conjuntamente en el cultivo, por lo tanto, antes de tomar cualquier decisión referente al método de control a utilizar, es necesario identificar la o las especies involucradas. En el cultivo de Musa AAB, las asociaciones de nemátodos más frecuentes son las de **R. similis**, **Pratylenchus** spp., **Helicotylenchus** spp. y **Meloidogyne** spp.

El barbecho por 6 meses es efectivo para eliminar **R. similis**, al adoptar esta práctica es necesario eliminar todo resto de plantas de banano; aplicaciones de 2,4D ayudan a lograrlo. Inundaciones por 5-6 semanas también son efectivas.

El almacenamiento de los cormos por 2 semanas antes de la siembra al campo, reduce en 80% la población de **R. similis**. Rotación de cultivos con plantas no hospederas, puede resultar efectivo para **R. similis** y **Pratylenchus**, sin embargo es más difícil de aplicar para **Meloidogyne** spp., **Helicotylenchus** spp. y **R. reniformis** ya que estos tienen una amplia gama de hospederos. Por último, la utilización de material de propagación sano, es recomendable.

La inmersión del rizoma en agua caliente a 55 °C por 15-25 min. es una práctica utilizada en Australia, Centro y Sur América; sin embargo, no garantiza la eliminación total de las poblaciones de nemátodos ya que estos pueden penetrar varios centímetros internamente en el rizoma. La inmersión del órgano en agua caliente más nematocidas aumenta un poco la efectividad del tratamiento, sin embargo, la totalidad de los nemátodos no es eliminada.

Actualmente no existe ningún material resistente, ni siquiera tolerante a algunos de los nemátodos. Musa AA es citada como resistente a **R. similis** pero no a **P. coffeae**. Se señala la factibilidad de incorporar esta resistencia a variedades comerciales.

El control químico, es la práctica más ampliamente utilizada como método de control de nemátodos en el cultivo del banano. El rendimiento en Musa AAA, se incrementa en hasta 267% controlando a **R. similis**, entre 16 y 263% controlando a **R. similis** y **H. multicinctus**, 46% controlando a **R. similis**, **H. multicinctus** y **R. reniformis**, entre 6 y 49% al controlar a **R. similis**, **H. multicinctus** y **Meloidogyne** spp., entre 30 y 40% al controlar **H. multicinctus**, **Meloidogyne** spp. y **Pratylenchus** spp. y entre 7 y 70% al controlar **M. incognita** y **M. javanica**.

6.2. Café

Los principales nemátodos que afectan al cafeto en el mundo son: **Meloidogyne** spp., **Pratylenchus** spp., **Radopholus similis** y **Rotylenchulus reniformis**.

6.2.1. *Meloidogyne* spp.

Las especies de **Meloidogyne** de mayor importancia para el cultivo son: **M. exigua**, **M. incognita** y **M. coffeicola**. **M. exigua**, se ha señalado en todas las áreas húmedas productoras de café de América del Sur y Central y no se ha encontrado fuera del continente americano.

M. coffeicola ha sido detectado solamente en Brasil y posiblemente en el este de África. A veces se pueden encontrar poblaciones mixtas, incluso de las tres especies. Generalmente las especies de **Meloidogyne** causan agallas en las raíces de las plantas hospederas, sin embargo, **M. exigua** y **M. coffeicola**, a veces, no manifiestan esta sintomatología. Cuando no se forman agallas, el desarrollo de las hembras, rompe la corteza, saliendo del tejido vegetal en forma de cuerpos esféricos blancos unidos a masas de huevos amarillos o marrones. Estas grietas, son puerta de entrada para otros organismos como hongos (**Rhizoctonia solani**), bacterias y hasta los mismos nemátodos, produciendo un decaimiento completo de la planta. **M. exigua** causa clorosis y defoliaciones,

además de síntomas tópicos de deficiencias minerales (Nitrógeno y Zinc) y produce un decaimiento general, llegando, en algunos casos, a causar la muerte de las plantas. Los árboles mueren en la época de sequía y, en los que sobreviven, los rendimientos disminuyen notablemente. Estudios recientes demostraron que el rendimiento de plantas no infestadas es dos veces mayor que el de plantas inoculadas.

Hacia finales del siglo XIX, **M. exigua** causó daños tan graves en Brasil, que en el Estado de Río de Janeiro tuvieron que ser eliminadas grandes extensiones de cafetales y los productores cambiaron de rubro, sembrando cereales y caña de azúcar. El impacto económico del cambio a un nuevo cultivo fue considerable en términos de financiamiento e implicaciones socioeconómicas, en cuanto a las inversiones hechas en maquinarias para secado y pelado de los frutos e infraestructuras, que son de poco uso para otros cultivos. El sistema radical afectado por **M. incognita** muestra agallas típicas y el resto de la sintomatología es similar a la descrita para **M. exigua**.

A nivel de vivero **M. exigua** reduce el crecimiento de los cafetos de 4 y 10 meses de edad en 34 y 35% respectivamente. **M. exigua** es capaz de afectar el peso seco aéreo de plantas de 'Catimor PW' y 'Caturra amarillo' de 7 meses de edad en 57 y 73% respectivamente a partir de poblaciones iniciales de 32 huevos + juveniles de segundo estado/cc de suelo.

Suelos arenosos y el pobre manejo agronómico del cultivo, en la mayoría de los países productores juegan un importante papel ya que agravan el daño causado por este nemátodo. El control de **Meloidogyne** en plantas perennes es difícil. La larga duración de las plantas en el campo limitan el uso de la rotación de cultivos.

Las medidas de saneamiento de raíces de cafetos en vivero evitan la introducción de nemátodos desde áreas infestadas. Otra medida es impedir la movilización de plantas enfermas a nuevas áreas. A nivel de viveros se deben utilizar suelos esterilizados y se recomienda la utilización de fumigantes. El vapor de agua también es efectivo. No se deben utilizar plantas que hayan germinado accidentalmente bajo plantas adultas ya que esto facilita la diseminación de los nemátodos.

El reemplazo de una plantación vieja, debe ser precedido por un período de barbecho. Un año es suficiente para eliminar **M. exigua** y **M. coffeicola**, para **M. incognita** es más difícil implantar esta medida ya que esta especie tiene un rango muy amplio de hospederos y cualquier maleza que permanezca en el campo puede ser reservorio del nemátodo.

El agua de riego, lluvia, implementos de labranza y animales, pueden ser vehículo de diseminación. El uso de variedades resistentes es el método más efectivo y económico para evitar las pérdidas de producción. **Coffea canephora** var Robusta es resistente a **M. exigua** y, en Guatemala, es usado ampliamente como patrón, sin embargo, no es resistente a **M. incognita**, pudiendo resultar inútil su uso donde existe esta especie. Actualmente están tratando de obtener plantas resistentes a **M. incognita**.

El uso de nematicidas es también una de las posibilidades con mayor probabilidad de éxito a corto plazo, sin embargo, los resultados obtenidos son muy diversos, básicamente debido al grado de infección de los árboles, edad, químico utilizado, nivel económico del productor, tamaño del área y estado general de la plantación.

Los tratamientos nematicidas, además de aumentar la producción, alargan la vida útil de la planta. Los productos más utilizados son Nematicur, Furadan, Temik, Fumazone y Mocap, recomendándose su aplicación a entrada y salida de lluvias el producto debe esparcirse en la orilla de la sombra que proyecta la copa del árbol.

Adecuadas prácticas culturales y fertilización, son esenciales en un programa de manejo. El uso de fertilizantes químicos en plantaciones adultas ayuda a la recuperación parcial de las plantas afectadas por nemátodos. Abonos orgánicos reducen el daño causado por **Meloidogyne**. Se sugiere el uso de cáscaras de café para reducir el daño causado por nemátodos.

6.2.2. *Pratylenchus* spp.

Este nemátodo, representado en café por las especies **P. coffeae** y **P. brachyurus** están diseminados por los cafetales de todo el mundo. Estos nemátodos penetran en las raíces a través o entre las células de la corteza, alimentándose del contenido celular cuando migran a través del tejido. Algunas veces los ápices de las raíces son invadidos y destruidos. Los daños son frecuentemente puerta de entrada para hongos y bacterias. La interacción de estos agentes conducen a la formación de lesiones, que frecuentemente destruyen la raíz. En algunos árboles, el daño causado por **P. coffeae** produce heridas en la base del tronco. Ataques del nemátodo provocan amarillamiento en las hojas, achaparramiento de las plantas, marchitamiento del follaje y caída de hojas. Actualmente, **Pratylenchus** spp. se encuentra frecuentemente asociado con **M. exigua** en la región central y centro occidental.

Se conocen más de 200 especies de plantas, en su mayoría malezas que pueden hospedar a **Pratylenchus** y esto constituye una limitante para el uso de rotación de cultivo o barbecho como medidas de control. A nivel de campo, tratamientos nematicidas con Vydate, Temik y Nematicur han dado buenos resultados. En la India, con aplicaciones de Nematicur, han obtenido importantes aumentos en el rendimiento.

6.3. Coco y palma aceitera

De todos los nemátodos que se han encontrados asociados con el cocotero o la palma aceitera, **Rhadinaphelenchus cocophilis** (**Bursaphelenchus cocophilus**) es el de mayor importancia económica. Este nemátodo causa la devastadora enfermedad conocida como anillo rojo, la cual fue señalada por primera vez en 1905 en Trinidad.

El nemátodo causante de la enfermedad, está presente en Sur América y en las Islas del Caribe afectando cocotero, palma aceitera y otras palmas. Los síntomas de la enfermedad, en cocotero, se manifiestan con una coloración amarilla en las hojas basales, la cual comienza en la parte distal y progresa hacia la base. Dicha coloración luego, se torna parda y finalmente la hoja muere. Estos síntomas se van manifestando en las otras hojas hasta que la planta muere, aproximadamente tres meses más tarde. En palma aceitera, se señalan varios síntomas, entre los cuales destacan el desarrollo limitado y aspecto enano del cogollo, que en vez de abrirse normalmente, queda como apretado y envuelto. Las hojas del cogollo son verdes y las hojuelas a veces arrugadas, torcidas, pegadas al raquis y envueltas en un exudado gomoso; luego el cogollo se amarillea y seca. Plantas menores de 4 años no son afectadas por el nemátodo.

Al realizar un corte transversal en el tallo del cocotero, se aprecia una coloración rojiza en forma de anillo. Esta coloración aparece aproximadamente 2,5 cm bajo la corteza del pseudotallo y tiene un ancho aproximado de 3 cm. Este anillo se extiende a lo largo de todo el pseudotallo, pecíolos y raíces. Se ha detectado en las inflorescencias y frutos jóvenes. En la palma aceitera, el anillo puede ser más oscuro, a veces pardo rojizo y de 8-10 cm de ancho.

La causa de la coloración del anillo podría estar relacionada con toxinas y/o productos metabólicos de los nemátodos que se encuentran numerosos en los bordes de la zona coloreada y en la propia zona. Los vasos xilemáticos son obstruidos y por lo tanto la ascensión de la savia y agua se ve impedida, produciendo la muerte de la palma afectada. Se han apreciado también tilosas.

Es muy raro encontrar este nemátodo en el suelo, por lo tanto su diseminación y ataques a las plantas no se producen a través de las raíces. **R. cocophilus** tiene insectos vectores que lo llevan, interna o externamente, de plantas enfermas a plantas sanas, siendo el principal el coleóptero **Rhynchophorus palmarum**, sin embargo, hormigas y otros insectos como **Strategus aloeus** y **Metamasius hemipterus**, además de arañas pueden ser vectores del nemátodo. **R. palmarum**, en estado de larva, se alimenta del pseudotallo y el nemátodo es ingerido, sobrevive en la cavidad del cuerpo del insecto pasando del tracto digestivo a la hemolinfa. Por lo tanto, siempre que la larva se haya alimentado de material contaminado, el nuevo adulto estará infectado y los nemátodos presentes en su cavidad o en la región del ovipositor, juegan importante papel en la transmisión de la enfermedad. El uso de implementos agrícolas contaminados, como pueden ser los machetes, son vehículos de diseminación del nemátodo. Suelos mal drenados y pesados, acentúan el daño causado por **R. cocophilus**.

Hasta el presente no existe ningún método eficaz para combatir la enfermedad del anillo rojo. Existen, sin embargo, ciertos medios que pueden aminorar la incidencia de la enfermedad; basándose, los controles, en prevención más que curación, destrucción de plantas enfermas y control de los insectos vectores.

A las plantas que muestran los primeros síntomas de la enfermedad debe aplicarse un insecticida (Ej. Lannate) en la axilas de las hojas con la finalidad de eliminar posibles vectores y luego debe aplicarse un herbicida (Ej. Daconate) para matar a la planta. Se sugiere que la planta debe ser quemada ya que los nemátodos pueden sobrevivir por hasta dos meses y la planta, aún seca, puede ser fuente de inóculo para otros insectos. Si se detectan focos grandes de infección, deben eliminarse las plantas secas y también la aparentemente sanas que se encuentren alrededor. Hay que aplicar cal en los sitios anteriormente ocupados por las plantas enfermas y resembrar 2 o 3 meses después.

Otra medida a realizar es el control del vector el cual se logra a través de la construcción de trampas. Dichas trampas se construyen utilizando pedazos de tejidos de tallos que atraen al coleóptero, los cuales se colocan dentro de cestas en las plantaciones (2-4/ha); a estos restos de plantas se aplican insecticidas que actúan sobre el insecto al alimentarse. Pueden ser utilizadas frutas como lechosa y piña, entre otras, como atrayentes. Actualmente se están utilizando feromonas como atrayentes. Las cestas deben ser cambiadas cada 2 semanas.

En cuanto a control biológico, se está experimentando con nemátodos entomógenos del grupo de los **Rhabditidae** y **Heterorhabditidae**, que parasitan a las larvas de los insectos. En forma de resumen, las recomendaciones para los productores de coco y palma aceitera son:

- a. Revisar periódicamente y en forma cuidadosa las plantaciones para detectar las plantas enfermas.
- b. Eliminar dichas plantas.
- c. Construir trampas impregnadas con insecticidas con el fin de eliminar la mayor cantidad posible de vectores.
- d. Mantener la plantación libre de malezas y troncos para facilitar el recorrido e inspección de la plantación.

RELACIONES ECOLÓGICAS

El conocimiento de las relaciones ecológicas entre los nemátodos parásitos de plantas y su medio ambiente es importante para la comprensión de algunos de los principios sobre su control. La tierra dedicada a la agricultura es un medio ambiente especializado que varía desde seco, estéril y desértico, hasta el húmedo de la selva de vegetación exuberante. Los nemátodos parásitos de plantas son sobre todo especies que viven en el suelo y que pueden soportar los frecuentes cambios que provocan las prácticas agrícolas. Algunos de estos nemátodos, como los de las especies en espiral (**Helicotylenchus** spp.), las que causan raquitismo (**Tylenchorhynchus** spp.) y las de vaina (**Hemicycliophora** spp.), pueden vivir en una amplia variedad de habitats. Algunos, como el nemátodo de arroz (**Hirschmanniella oryzae**) en habitats acuáticos, están ampliamente distribuidos, pero limitados a combinaciones particulares de condiciones ambientales. Aún otros, como los nemátodos de aguijón (**Belonolaimus** spp.), en los suelos arenosos de sureste de los Estados Unidos, se les encuentra solo en situaciones muy especiales. Por lo tanto, es difícil recomendar prácticas de control para tan diversas clases de nemátodos, sin saber primero como viven y sobreviven en los suelos y en las plantas huéspedes.

Distribución vertical de los nemátodos

En general, la distribución vertical de los nemátodos en suelos cultivados es irregular, pero en estrecha relación con la distribución de las raíces de las plantas y el área adyacente a dichas raíces, la cual es llamada rizósfera. Debido a que el movimiento de los nemátodos en el suelo está limitado casi a unos cuantos metros por año, es obvio que su número es mayor en suelos que contienen raíces que en suelos si en ellas, y ello está correlacionado con la distribución de raíces de huéspedes presentes. Los nemátodos se concentran sobre todo en los 30 cm superficiales del suelo; se ha estimado que en los 2.5 cm superficiales en una hectárea existen casi hasta 6000 millones. Existe muy poca información sobre su distribución a mayor profundidad de 30 cm; sin embargo, un nemátodo nódulo radicular (**Meloidogyne incognita**) se ha encontrado a una profundidad máxima de 5 metros en viñedos. En consecuencia, durante un tratamiento químico, el suelo debe ser tratado a una mayor profundidad cuando se vaya a utilizar para plantas de raíces profundas, que cuando se utilice para cultivos con raíces superficiales, requiriéndose entonces más productos químicos y equipo más costoso. El barbecho del suelo para un período adecuado, reducirá el número de nemátodos. Cuando les falta el alimento a los nemátodos que parasitan plantas, éstos sobreviven durante más tiempo que la mayoría de los que no son parásitos. Los nemátodos quistes

(**Heterodera** spp.), que son los más persistentes entre los parásitos de plantas, declinan en el suelo a un ritmo seguro de 35 a 60% al año, dependiendo del tipo de suelo, humedad y temperatura, sin tener en cuenta la población inicial por unidad de suelo. Permanecen sin contestar muchas preguntas acerca de la influencia del tipo de suelo, humedad, aireación y otros factores, sobre la distribución y la respuesta de los nemátodos a ellos.

Supervivencia de los nemátodos

Los nemátodos parásitos de plantas pueden sobrevivir a pesar de que existan condiciones desfavorables, como frío y períodos de sequía, entre las plantas huéspedes. Excepto en los trópicos y lugares con calefacción, como los invernaderos, no crecen ni se reproducen durante todo el año. Los nemátodos sobreviven en estado latente a los ambientes desfavorables, éste es un estado de quietud o inactividad que con frecuencia se asocia a una baja en metabolismo. En general, la duración del período inactivo está limitada por la cantidad de reservas alimenticias y las condiciones ambientales. La inactividad puede servir para prolongar un ciclo vital de 20 a 40 días, hasta periodos de un año para muchos parásitos de plantas, hasta de 20 a 30 años para otros como el nemátodo del tallo (**Ditylenchus dipsaci**) y nemátodo del trigo (**Anguina tritici**).

Poblaciones de nemátodos

En suelos agrícolas, el límite superior de la población para cualquier especie de nemátodos parásita de plantas, depende de su potencia reproductora, de la especie de planta huésped y de la duración del período que el nemátodo permanece en medio ambiente favorable para la reproducción. En general, la potencia de reproducción de los endoparásitos especializados y de parásitos superficiales, es mayor que el de muchos ectoparásitos. Algunos nemátodos tienen sólo una o dos generaciones al año, mientras que otros tienen varias durante el período de cultivo. Los últimos incluyen a nemátodos tan importantes como el nódulo radicular y el quiste, el lesionado (**Patylenchus** spp.) y el de los cítricos (**Tylecnchulus semipenetrans**).

El nivel de la población de cada uno de estos nemátodos depende de la habilidad de ellos para vivir sin problemas en el suelo. La importancia del nemátodo como parásito de una planta depende, en gran parte, de si el límite de la población excede o no el nivel al cual los perjuicios económicos se presentan en dicha planta. Este concepto de umbral de población, en la cual principia la pérdida en rendimiento, se usa con frecuencia en conexión con plagas de plantas, para determinar el nivel de tolerancia de una planta huésped. Para cualquier grupo de condiciones ambientales, cada planta huésped tiene su propio nivel de tolerancia para una especie de nemátodo. De esta manera, un nemátodo causa perjuicios económicos solo si su densidad de población excede el nivel de tolerancia de la planta cultivada en el terreno.

Por ejemplo, en general la densidad de población de nemátodos de nódulos radiculares es mucho mayor que el nivel de tolerancia de muchas plantas huéspedes, lo cual indica su importancia como una plaga de nemátodos. En la rotación de cosechas, los cultivos se alternan entre buenos, pobres, y aquellos que no lo son. Las estimaciones del umbral de una población varía según las estaciones, y de terreno en terreno. Un claro entendimiento de las poblaciones de nemátodos es importante para su control.

El ambiente del suelo

Todos los nemátodos parásitos de plantas viven en el suelo durante períodos variables de sus ciclos vitales. Por ejemplo los nemátodos ectoparasitarios pasan su vida entera en el suelo, en general en la rizosfera de la planta. Los más especializados endoparásitos se introducen en los tejidos de la planta, por lo cual pasan menos tiempo en el suelo y en la rizósfera. Los parásitos de la superficie casi siempre están dentro de los tejidos de la planta, por tanto pasan, muy poco tiempo en el suelo. Debido a los hábitos de vida de los nemátodos en el suelo, es más fácil controlar a los ectoparásitos que a los endoparásitos.

Los principales factores en el medio ambiente de los nemátodos son temperatura, humedad, textura, aireación y la química de la solución del suelo. Sólo en el laboratorio es posible investigar este complejo ambiente en constante cambio; y aún a partir de los datos de laboratorio, es difícil relacionar diversos factores, como la distribución de nemátodos, niveles de población y patogenicidad, a cualquier factor individual. Se requieren los resultados de los estudios de la población de un terreno, para determinar la influencia de los interdependientes e intermedios factores del medio ambiente.

Temperatura

La temperatura afecta las actividades de los nemátodos, tales como la puesta, reproducción, movimiento, desarrollo y supervivencia, y afecta también a la planta huésped. Casi todos los nemátodos parásitos de plantas se tornan inactivos en una gama de temperaturas bajas, entre 5 a 15 °C; la gama óptima es entre 15 y 30 °C y de nuevo se vuelven inactivos a una gama de alta temperatura como de 30 a 40 °C. Las temperaturas fuera de estos límites pueden ser fatales.

Existe muy poca información sobre el efecto de las temperaturas constantes o alternadas, en las actividades específicas de las diversas especies de nemátodos. El nemátodo javanés de nódulo radicular (**M. javanica**) no es de importancia en el norte de Estados Unidos, en donde no inverna a la intemperie en suelos profundos congelados, pero el nemátodo nortero del nódulo radicular (**M. hapla**) sí inverna y puede ser una plaga grave en esas áreas. Sin embargo, las temperaturas no limitan el establecimiento de algunos nemátodos: el nemátodo de la remolacha azucarera (**Heterodera schachtii**) es una plaga grave en el norte y en el sur, donde las temperaturas pueden pasar de 35 °C. El nemátodo del tallo, menos adaptable, está restringido a climas templados o calientes, donde la planta huésped se cultiva en invierno.

La determinación de la influencia de la temperatura sobre la reproducción de los nemátodos en las plantas es muy complicada debido a que la temperatura influye en el crecimiento de la planta. Los cambios en dicho crecimiento también producen cambios correspondientes en la morfología y fisiología de la raíz. La temperatura determina en gran parte la selección de las cosechas y las rotaciones. En algunas áreas de Gran Bretaña, Europa y Estados Unidos, se cultivan algunas variedades de papas y remolacha azucarera a principio de la primavera, cuando los suelos están tan fríos que no se pueden reproducir en ellos el quiste de la papa ni el nemátodo de la remolacha azucarera, pero no lo están tanto para que las plantas no se puedan desarrollar. La protección contra estos organismos durante la parte inicial del período vegetativo del lugar disminuye los daños de la cosecha.

Humedad

La fluctuación de la humedad del suelo debida a la lluvia o al riego es uno de los factores principales que influyen en los aumentos de población de los nemátodos. Cuando el suelo está seco, puede disminuir el número del nemátodo anillado (**Criconomoides xenoplax**), del nemátodo daga (**Xiphinema aniericanum**), y de los nemátodos quiste y nódulo radicular. No todos los nemátodos mueren, aunque las condiciones de sequía pueden deprimir su actividad y las poblaciones resultantes. Sobreviven a la sequía los huevos de la mayoría de los nemátodos, así como también otros estados de los nemátodos como el del pre-adulto del nemátodo alfiler (**Paratylenchus** spp.). El barbecho en seco puede no ser una medida práctica de control, excepto en algunas regiones áridas y calientes, donde si reduce el número de nemátodos, de tal manera que es posible obtener una cosecha provechosa.

En general, los suelos saturados no son favorables a las plantas de nemátodos de las cosechas agrícolas. En las zonas tropicales lluviosas y en los terrenos anegados, el número de algunas especies de nemátodos de nódulos radiculares, quiste, del raquitismo y alfiler se ha reducido por el exceso de agua, falta de oxígeno y toxinas producidas por organismos anaeróbicos. Sin embargo, en localidades húmedas se han encontrado grandes cantidades de especies como **Dolichodorus**, **Radopholus** e **Hirschmanniella**.

Se cree que los nemátodos siempre están activos en suelos que tienen un contenido de humedad de 40 a 60% de su capacidad de campo. En los suelos secos y húmedos están inactivos durante periodos variables. Los nemátodos necesitan películas de agua libre en el suelo para su incubación y movimiento, aunque la influencia de la humedad sobre ellos es poco conocida. Debido a que las propiedades de aireación del suelo se deben a la relación entre la humedad del mismo y su estructura, el nivel de oxígeno puede ser el factor fundamental que tiene influencia sobre algunas actividades de los nemátodos. Conforme aumenta la humedad, la aireación del suelo disminuye, así que los contienen poco oxígeno después de una fuerte lluvia, inundación o riego. Según estudios hechos en algunos nemátodos parásitos de plantas, parece que son capaces de poseer un metabolismo oxidante así como fermentante, lo cual los capacita para sobrevivir sin oxígeno durante periodos variables. Los bajos niveles de oxígeno pueden inducir la inactividad, y permiten que los nemátodos logren sobrevivir. El desarrollo y crecimiento de ellos depende del oxígeno disponible, lo cual es importante para determinar los niveles de población; por lo tanto, en general, los altos niveles de población se encuentran en suelos húmedos, bien aireados.

Textura y estructura del suelo

La textura del suelo la constituye el tamaño de las partículas que lo forman. En general, un suelo de textura gruesa contiene un alto porcentaje de arena y tiene grandes poros que drenan con más rapidez que los pequeños poros de un suelo de textura fina, el cual tiene una alta proporción de arcilla y limo. Debido a la amplia variación de los medios bióticos físicos y químicos dentro de la categorías de textura, es difícil generalizar con relación al tipo de suelo, actividad de los nemátodos y su distribución. En los suelos arenosos, de textura gruesa, se encuentra gran número de nemátodos como los siguientes: quiste, nódulo radicular, lesionante y el de las raíces de escobilla (**Trichodorus** spp.). Sin embargo, en los suelos arcillosos, son numerosos los nemátodos del tallo, el quiste de la

remolacha azucarera y algunas especies de lesionantes y que causa raquitismo. Aún otros, como el nemátodo de los cítricos se presentan con frecuencia en ambas clases de suelos.

La velocidad del movimiento de los nemátodos dentro del suelo está relacionada con el diámetro de los poros, el tamaño de las partículas, el diámetro del nemátodo, su relativa actividad y el grosor de las partículas de agua sobre y entre las partículas de tierra. Un nemátodo no se puede mover entre las partículas de tierra cuando los diámetros de los poros son menores que la anchura del cuerpo del nemátodo. Como ya se mencionó, están interrelacionadas la estructura del suelo, la humedad y la aireación. Cuando los poros del suelo están llenos de agua, los nemátodos se mueven con dificultad; cuando la aireación es limitada, se hacen inactivos. En suelos muy secos existe buena aireación, pero no agua suficiente para formar películas así que los nemátodos no se pueden mover. Sólo un suelo de humedad intermedia tiene la suficiente aireación y películas de agua para que los nemátodos tengan un movimiento eficiente.

Constitución del suelo

La constitución química de los componentes del suelo, un constituyente principal del medio ambiente del suelo, incluye la salinidad, pH, materia orgánica, fertilizantes, insecticidas y nematicidas. Los nemátodos parásitos de plantas tal vez obtienen pocos nutrimentos de los componentes del suelo. La incubación de los huevos y la supervivencia de las larvas puede ser influido por varias sales e iones. Durante periodos secos y húmedos, los nemátodos del suelo están sujetos a concentraciones variables de sales en la solución del suelo. Sin embargo, pueden tolerar presiones osmóticas hasta de 10 atmósfera, por lo menos durante periodos cortos. Esto es mucho más que las 2 atmósfera como máximo, que existe en la mayoría de los suelos agrícolas. La variación del pH entre 5.0 hasta 7.0 tiene pocos efectos sobre los nemátodos. La cal que se usa con frecuencia para neutralizar la acidez del suelo, no hace disminuir la población de nemátodos. Los fertilizantes y la materia orgánica, pueden influir sobre las poblaciones de nemátodos en forma indirecta, al aumentar el desarrollo en la planta huésped. En ocasiones, el uso de nematicidas e insecticidas en el suelo puede eliminar algunos enemigos de los nemátodos, conduciendo así a un aumento en el número de parásitos de plantas.

Clima

La lluvia y la temperatura son muy importantes para el crecimiento y desarrollo tanto de los nemátodos como de las plantas. En general, a dichos factores se deben las fluctuaciones estacionales en las poblaciones de nemátodos, e incluso pueden determinar el hecho de que las especies se puedan establecer en un nuevo habitat o región los factores climatológicos, que están relacionados con la humedad ambiental, son muy importantes para los nemátodos, e incluso pueden determinar el hecho de que las especies se puedan establecer en un nuevo habitat o región. Los factores climatológicos, que están relacionados con la humedad ambiental, son muy importantes para los nemátodos parásitos en la superficie del suelo, los cuales están adaptados para invadir las plántulas y dirigirse hacia arriba hasta la superficie de las plantas cubiertas por películas de agua o gotillas.

Estos nemátodos pueden estar sujetos a una severa desecación y a grandes cambios de temperatura, debido a los cambios en el clima aéreo, que son más violentos que los del clima del

suelo. Quizás, y como una especie de adaptación a esto, ciertos estados de estos nemátodos, como el segundo estado larval de los nemátodos del trigo, y el cuarto estado larval de los nemátodos del tallo, pueden soportar largos períodos de desecación. No existe información científica de la influencia del microclima de la superficie de la planta sobre las actividades de los nemátodos.

El ambiente de la planta

El ambiente de la planta huésped, que consiste, ya sea en la raíz o el tallo y el tejido de las hojas, influye mucho sobre los nemátodos endoparasitarios. Los tejidos de la planta que en general son atacados son los meristemas del ápice de la raíz, el cual contiene células de paredes delgadas, y ofrece un medio ambiente químicamente rico. La epidermis y la pared de la célula ofrecen barreras mecánicas a la entrada de los nemátodos y a sus movimientos. El tejido de las plantas protege a los nemátodos endoparasitarios del medio ambiente del suelo y es su única fuente de alimentación, por tanto su calidad y cantidad influyen en el desarrollo y reproducción de los nemátodos. Así, la susceptibilidad, tolerancia y resistencia de la planta huésped a los nemátodos, depende de las propiedades de la célula y tejidos de las plantas.

Aún hay mucho por saber acerca de la naturaleza de estos factores y de su efecto sobre los nemátodos. El periciclo y las áreas muertas, las cuales están formadas en algunas plantas en respuesta a la alimentación de los nemátodos, pueden afectar el desarrollo y reproducción de ellos, debido a que la calidad y cantidad de los nutrientes son deficientes en esa área, o los nemátodos pueden ser excluidos de células apropiadas por estas áreas. En los nemátodos parásitos de plantas, como el nódulo radicular, quiste y de los cítricos, las células de los huéspedes están modificadas para proporcionar sitios especializados para la alimentación, y su dependencia fisiológica y nutricional sobre el huésped llega a estar delicadamente balanceada.

En fecha reciente, este intrincado sistema balanceado ha sido estudiado, para tratar de encontrar medios para controlar los nemátodos por el uso de agentes quimioterapéuticos o antimetabolizantes, para modificar el medio ambiente de la planta huésped y hacerlo inapropiado para los nemátodos. Esta área de investigación necesita impulso para lograr un entendimiento sobre la nutrición de los nemátodos y las relaciones entre el parásito y el huésped y para auxiliar en el desarrollo de métodos de control sistémico de nemátodos.

La Rizosfera

Además de servir como fuente de alimentación para los nemátodos, las raíces de las plantas también pueden modificar el medio ambiente del suelo, disminuyendo la concentración de nutrientes minerales, agotando la humedad, aumentando el dióxido de carbono, reduciendo el oxígeno y contribuyendo con una variedad de sustancias orgánicas por exudación y desechos de las células. La rizósfera, la zona circundante a las raíces, es un medio ambiente dinámico, donde con frecuencia las relaciones entre los nemátodos huéspedes y el medio ambiente son de naturaleza química. La exudación de una raíz estimula la incubación de huevos de los nemátodos quistes.

En general, la incubación es estimulada por sustancias químicas de una amplia gama de plantas, algunas de las cuales no actúan como huéspedes. Se desconoce la composición de las sustancias químicas de la oviposición, a pesar de más de 20 años de investigación. Los huevos de los

nemátodos de nódulos radiculares, así como los de la mayoría de los otros nemátodos parásitos de la planta, se incuban en el agua libremente; pero en el suelo, las exudaciones de las raíces aumentan en forma importante de los huevos de los nemátodos de nódulos radiculares, en comparación con oviposición en el agua. Dichas exudaciones estimulan el metabolismo de las larvas después de oviposición también ayudan a lograr el movimiento en dirección hacia las raíces. Las exudaciones también tienen influencia en la muda de las larvas preadultas del nemátodo alfiler. Tales ejemplos de estímulo por las raíces de las plantas parecen ser un refinamiento de parasitismo.

También, las exudaciones de las raíces y otras sustancias químicas pueden inhibir la incubación o repeler a los nemátodos. Según algunas observaciones, parecen que algunas plantas como la caléndula, los espárragos y el tabaco, producen sustancias químicas que repelen y hasta matan a algunas especies de nemátodos. Se sabe muy poco acerca de la composición de estas exudaciones y otras sustancias químicas, de la naturaleza de las reacciones sobre los nemátodos, o los receptores en ellos. También existe evidencia de que los nemátodos pueden ser repelidos por pequeñas cantidades de nematicidas.

Los microorganismos que existen en la rizósfera pueden tener influencia preponderante sobre los nemátodos en algunas plantas, por antagonismo, por competencia en la alimentación y el oxígeno, o por secreciones que pueden estimular o inhibir a los nemátodos. La investigación en este aspecto es necesaria. En la figura 4, se presenta el sistema ecológico que ilustra las complejas interrelaciones entre los nemátodos parásitos de plantas, la planta, el clima y el ambiente del suelo. Aunque es bastante la información con que se cuenta hoy, las interrelaciones es para cualquier combinación nemátodo - planta, aún no se conoce por completo. Es muy limitada la información coordinada sobre las actividades de los nemátodos, como la duración y estado del ciclo vital, y los mecanismos para su supervivencia en ambientes desfavorables y en ausencia de una planta huésped.

Es necesaria una evaluación exacta de la distribución vertical de los nemátodos en el suelo, sobre todo a profundidades mayores de 60 cm. Para determinar las posibles pérdidas en la cosecha, causada por dichos nemátodos y la necesidad de controlarlas. Otros aspectos que necesitan estudios ecológicos incluyen las relaciones huésped - parásito, las poblaciones mezcladas de parásitos de plantas, la influencia de otros microorganismos en la rizósfera, la influencia del microclima de la planta sobre los parásitos de la parte aérea de la misma, la influencia de factores de suelo sobre niveles de población de parásitos de planta, y la aplicación de sustancias químicas, oviposición de nemátodos al suelo infestado. Son necesarios nuevos métodos, nuevos accesos y programas a largo plazo, dirigidos a desarrollar conceptos ecológicos integrales de los nemátodos parásitos de plantas, para hacer progresos hacia la consecución de un control más efectivo y económico.

CONTROL DE NEMÁTODOS FITOPARASITICOS

Los nemátodos se controlan básicamente para mejorar la calidad y rendimiento de las cosechas. El control ayuda a obtener la mayor eficiencia y efectividad en la utilización de las tierras cultivables con el fin de llenar las necesidades de alimento y fibras en el mundo. La biología del nemátodo, sus relaciones ecológicas, métodos de propagación, valor por hectárea de cosecha-huésped y las labores de cultivo usadas en un área particular son factores importantes que deben considerarse al emprender la aplicación de medidas de control.

La primera recomendación para el control de nemátodos de que se tiene información fue hecha en Inglaterra en 1745 donde se sugirió sumergir los granos de trigo en agua salada para eliminar los granos que flotarían. Para esa época nada se sabía sobre el nemátodo del trigo, surgió la idea de que causaba daño reduciendo el rendimiento del cultivo y que algo podía hacerse para controlarlo.

Existen varios métodos de control de nemátodos:

- FISICOS
- AGRONOMICOS
- BIOLOGICOS
- GENETICOS
- QUIMICOS
- LEGALES
- INTEGRAL

FISICOS

Calor: Es un método útil aunque no muy práctico y de los métodos físicos, es el que mejores resultados ha dado. Se puede dividir en calor seco y calor húmedo. El calor seco tiene poca aplicabilidad a nivel de campo ya que el suelo es un gran aislador, con este método se pueden combatir nemátodos en pequeñas cantidades de suelo, para tal efecto se puede utilizar un horno para esterilizar medios a ser usados en invernaderos. El calor húmedo puede usarse en forma de agua caliente o vapor y tiene mayor aplicabilidad que el calor seco. El método del agua caliente es efectivo para combatir nemátodos en los bulbos, tubérculos y plantas con raíces suculentas además de los nemátodos de los cítricos **Tylenchulus semipenetrans** y **Radopholus similis**. El método del vapor es muy usado por los productores de plantas ornamentales, para tal efecto, usan autoclaves o calentadores de vapor con capacidad de esterilizar grandes cantidades de suelo.

Inundaciones: El efecto del combate de nemátodos por inundación es probablemente por asfixia, inanición y toxicidad producida por los compuestos químicos que se forman en condiciones anaeróbicas. Este método es muy costoso y para que la práctica sea eficaz deben mantenerse los campos inundados por mucho tiempo, por ejemplo para combatir **Meloidogyne** se necesitan de uno a dos años de inundación continua.

AGRONOMICOS

Rotación de cultivos: Algunos nemátodos parásitos de plantas tienen preferencia para algunos huéspedes. Cuando se les priva del huésped favorito por unos 3 ó 4 años, decrecen en número hasta tal punto que es posible obtener cosechas remunerativas del cultivo altamente susceptible. Esta práctica agronómica es la que mejores resultados ha dado en el control de nemátodos. El tiempo que tarda un cultivo resistente para reducir la población del nemátodo dependerá del tipo de nemátodo, se habla de 5 y hasta 8 años para reducir poblaciones de nemátodos formadores de quistes ya que son capaces de persistir por largo tiempo en condiciones de inactividad. Sin embargo antes de implantar un nuevo cultivo hay que saber si este, no solo reducirá la población del nemátodo sino además si su costo de implantación será bajo y su explotación rentable. La agricultura Europea ha tenido como constante el sistema de rotación de cultivos. Ya Virgilio (30

A.C.) se refería a la rotación de cultivos en la agricultura romana. Carlo Magno (800) legisló sobre rotación e impuso un sistema de tres años. Ritzema Bos (1880), en Holanda, publicó un libro en el cual aconsejaba cultivar un poco de cada cosa para dividir y minimizar riesgos.

Barbecho: Se conoce como la práctica de dejar el suelo sin sembrar durante ciertos intervalos de tiempo. Este método suele ser más eficaz cuando el barbecho se acompaña con araduras frecuentes, sobre todo en época de sequía y de altas temperaturas. De esta forma se eliminan las malezas que pueden alimentar a los nemátodos y ayudarlos a sobrevivir, se disminuye la humedad del suelo mediante la aireación y la luz solar y los nemátodos mueren por inanición y por desecación y calor. El método debe usarse en forma muy cuidadosa contra aquellas especies que forman estructuras de resistencia. Este método presenta algunos inconvenientes que son los siguientes: no puede ser usado en tierras de alto valor, es difícil mantener el campo completamente libre de vegetación, en áreas de alta lluviosidad se altera la estructura del suelo y por último, este método no aporta entradas a la finca.

Cultivos trampa: Este método se creó en Alemania para el control del nemátodo de la remolacha azucarera. Más tarde se probó para el control de **Meloidogyne**. Consiste en sembrar un cultivo o plantas de rápido crecimiento altamente susceptibles al nemátodo que se va a controlar, se les permite crecer por un tiempo determinado y se le destruye con rastra u otra forma. El control está basado en que los nemátodos endoparásitos, después de haber penetrado en las raíces se hacen sedentarios, incapaces de moverse y son destruidos junto con las plantas, antes de multiplicarse. Entre los cuidados que hay que tener están: el conocer con exactitud el ciclo biológico del nemátodo y que el cultivo trampa sea de fácil eliminación por uso de rastra. Otro problema que se puede presentar, aún conociendo la biología del nemátodo es la no destrucción a tiempo de las plantas por causas ajenas a la voluntad del agricultor como son, por ejemplo, los agentes atmosféricos. Sin embargo hay plantas como la **Crotalaria spectabilis** que permiten la invasión del nemátodo agallador pero no su reproducción, de esta forma no se corre el riesgo de no poder eliminar a tiempo el cultivo.

Plantas antagónicas: Estas plantas secretan sustancias tóxicas a los nemátodos. Los claveles de muerto, **Tagete patula** y **T. erecta** producen exudaciones tóxicas a **Pratylenchus**. El espárrago **Asparagus officinalis** produce exudaciones tóxicas a **Trichodorus**. La yerba pangola **Digitaria decumbens** controla varios nemátodos como **Meloidogyne** spp., **Rotylenchulus reniformis**, **Helicotylenchus** y **Criconebella** en piñales y **Radopholus similis**, **Meloidogyne incognita** y **Helicotylenchus dihystra** en platanales.

Incorporación de materia orgánica: Hay considerable evidencia de que el daño causado por nemátodos es reducido cuando se incorpora materia orgánica al suelo. Es posible que el efecto beneficioso del uso de materia orgánica se debe a: efecto de subproductos metabólicos de los microorganismos presentes en el suelo, estimulación de organismos antagonísticos a los nemátodos parásitos de plantas y a un mejoramiento de la fertilidad, lo cual hace que las plantas crezcan a pesar de los nemátodos. El método no es práctico a gran escala debido a las grandes cantidades de abono orgánico que habría que utilizar.

BIOLOGICOS:

Protozoarios: Se desconoce la efectividad de los protozoarios como agentes biológicos de control. Su amplia distribución y su habilidad para destruir los órganos de reproducción de los nemátodos, indican el valor potencial de control de estos organismos.

Nemátodos predadores: Desde hace mucho tiempo ha sido demostrada la presencia de nemátodos predadores. Muy poco se ha hecho para estudiar las posibilidades de usarlos en el control de nemátodos parásitos de plantas. Se agrupan en tres categorías: 1) Se tragan nemátodos enteros. Tienen el esófago recto y el estoma ancho. Entre estos se encuentran los géneros **Monhystera**, **Trypila** y **Mononchus**. 2) Aquellos que pinchan la cutícula de la víctima y succionan su parte interna. Tienen el estoma en forma de copa, provisto de dientes, grandes o pequeños, con los cuales hacen cortes en la cutícula. Algunas especies del género **Diplogaster** y la mayoría de las especies del género **Mononchus** se encuentran en este grupo. 3) Aquellos que inyectan a la víctima una sustancia soporífera y por medio del estilete se alimentan de la parte interna del nemátodo paralizado. En este grupo están especies del género **Seinura**.

Insectos y otros invertebrados: Los tardígrados se han observado atacando algunos nemátodos fitoparásitos. Sin embargo, su importancia como depredadores se desconoce. Algunos insectos del Orden Collembola, de los géneros **Onychirnarus**, **Isotoma**, **Achorutes**, **Orchesella** y **Folsamia** han sido observados atacando quistes de **Globodera**. También se han observado larvas de coleopteros estafilínidos, el ácaro **Pergamasus uasipes** y un miriápodo **Litholus dubosqi** atacando quistes de **Globodera**.

Virus y bacterias: Las bacterias se encuentran con frecuencia atacando a los nemátodos mantenidos en laboratorio, pero las condiciones desfavorables y el medio perjudicial en que se encuentra el nemátodo, en general evitan juzgar la importancia de tales asociaciones. Ha sido reportada una infección bacteriana muy extendida en poblaciones del suelo del nemátodo **Xiphinema armericanum**. Una enfermedad del nemátodo agallador **Meloidogyne** sp. es quizás causada por un virus. Generalmente las enzimas bacterianas son las que atacan a ciertos nemátodos en un sistema simple de laboratorio, es improbable que su efectividad en el suelo, con su complejidad física, química y biológica, pueda ser específica para los nemátodos parásitos de plantas.

Hongos: Se conocen más de 50 especies de hongos que capturan y consumen nemátodos. Las esporas de algunos de ellos son ingeridas por el nemátodo, mientras que otros hongos los atrapan por diversos medios, tales como un material pegajoso que se adhiere al micelio, la captura se efectúa cuando se ponen en contacto los nemátodos con las trampas fungosas. Aunque se han hecho algunas investigaciones en este campo, aún no se han descubierto los posibles medios para utilizar estos agentes bióticos en el control efectivo de nemátodos. A pesar de su efectividad in vitro y en pruebas en envases, no han tenido éxito los intentos para el control de nemátodos en el campo. 1) **Harposporium**, una de las especies ataca al género **Rhabditis** mediante la producción de conidios redondeados, pequeños, que se atascan en el estoma del nemátodo, germinan y producen ramificaciones hacia el interior del cuerpo, mediante las cuales se alimenta. Otra especie produce conidios alargados con puntas en ambos lados. Estas estructuras se adhieren a la cutícula del nemátodo, germinan, penetran la cutícula y producen ramificaciones. 2) **Cystopage**, la víctima es sostenida por una sustancia adhesiva secretada por las hifas vegetativas. También produce

estructuras globosas, pequeñas y recubiertas de un material adhesivo. 3) **Arthrobotrys**: Captura su presa por medio de lazos contractiles revestidos en su parte interna por una sustancia transparente y altamente adhesiva. La cutícula del nemátodo es perforada por un tubo que crece en la parte interna del lazo. 4) **Nematoctonus**, presenta estructuras globosas recubiertas de sustancias adhesivas, mediante las cuales atrapan nemátodos pequeños. Los nemátodos grandes arrancan las estructuras globosas y se las llevan adheridas al cuerpo. La cutícula es perforada por un tubo que penetra el cuerpo del nemátodo. 5) **Dactylaria**, captura mediante lazos no contractiles y estructuras globosas adhesivas. 6) **Dactylella**, captura mediante estructuras globosas adhesivas. 7) **Paecilomyces lilacinus** es uno de los hongos antagonistas más eficaces de **G. rostochiensis** y **M. incognita**. Tiene una fuerte acción proteolítica y queratinolítica, capaz de atacar también los huevos de los nemátodos, sin embargo debido a la acción queratinolítica causa, en humanos dermatitis, micosis y endoftalmis. Otro hongo muy prometedor y actualmente muy estudiado es **Pasteuria penetrans**.

GENETICO

Nos referimos a la utilización de variedades resistentes al nemátodo. La resistencia puede ser definida como la capacidad inherente de la planta de impedir o limitar la entrada o actividad de un patógeno cuando la planta es expuesta a la acción del mismo bajo condiciones apropiadas para que se produzca la infección. La tolerancia a nemátodos, es la habilidad de una planta de sobrevivir y dar cosecha satisfactoria a un nivel de infección que causaría pérdidas económicas a otra planta de la misma especie. Potencialmente el método más efectivo y económico para el control de nemátodos es el uso de variedades resistentes.

Hoy día a nivel comercial solo existen unas pocas debido a que la investigación en este campo ha sido escasa. Los nematólogos y genetistas han desarrollado plantas de algodón, tabaco, frijol, soya, pimiento, tomate, sarmientos de vid y patrones de durazneros resistentes a **Meloidogyne** spp.; trebol y alfalfa resistentes a **Ditylenchus dipsaci**; papas, cebada y soya resistentes a **Globodera** y **Heterodera**, cítricos resistentes a **T. semipenetrans** y maíz resistente a **Tylenchorhynchus claytoni**. La resistencia a nemátodos ha sido descubierta tanto en las plantas cultivadas como en las plantas silvestres. Por ejemplo la resistencia al nemátodo **Meloidogyne** se le encontró en especies silvestres de **Lycopersicon**, originadas en América del Sur, en ajíes de frutos pequeños, en variedades de alfalfa chilenas y africanas, en variedades seleccionadas de EEUU y en híbridos de vid y especies puras americanas. La resistencia al nemátodo dorado de la papa se encuentra en especies de **Solanum** y en variedades comerciales seleccionadas en América del Sur. Muy pocas plantas son inmunes al ataque de nemátodos. En general la resistencia es incompleta o relativa.

Interrogantes a resolver antes de iniciar un programa de mejoramiento: 1) Distribución del problema, 2) Gravedad del problema, comparado con otros problemas limitantes, 3) Existen biotipos o razas? Cuales? La resistencia está formada por todas aquellas respuestas de la planta que inhiben al parásito o su accionar dentro de la misma. A menudo la resistencia está presente en la planta antes del primer contacto con el parásito y puede ser:

Pasiva: se denomina también preexistente o natural. Se agrupan los fenómenos causados por sustancias no específicas, normales en las plantas, como el alfatertienil de **Tagetes** y los fenoles de las papas resistentes a **Globodera**. Se consideran todas las reacciones de atracción, repulsión,

penetración e intoxicación. Activa: se denomina también adquirida, inducida o provocada. Un ejemplo es la hipersusceptibilidad.

Fitoalexinas: Se encuentran en las plantas resistentes y al penetrar el patógeno, se concentran y activan, se consideran sustancias protectoras no específicas.

Resistencia vertical: La resistencia vertical actúa contra un biotipo, es monogénica (uno o quizás dos genes son los responsables), a menudo se trata de un gen mayor. El grado de resistencia es alto pero se pierde muy fácilmente al llegar un nuevo biotipo. Resistencia horizontal: esta resistencia actúa contra todos los biotipos, es poligénica, basada en genes generales o menores, el grado de resistencia no es muy alto. No se pierde con facilidad.

QUIMICO

La fumigación del suelo se originó en Francia alrededor de 1860 cuando los entomólogos aplicaron bisulfuro de carbono para el control de la **Phyloxera** de la vid. Julius Kuhn en Alemania en el año 1871 probó el mismo producto para controlar al nemátodo de la remolacha azucarera pero los resultados no fueron prometedores. E.A Bessey, 1906-1907, probó bisulfuro de carbono en el control de **Meloidogyne**, pero el método no resultó práctico. J.D. Matthews, 1919 describió las propiedades nematicidas de la cloropicrina. Godfrey, 1934 inyectó cloropicrina al suelo, con buenos resultados. Lo hizo en grandes lotes dando inicio a la fumigación comercial. W. Carter, 1943, entomólogo del Hawaiian Pineapple Research Institute, reportó que la mezcla dicloropropeno-dicloropropano resultó ser muy prometedora para la fumigación del suelo. Dow Chemical Co. y Christie en Florida, 1945 reportaron los resultados favorables del uso de dibromuro de etileno.

El problema básico en el control práctico de los nemátodos es evitar que se alimenten de las plantas cultivadas y el objetivo es mejorar el crecimiento general de las plantas. Los problemas a ser considerados son: 1) búsqueda de materiales efectivos, 2) aplicación en el campo y 3) productos económicos. Un nematicida ideal debe poseer las siguientes características: 1) altamente tóxico al nemátodo, 2) baja o ninguna fitotoxicidad, 3) no tóxico al hombre o a animales de sangre caliente, 4) de fácil aplicación, 5) económico, 6) No debe dejar residuos en el suelo, 7) ser lo suficientemente volátil como para difundirse en el suelo con facilidad, pero no tanto porque se perdería con demasiada rapidez, 8) con propiedades sistémicas para control de nemátodos en partes aéreas de las plantas. No hay ningún producto con tales características. En la práctica un producto con características ideales para un propósito o para determinadas condiciones, puede ser inapropiado para otro propósito u otras condiciones.

En el país actualmente se pueden conseguir: Carbofuran (Furadan 10G), aldicarb (Temik 10G), este producto ya no se formula, su producción ha sido prohibida, ethoprop (Mocap 10G), oxamil (Vydate) y algunos desinfectantes de suelo que poseen características nematicidas tales como Basamid, Bromuro de Metilo y Formol.

LEGAL

Son medidas que tienden a combatir los nemátodos controlando las actividades humanas. Entre otras medidas están las leyes de inspección y medidas cuarentenarias que impiden la introducción de

nuevas plagas o su diseminación dentro de un mismo país; leyes que obligan a efectuar medidas de control tales como la destrucción de restos de cosecha, tratamiento de material de propagación y medidas de erradicación.

Cuarentena significa cuarenta días que los barcos tenían que esperar en el puerto antes de desembarcar a los pasajeros. Esta medida se estableció para evitar la entrada de enfermedades humanas a Europa. Luego pasó a enfermedades de animales y finalmente de plantas. En sentido estricto aún significa un tiempo de espera, pero en amplio sentido comprende todas las medidas legales de control.

INTEGRADO

Este método trata de integrar dos o más formas de control de nemátodos y básicamente tiene como objetivos:

1. Evitar crear resistencia a los nematicidas.
2. Evitar cambios dramáticos en el medio ambiente como son la eliminación de flora y fauna naturales, especialmente aquellas que actúan como enemigos de los nemátodos fitoparásitos.
3. Evitar la contaminación de suelos, aguas, aire y alimentos.
4. Proteger la estructura del suelo y aumentar su productividad con prácticas agronómicas de combate.

Para aplicar correctamente un control integrado de nemátodos, hay que conocer muy bien la biología de la especie a controlar, además de identificar exactamente a la especie.

TOMA DE MUESTRAS PARA DETECCIÓN DE NEMÁTODOS PARASITOS DE PLANTAS

Renato Crozzoli P. y Diego Rivas

Introducción

Los nemátodos se presentan normalmente agrupados, tienen poco movimiento y, por lo tanto, su distribución, generalmente, es irregular en su universo, el cual puede ser el suelo o los tejidos radicales.

Si los nemátodos están distribuidos al azar, el error que resulta en el conteo de muestras depende de la distribución normal (Poisson) y es por lo menos la raíz cuadrada del número de nemátodos que se contaron. Este error puede expresarse como un porcentaje del número contado, de modo que si contamos 400 nemátodos, el error es 20 como mínimo, es decir 5%. En realidad el error es mucho más grande, porque debemos agregar otras fuentes de variación. Por lo tanto este error, en trabajos con nemátodos parásitos de plantas está, generalmente, alrededor de un 25%. Entre las fuentes de variación se pueden señalar la distribución en parches de los nemátodos, localización de las plantas y densidad local de las raíces. Dependiendo del objetivo, existen tres tipos de muestreo:

A. Muestreo selectivo o estratificado

Se utiliza para diagnóstico o para estudios biológicos específicos. Para estudios de diagnóstico se muestrean los parches enfermos tomando una muestra dentro del parche y otra fuera del parche. Preferiblemente se toman 3 pares de muestras de 3 parches diferentes. Cada muestra debe constar de: una planta (si es factible) + raíces + suelo adherido (por lo menos 100 cc); para plantas pequeñas se toman un manojo de ellas con sus raíces y suelo; para árboles se toman varias submuestras que luego se mezclan.

El mejor momento para muestreo de diagnóstico es al principio del ciclo de cultivo; de modo que la enfermedad debida o causada por nemátodos pueda correlacionarse con la densidad de pre-siembra.

B. Muestreo para determinar densidad media

Se utiliza para experimentos y trabajos de extensión. Para muestreo representativo de la población de un campo o en un lote, debemos tomar una muestra grande formada por varias sub-muestras. Lo ideal para tomar este tipo de muestras es un barreno cilíndrico de 1 cm de diámetro y 30 cm de altura. El número de sub-muestras oscila alrededor de 40-50/ha a una profundidad de hasta 20-30 cm para obtener una muestra de 1000- 1500 cc/ha. Cada muestra, de existir cultivo o barbecho, debe venir acompañada de raíces.

C. Muestreo para detectar

Se usa en trabajos de reconocimiento cualitativo y en aplicación de medidas legales.

El procedimiento de toma de muestras es similar al aparte B. con la diferencia que se toman el mismo número de sub-muestras pero hasta 5 cm de profundidad y la muestra es procesada en su totalidad y no alicuotas de 100 o 200 cc como en el caso B.

FORMAS DE MUESTREAR. Cultivos de ciclo corto, extensivos y frutales.

A. Muestreo totalmente al azar

Puede usarse siempre y cuando lo permitan las condiciones prácticas. Siempre que el número de sub-muestras y, por consiguiente de muestras, sea suficiente, el método permite obtener conclusiones sobre la población total. Es a menudo laborioso ya que es difícil conseguir una auténtica aleatoriedad.

B. Muestreo sistemático

Puede usarse cuando es necesario cubrir con la muestra un máximo de superficie de la parcela. Las unidades muestreadas son espaciadas sistemáticamente en toda la superficie de la parcela; por ejemplo cada 6 plantas en las hileras 4 y sus múltiplos (8, 16, 24 etc ...). La toma de las unidades de muestra es sencilla y no se presta a interpretaciones individuales equivocadas.

C. Muestreo por grupos al azar o sistemáticos

Las unidades de muestra o sub-muestra están agrupadas alrededor de diversos puntos. Estos se hallan distribuidos, a su vez, al azar o en forma sistemática. Cuando el acceso a cada planta de una parcela es difícil, este método simplifica la toma de muestras, reduciéndose el trabajo. Sin embargo, no queda asegurada la representatividad cuando se trata de material heterogéneo, especialmente cuando el número de focos es pequeño. El número de sub-muestras debe ser mayor que en el caso de usar un muestreo al azar.

D. Muestreo estratificado al azar o sistemático

Puede usarse cuando la población que hay que someter a muestreo puede subdividirse, ej. diferentes edades de las plantas, diferentes características edáficas, pendientes etc... Se asegura la representatividad más que con cualquier otro método. Se requieren buenos conocimientos previos o un muestreo preliminar.

EQUIPO NECESARIO PAR TOMA DE MUESTRAS

- Pala pequeña, con mango corto.
- Bolsas plásticas de color claro con capacidad de 2-2,5 Kg.
- Bandas de goma o cordel para amarrar las bolsas.
- Etiquetas (plástico o carton).
- Lápices de grafito. No deben usarse bolígrafos o marcadores debido a que la tinta se borra con la humedad del suelo.
- Tijeras de podar y navaja.
- Machete.

- Libreta de campo.
- Caja térmica

RECOMENDACIONES

- Prepare la etiqueta con los datos completos: planta o cultivo, localidad exacta, fecha de colección, colector, síntomas, magnitud de los daños y otros datos que puedan ser interesantes. Haga iguales anotaciones en la libreta.
- No colecte suelo demasiado húmedo.
- Cierre bien las bolsas y manténgalas en un lugar fresco. No permita que las muestras se sequen o recalienten.
- Aunque las muestras bien selladas, húmedas y colocadas a temperaturas de 5-6 °C pueden permanecer por largos períodos de tiempo (1-2 meses) sin deteriorarse mayormente, llévelas lo más pronto posible al Laboratorio para el procesamiento.
- Incorpore completamente al suelo las muestras de raíces. No traiga suelo y raíces separadas.
- En el caso de coleccionar partes de plantas o plantas enteras para estudiar nemátodos que viven en la parte aérea, se recomienda colocar pedazos de tallo, hojas, semillas, bulbos o plantas enteras en bolsas plásticas. Si el material está húmedo, envuélvalo en papel antes de colocarlo en las bolsas para evitar que se deteriore.

BIBLIOGRAFIA

- Abawi, G.S. and Jacobsen, B.J. 1984. Effect of initial inoculum densities of **Heterodera glycines** on growth of soybean and kidney bean and their efficiency as host under greenhouse conditions. *Phytopathology* 74: 1470-1474.
- Aboul-Eid, H.Z. and Ghorab, A.I. 1974. Pathological effects of **Heterodera cajani** on cowpea. *PI. Dis. Repr.* 58:1130-1133.
- Abrego, L. 1971. Nematodes, a problem in coffee plantations of El Salvador. *Nematropica* 1:1.
- Abrego, L. 1974. Ensayos de selectividad de nematicidas en el combate de **Pratylenchus coffeae** en almacigueras de café. *Nematropica* 4:17.
- Acosta, N. and Ayala, A. 1975. Pathogenicity of **Pratylenchus coffeae**, **Scutellonema bradys**, **Meloidogyne incognita** and **Rotylenchulus reniformis** on **Dioscorea rotundata**. *J. Nematol.* 7:1-6.
- Acosta, N. and Ayala, A. 1976. Effects of **Pratylenchus coffeae** and **Scutellonema bradys** alone and in combination on Guinea yam (**Dioscorea rotundata**). *J. Nematol.* 8:315-317.
- Adesiyan, S.O. 1976. Host range studies of the yam nematode, **Scutellonema bradys**. *Nematropica* 6:60-63.
- Adesiyan, S.O. 1977.. Penetration and multiplication of **Scutellonema bradys** in yam (**Dioscorea** spp.) *Nematol. Medit.* 5:313-317.

- Adesiyan, S.O. and Odihirin, R.A. 1978. Root knot nematodes as pests of yams (**Dioscorea** spp.) in southern Nigeria. *Nematologica* 24:132:134.
- Adesiyan, S.O. and Badra, T. 1982. Granular nematicides for control of the yam nematode, **Scutellonema bradys**, and relevant residues in raw tubers. *J. Nematol.* 14:213-216.
- Adesiyan, S.O., Odihirin, R.A. and Adeniji, M.O. 1975. Economic losses caused by the yam nematode, **Scutellonema bradys**, in Nigeria. *PI. Dis. Repr.* 59:477-480.
- Altuve, M.E. 1985. Comportamiento de tomate y apamate con respecto a dos aislamientos diferentes de **Meloidogyne incognita** Raza 1. Tesis de grado. Maracay, Ecuador. Universidad Central de Ecuador. 129 pp.
- Ambrogioni, L. 1989. Nematodi parassiti: ultrastruttura delle interazioni ospite parassita. Encuentro sobre el tema: Nemátodos, sistemática y adaptación al parasitismo. Siena, 4 de noviembre (Italia). pp. 37-43.
- Anguéz, R. y Canto-Sáenz, M. 1991. Reacción de cultivares de camote (**Ipomoea batatas** (L.) Lam.) a **Pratylenchus tlakkensis** Seinhorst. *Nematropica* 21:197-201.
- Añorga, J. y Rodriguez, M. 1978. Importancia de los niveles de infestación de **Meloidogyne** sp. en el cultivo de la guayaba. *Revista Agrícola (Cuba)* 5(1):47-53.
- Arcia, A. y Wernsman, E.A. 1983. Reacción de algunas introducciones de *Nicotiana otophora* a dos razas del nemátodo nodulador **Meloidogyne incognita**. *Nematropica* 13:221-227.
- Arcia, A., Vargas, M., Casanova, E. y Meredith, J. 1974. Efecto de los nemátodos **Meloidogyne incognita** y **Meloidogyne javanica** sobre la deficiencia de boro en plantas de tabaco Burley (**Nicotiana tabacum** L.) III Congreso Venezolano de la Ciencia del Suelo. Mérida, Ecuador, 1-4 de diciembre. 12 pp.
- Arias, B. y Renaud, J. 1989. Nemátodos asociados al cultivo de la caraota (**Phaseolus vulgaris** L.) en el Estado Lara. *Fitopatol. Venez.* 2:35-38.
- Arrieta, M.J. 1983. Respuesta de dos variedades de frijol alado (**Psophocarpus tetragonolobus** (L.) D.C.) a los nemátodos noduladores **Meloidogyne incognita** y **Meloidogyne javanica**. Trabajo de grado, Maracay, Ecuador. Universidad Central de Ecuador. 66 pp.
- Atu, U.G., Odurukwe, S.O. and Ogbuji, R.O. 1983. Root-knot nematode damage to **Dioscorea rotundata**. *Pi. Dis. Repr.* 67:814- 815.
- Ayala, A. and Acosta, N. 1971. Observations on yam (**Dioscorea alata**) nematodes. *Nematropica* 1:39-40.

- Badra, T. and Caveness, F.E. 1979. Chemotherapy of **Dioscorea alata** for desinfestation of **Scutellonema bradys**. *Nematropica* 9:135-137.
- Badra, T., Steele, W.M. and Caveness, F.E. 1980. The employment of a nonfumigant nematicide for control of root-knot and lesion nematodes on yam and crop preservation and storage. *Nematropica* 10:81-85.
- Baines, R.C. and Smali, R. H. 1974. Evidence of modes of action of Oxamil nematicide on **Tylenchulus semipenetrans**. *J. Nematol.* 6:135 (Abstract).
- Barker, K.R. and Olthof, T.H.A. 1976. Relationship between nematode population density and crop responsos. *Annal Review of Phytopathology* 14:327-353.
- Barker, K.R., Schmitt, D.P. and Imbriani, J.L. 1985. Nematode population dynamics with emphasis on determining damage potential to crops. In: *An advanced treatise on Meloidogyne*. Volume li. Methodology. Sasser, J.N. and Carter, C.C. (eds.). Raleigh, North Carolina. U.S.A. North Carolina University Graphics. pp. 135-148.
- Betancourt, M. A. 1985. Control del nemátodo nodulador (**Meloidogyne exigua** Goldi, 1887) en vivero de café . Tesis de grado, Universidad Central de Ecuador, Maracay, Ecuador. 103 pp.
- Bergquist, R.R. and Riedel, R.M. 1972. Screening onion (**Allium cepa**) in a controlled enviroment for resistance to **Ditylenchus dipsaci**. *Pi. Dis. Reprtr.* 56:329331.
- Blake, C.D. 1961. Root rot of bananas caused by **Radopholus similis** (Cobb) and its control in New South Wales, 74:526-531. *Nematologica* 6:295-31 0.
- Blake, R.A. 1987. Report on sweet potato in Jamaica. *Memorias del Seminario sobre mejoramiento de la batata (Ipomoea batatas) en Latinoamérica*. CIP, Lima, Perú , 9 al 12 de junio. p. 87.
- Bridge, J., Luc, M. and Plowright, R. Nematode parasites of rice. In: *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agricultura*. M. Luc, R.A. Sikora and J. Bridge (Eds.). CAB Internacional, Wellingford, U.K. pp. 69-107.
- Brown, E.B. 1969. Assessment of the damage caused to potatoes by potato cyst eelworm, **Heterodera rostochiensis** Woli. *Annais of Applied Biology* 63:493-502.
- Burga, J.L. 1987. Situación del cultivo de la batata o camote en el Perú . *Memorias del Seminario sobre mejoramiento de la batata (Ipomoea batatas) en Latinoamérica*. CIP. Lima, Perú, 9 al 12 de junio. p. 104.
- Cain, S.C. 1974. **Meloidogyne exigua**. *Description of Plant- parasitic Nematodes*. Set 4, NO 49. CIH, St. Albans Herts., U.K. 4 pp.

- Calanche, A.E. 1986. Evaluación de nematicidas sistémicos en tomate (**Lycopersicon esculentum** Mill.) y determinación de residuos de aldicarb en los frutos. Tesis de grado. Maracay, Ecuador. Universidad Central de Ecuador. 149 pp.
- Camacaro, I. 1978. Reconocimiento de nemátodos fitoparásitos asociados a cultivos de hortalizas en Ecuador. Trabajo de ascenso. Maracay, Ecuador, Universidad Central de Ecuador. 103 p.
- Camacho, R.V. 1991. Reacción de tres selecciones de batata a diferentes niveles poblacionales del nemátodo **Meloidogyne incognita**. Tesis de grado. Maracay, Ecuador, Universidad Central de Ecuador. 46 PP.
- Campos, V.P., Sivapalam, P. and Gnanapragasan, N.C. 1990. Nematodes parasites of coffee, cocoa and tea. In Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agricultura. M. Luc, R.A. Sikora and J. Bridge (Eds.). CAB International, Weilingford, U.K. pp. 387-430.
- Casassa, A., Matheus, J., Crozzoli, R. y Rivas, D. 1993. Observaciones comparativas del comportamiento de **Psidium friedrichsthalianum** y **Psidium guajava** creciendo en un campo infestado con el nemátodo **Meloidogyne** spp. en el Municipio Mara del Estado Zulia. Xiii Congreso Venezolano de Fitopatología. San Cristóbal, 7-11 de noviembre. p. 134.
- Castagnone-Sereno, P. and Kermarrec, A. 1988. Association between **Pratylenchus coffeae** and **Scutellonema bradys** in yam tubers under agronomic conditions in the French West Indies. Nematropica 18:155-157.
- Caveness, F.E. 1967. Shadehouse host range of some Nigerian nematodes. Pi. Dis. Repr. 51:115-119.
- Caveness, F.E. 1982. Root knot nematodes as parasites of cassava. IITA Research Brief. 3(2):2-3.
- Claudio, M.Z. and Davide, R.G. 1968. Pathogenicity and identity of root knot nematode on five varieties of banana. Philipp. Agric. 51(3):241-251.
- Crozzoli, R. 1988. Control químico del nemátodo **Tylenchulus semipenetrans** en viveros de cítricos en Guayabita, Estado kragua, Ecuador. Fitopatol. Venez. 1:32 (Resumen).
- Crozzoli, R. 1989. El nemátodo dorado de la papa. Agronomía al día (UCV, Maracay) 2(4):38-40.
- Crozzoli, R. 1989. Control del nemátodo **Pratylenchus penetrans** en crisantemo con diferentes dosis de aldicarb. Fitopatol. Venez. 2:33-34.
- Crozzoli, R. 1990. Utilización de aldicarb y carbofuran para el control del nemátodo dorado de la papa (**Globodera rostochiensis**). Fitopatol. Venez, 3:9-10.

- Crozzoli, R. 1992. Effect of **Meloidogyne incognita** on the yield of cowpea (**Vigna unguiculata**) cv Metro. XXXII Reunión Anual Sociedad Americana de Fitopatología (APS) División del Caribe. Universidad de los Andes. Mérida, 20-24 de septiembre. p. 23
- Crozzoli, R. 1992. Effect of *Meloidogyne incognita* on the yield of haricot bean (**Phaseolus vulgaris**) cv Tenerife. XXXII Reunión Anual Sociedad Americana de Fitopatología (APS) División del Caribe. Universidad de los Andes. Mérida, 20-24 de septiembre. p. 24.
- Crozzoli, R. 1994. Decaimiento lento de los cítricos causado por **Tylenchulus semipenetrans** Cobb, 1913. UCV. Revista de la Facultad de Agronomía (Maracay). Alcance 46:97-117.
- Crozzoli, R. y Vargas, G. 1989. Reacción de 13 patrones de duraznero a infestaciones del nemátodo **Meloidogyne javanica**. Fitopatol. Venez. 2:16-18.
- Crozzoli, R. y González, A. 1989. Reacción de once patrones de cítricos al nemátodo **Tylenchulus semipenetrans**. Agron. Trop. (Maracay) 39:269-279.
- Crozzoli, R. y Hernández, A. 1989. Influencia de la textura del suelo sobre la actividad del nemátodo de los cítricos **T. semipenetrans**. Fitopatol. Venez. 2:62-63 (Resumen).
- Crozzoli, R. y Parra, D. 1991. Detección del nemátodo **Scutellonema bradys**, causante de la pudrición seca del ñame en Ecuador. Fitopatol. Venez. 4:26.
- Crozzoli, R. y Cati, F. 1991. Reacción de diferentes selecciones de batata al nemátodo **Meloidogyne incognita**. Fitopatol. Venez. 4:64-65 (Resumen).
- Crozzoli, R. y Vovias, N. 1991. Alteraciones histológicas causadas por la acción de **Meloidogyne incognita** en algunas selecciones de ñame, mapuey y batata. Fitopatol. Venez. 4:65 (Resumen).
- Crozzoli, R. y Funes, C. 1992. Presencia del nemátodo **Tylenchulus semipenetrans** en las principales zonas productoras de cítricos del Estado Aragua, Ecuador. Fitopatol. Venez. 5:17-20.
- Crozzoli, R. e Hidalgo, O. 1992. Respuesta de diez cultivares de yuca al nemátodo **Meloidogyne incognita**. Fitopatol. Venez. 5:20- 22.
- Crozzoli, R., Higuera, A. y Rivas, D. 1993. Respuesta de cultivares de frijól a **Meloidogyne** spp. (Nematoda, Tylenchida): evaluaciones preliminares. Resúmenes Xiii Congreso Venezolano de Fitopatología. San Cristóbal, 7-11 de noviembre. p. 128
- Crozzoli, R., Graff, R. y Rivas, D. 1993 a. Nemátodos fitoparásitos asociados al cultivo del banano (*Musa acuminata* AAA) en el Estado Aragua, Ecuador. Rev. Fac. Agron. (Maracay) 19:275-287.

- Crozzoli, R., Martínez, G. y Rivas, D. 1993 b. Control de **Helicotylenchus** spp. y **Meloidogyne incognita** y fluctuaciones poblacionales de los nemátodos en el cultivo del banano (Musa AAA) en el estado Aragua, Ecuador. XIII Congreso Venezolano de Fitopatología. San Cristóbal, 7-11 de noviembre. p. 124.
- Crozzoli, R., Casassa, A.M., Rivas, D. y Matheus, J. 1991. Nemátodos fitoparásitos asociados al cultivo del guayabo en el Estado Zulia, Ecuador. Fitopatol.Venez. 4:2- 6.
- Cuadra, R. y Quincosa, A. 1982. Comportamiento de diferentes especies de **Psidium** como patrones para guayabos resistentes a **Meloidogyne**. Ciencias de la Agricultura (Cuba) 13:19-26.
- Curi, S.M. 1973. Novas observa es sobre un nematode do cafeeiro. O. Biológico 39:207-209.
- Dao, F. 1961. El nemátodo del ajo **Ditylenchus dipsaci** (Kuhn, 1858) Filipjev, 1936 y medidas de control. Ingeniería Agronómica (Caracas) 6:26-28.
- Dao, F. 1962. Nota sobre *Hirsmannia*, nuevo género, *oryzae*, nemátodo asociado con las raíces de arroz en Ecuador. 1 Jornadas Veterinarias, 111 Jornadas Agronómicas, Cagua, Edo. Aragua, 24-28 de octubre. 4 pp.
- Dao, F. 1962 a. Plantas hospederas del nemátodo causante de los nódulos en las raíces **Meloidogyne arenaria thamesi** Chitwood, 1952. Agron. Trop. (Maracay) 12:13-33.
- Dao, F. y Pérez, R. 1963. **Hirsmannia oryzae**, nemátodo del arroz, su efecto en éste cultivo. IV Jornadas Agronómicas. Boconó, Edo. Trujillo, octubre. 9 pp.
- Dao, F. and Oostenbrink, 1967. A inoculation experiment in oil palm with **Rhadinaphelenchus cocophiius** from coconut and oil palm. Medelingen Rijk Faculteit Landbouwetenschappen Gent (Belgica) 32:540-551.
- Dao, F. y González, J.A. 1971. El nemátodo dorado de la papa **Heterodera rostochiensis** Woll. y su presencia en los Andes venezolanos. Agron. Trop. (Maracay) 21:105-110.
- Dao, F., Gonzalez, J.A. y Oostenbrink, M. 1962. Problemas nematológicos observados en la agricultura venezolana. 1 Jornadas Veterinarias, 111 Jornadas Agronómicas, Cagua, Edo. Aragua, 24-28 de octubre. 6 pp.
- Delgado de la Flor, R. y Jatala, P. 1991. Distribución del nemátodo quiste de la papa (**Globodera** spp.) en el departamento de Cusco, Perú. Nematologica 21: 137- 146.
- Di Vito, M., Greco, N. and Carella, A. 1986, Effect of **Meloidogyne incognita** on the yield of eggplant. J. Nematol. 18:487-490.
- Dugalí, R.S., Singh, K.P. and Edward, J.C. 1979. Studies of phytonematodes and rhizoplane fungi associated with different varieties of guava. Plant Pathology 50:411-413.

- Dukes, P.D., Fery, R.L. and Hamilton, M.G. 1979. Comparison of plant resistance and a nematicide for control of southern root- knot nematodes in southernpeas, **Vigna unguiculata**. *Phytopathology* 69: 1 A3-1 A4.
- Edmunds, J.E. 1968. Nematodes associated with bananas in the Windward Island. *Trop. Agric. Trin.* 45(2):119-124.
- Edmunds, J.E. 1971. Association of **Rotylenchulus reniformis** with 'Robusta' banana and *Commelina* sp. root in the Winward Islands. *Nematropica* 1: 1 9-20.
- Egunjobi, O.A. and Olaitan, J.O. 1986. Response of **Meloidogyne incognita** infected cowpea to some agrowaste soil amendments. *Nematropica* 16:33-34.
- Egunjobi, O.A., Akonde, P.T. and Caveness, F.E. 1986. Interaction between **Pratylenchus sefaensis**, **Meloidogyne javanica** and **Rotylenchulus reniformis** in sole and mixed crops of maize and cowpea. *Revue de Nématologie* 9:61-70.
- Elliot, A.P. and Bird, G.W. 1985. Pathogenicity of **Pratylenchus penetrans** to navy bean (**Phaseolus vulgaris** L.). *J. Nematol.* 17:81-85.
- Esser, R.P. and Meredith, J. 1987. Red ring nematode. *Nematology circular* NO 141. Fia. Dept. Agric. & Consumer Serv., Division of Plant Industry. 4 pp.
- Fargette, M. 1987. Use of the esterase phenotype in the taxonomy of the genus **Meloidogyne** 2. Esterase phenotypes observed in West Africa populations and their characterization. *Revue de Nématologie* 10:45-56.
- Fauíkner, L.R. and Bolander, W.J. 1970. Acquisition and distribution of nematodes in irrigation waterways of the Columbian Basin in Eastern Washington. *J. Nematol.* 2:362-367.
- Fernández Y., F. 1943. El nemátodo de la raíz del tomate. *Mems. Soc. Cienc. Nat. "La Saile"* (Caracas) 3(8):13-15.
- Fernández, E., González, G, Fernández, M. y Vasquez, R. 1987. Desinfección nematológica en lugares de replante de guayabo. *Ciencia Técnica Agricultura (Cuba)* 10(1):49-57.
- Fernández, E., Millares, L., Navarro, A. y Sanchez, M. 1987 a. Efectos de diferentes dosis de bromuro de metilo sobre **Meloidogyne** spp. en suelo para viveros de guayabo (**Psidium guajava** L.). *Ciencias Técnicas Agricultura (Cuba)* 10(1):59-71.
- Fernández, E., Pérez, J., Garcia, O. y Gonzalez, G. 1987 b. Efectividad de varios productos químicos contra **Meloidogyne** spp. en suelos para viveros de guayabo. *Ciencia Técnica Agricultura (Cuba)* 10(1):73-83.

- Ferreira, Ivonne. 1994. Nemátodos plaga del cafeto. UCV, Revista de la Facultad de Agronomía (Maracay). Alcance 49:69-96.
- Ferreira, I. y Crozzoli, R. 1993. Efecto de diferentes densidades poblacionales del nemátodo **Meloidogyne exigua** sobre algunas variables agronómicas de las variedades de café Catimor P4 y Caturra amarillo en crecimiento. XIII Congreso Venezolano de Fitopatología. San Cristóbal, 7-11 de noviembre. p. 132 (Resumen).
- Ferris, H., Bali, D.A., Beem, L.S. and Gudmundson, L.A. 1986. Using nematode count data in crop management decision. California Agriculture 40:12-14.
- Figueroa, A. 1978. Efectos de Carbofuran 5G en la productividad del café Caturra. Nematropica 8:26-33.
- Figueroa, A. 1980. Respuestas de resiembras de café Caturra al Carbofuran. Nematropica 10:68.
- Flores (Meredith), J. and Yopez, G. 1969. Meloidogyne in coffee in Ecuador. In Peachey, J.E. (Ed.). Nematodes of tropical Crops. Technical Communication NO 40. Commonwealth Bureau of Helminthology, St. Albans, Herts. England. pp. 251-256.
- Fondo para el desarrollo del coco, de la copra y de la palma africana (FONCOPAL). 1977. Informe sobre la situación sanitaria del cocotero en el Estado Miranda y en el Distrito Federal. N- 15. Caracas. 8 pp.
- Fortuner, R., Fauquet, C. and Lourd, M. 1979. Disease of the winged bean in the Ivory Coast. Pl. Dis. Repr. 63:194-199.
- Franco, J. 1986. Nemátodos del quiste de la papa **Globodera** spp. Boletín de información técnica NO 9. Centro Internacional de la Papa (CIP), Lima, Perú. 19 pp.
- Freckman, D.W. and Casweil, E.P. 1985. The ecology of nematodes in agro ecosystem. Ann. Rev. Phytopathology 23:275-296.
- Fusagri. 1977. Control del anillo rojo del cocotero. Noticias Agrícolas. Volúmen VIII, NO 8. 2 pp.
- Fusagri, 1977 a. En siembras de tomate: control de nemátodos. Noticias Agrícolas. Volumen VIII, NO 6. 2 pp.
- Fusagri. 1978. Desinfección de semillas de ajo. Noticias Agrícolas. Volumen VIII, NO 13. 2 pp.
- Gapasin, R.M. 1981. Control of **Meloidogyne incognita** and **Rotylenchulus reniformis** and its effect on the yield of sweet potato and cassava. Annals of Tropical Research 3:92-100.
- García, M.L. y Arcia, M.A. 1983. Resistencia de 12 variedades de tomate (**Lycopersicon esculentum**) al nemátodo nodulador (**Meloidogyne javanica**) aislado de plantas de tabaco. Nematropica 13:215-220.

- García, A., Tihohod, D., Caetano, M. e Rabello, L. 1988. Nota sobre a ocorrência de fitonematoide em cafezais da região de Marília. *Nematología Brasileira* XII: 151-153.
- Garrido, M. 1994. Transmisión de virus de plantas por nemátodos. UCV. *Revista de la Facultad de Agronomía*. Alcance 46:29-56.
- Gómez, J. 1972. Estudio preliminar del nemátodo nodulador del café (**Meloidogyne exigua**) y su control. *Nematropica* 2:18-19.
- Gowen, S. 1979. Algunas consideraciones de los problemas asociados con los nemátodos plagas del banano. *Nematropica*. 9:79-91.
- Greco, N., Brandonisio, A. and Bultrini, A. 1984. Control of **Globodera rostochiensis** on potato with fumigant and non fumigant nematicides. *Nematol. Medit.* 12:7-13.
- Greco, N., Vovias, N. and Inserra, R.N. 1987. The stem and bulb nematode **Ditylenchus dipsaci**. *Nematology Circular* NO 187. Fla. Dept. & Consumer serv. Division of Plant Industry. 4 pp.
- Griffith, R. 1971. Red ring disease: the mechanism of spread and recommendations for control. *Nematropica* 1:2.
- Griffith, R. and Koshy, P.K. 1990. Nematode parasites of coconut and other palms. In: *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*. M. Luc, R.A. Sikora and J. Bridge (Eds.). CAB Internacional, Weilingford, U.K. pp. 363-386.
- Guile, C.T. 1970. Further observations on cyst colour changes in potato cyst nematode pathotypes. *Plant Pathology* 19: 1-6.
- Gupta, D.C. and Yadav, B.S. 1980. Pathogenicity of **Rotylenchulus reniformis** on cowpea. *Nematol. Medit.* 8:91-93.
- Haddad, O., Meredith, J. y Martínez, G. 1975. Nemátodos fitoparásitos asociados a cultivos de banano en Ecuador. *Nematropica* 5:33-39.
- Hadisoeganda, W.W. and Sasser, J.N. 1982. Resistance of tomato, bean, southern pea, and garden pea cultivars to root-knot nematodes based on host suitability. *Plant Disease* 66:145-150.
- Hartmann, K.M. and Sasser, J.N. 1985. Identification of **Meloidogyne** species on the basis of differential host test and perineal-pattern morphology. In: *Advances treatise on Meloidogyne*. Volume 11 Methodology. Barker, K.R., Carter, C.C. and Sasser, J.N. (Eds.). Raleigh, North Carolina. U.S.A. North Carolina University Graphics. pp. 69-78.

- Hawley, W.O. 1956. Hot water treatment for the control of root-knot nematodes on **Dioscorea floribunda**. Pi. Dis. Repr. 40:1045- 1046.
- Heald, C.M. 1975. Pathogenicity and histopathology of **Rotylenchulus reniformis** infecting cantaloupe. J. bNematol. 7:149- 152.
- Heald, C.M. 1978. Effect of reniform nematode on vegetable yield. Pi. Dis. Repr. 62:902-904.
- Heald, C.M. and Robinson, A.F. 1987. Effects of soil solarization on **Rotylenchulus reniformis** in the lower Rio Grande Valley of Texas. J. Nematol. 19:93-103.
- Heald, C.M. and Meredith, J. 1987. Response of three tobacco cultivars to three **Rotylenchulus reniformis** populations. Nematropica 17:95-98.
- Heald, C. M., Menges, R.M. and Wayland, J. R. 1974. Efficacy of ultra-high frequency (UHF) electromagnetic energy and soil fumigation on the control of the reniform nematode and common purslane among southern peas. Pi. Dis. Repr. 58:985-987.
- Holtzmann, O.V. 1968. Plant-nematode associations previously unreported from Hawaii. Pi. Dis. Repr. 52:515-518.
- Hooper, D.J. 1972. **Ditylenchus dipsaci**. C.I.H. Description of plant parasitic nematodes. Set 1, NO 14, CIH, St. Albans, Herts, U.K. 4 pp.
- Hutchinson, D.J. and O'Bannon, H. 1972. Evaluating the reaction of citrus selections to **Tylenchulus semipenetrans**. Pi. Dis. Repr. 56:747:750.
- Inserra, R. 1977. I nematodi parassiti degli agrumi e relativi mezzi di lotta. L'Italia Agrícola 3:90-97.
- Inserra, R., Vovias, N. and O'Bannon, J.H. 1980. A classification of **Tylenchulus semipenetrans** biotypes. J. Nematol. 12:283:287.
- Inserra, R., Esser, R.P. and O'Bannon, J.H. 1988. Identification of **Tylenchulus semipenetrans** species from Florida. Nematology Circular NI 153. Fla. Dept. Agric. & Consumer Serv. Division of Plant Industry. 4 pp.
- Inserra, R., O'Bannon, J.H., Langdon, K.R. and Keen W.M., 1988 a. Host of **Tylenchulus semipenetrans** and **Tylenchulus palustris**. Nematology Circular NO 154. Fla. Dept. Agric. & Consumer Serv. Division of Plant Industry. 4 pp.
- Inserra, R., Vovias, N., O'Bannon J.H. and Esser, R.P. 1988 b. **Tylenchulus graminis** n.sp. and **T. palustris** n.sp. (**Tylenchulidae**) from native flora from Florida, with notes on **T. semipenetrans** and **T. furcraea**. J. Nematol. 20:266-287.
- Jaehn, A. 1986. Ensayo de comportamiento de progenie de café 1167119 en área infestada por **M. incognita**. Nematología Brasileira X:23-24 (Resumen).

- Jaehn, A. 1990. Uso de nematicidas no controle de **Meloidogyne incognita** en café. *Nematología Brasileira* XIV:19 (Resumen).
- Jain, R.K. and Hasan, N. 1986. Efficacy of "Neem" cake on fodder production, photosynthetic pigments and nematodes associated with oats and its residual effect on cowpea. *Indian J. Nematol.* 16:98-100.
- Jatala, P. 1989. Nematodes in tuber and root crops and their management. Proceeding of the 11th International Congress in Plant Protection. Manila, Philippines. pp. 5-9.
- Jatala, P. y Guevara, E. 1988. Reaction of some sweetpotato germoplasm to **Meloidogyne incognita**. *Nematropica* 18:12.
- Jatala, P. and Bridge, J. 1990. Nematodes parasites of root and tuber crops. In: Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agricultura. M. Luc, R.A. Sikora and J. Bridge (Eds.). CAB Internacional, Weilingford, U.K. pp. 137-180.
- Jenkins, W.R. and Bird, G.W. 1962. Nematodes associated with wild yam, **Dioscorea** sp., with special reference to the pathogenicity of **Meloidogyne incognita incognita**. *Pl. Dis. Repr.* 46:858-860.
- Jiménez-Saenz, E. 1971. Relación entre el ataque de nemátodos y la muerte súbita del cacao (**Theobroma cacao** L.) en Bahia, Brasil. *Turrialba* 19:255-260.
- Jiménez, M.F. 1972. Fluctuaciones anuales de la población de **Radopholus similis** en la zona bananera de Pococó, Costa Rica. *Nematropica* 2:33-40.
- Johnson, A.W. 1985. The role of nematicides in nematode management. In: An advanced treatise on **Meloidogyne** Volume 1. Biology and control. Sasser, J.N., Carter, C.C. (Eds.). Raleigh. North Carolina, U.S.A., North Carolina University Graphics. pp. 249-267.
- Jones, J.E., Beasley, J.P., Dickson, J.I. and Caldwell, W.D. 1988. Registration of four cotton germoplasm lines with resistance to reniform and root knot nematodes. *Crop Science* 28:199-200.
- Katan, J. 1981. Solar heating (solarization) of soil for control of soilborne pests. *Annual Review of Phytopathology* 19:211-236.
- Kinloch, R.A. 1974. Response of soybean cultivars to nematicidal treatments of soil infested with **Meloidogyne incognita**. *J. Nematol.* 6:7-11.
- Kirby, M.F. 1978. Reniform and root knot nematodes on passionfruit in Fiji. *Nematropica* 8:21-25.

- Koshy, P.K. and Swarup, G. 1971. Investigations on the life history of the pigeon-pea cyst nematode, **Heterodera cajani**. Indian J. Nematol. 1:44-51.
- Lamberti, F. 1988. La fitoparassitologia nematologica. 11 Congresso della Società Italiana di Nematologia. Foro d'Ischia. 6-8 de octubre. 6 pp.
- Laurence, G.W., Ciark, C.A. and Wright, V.L. 1986. Influence of **Meloidogyne incognita** on resistance and susceptible sweet potato cultivars. J. Nematol. 18:5965.
- Lim, T. and Khoo, K. 1990. Guava in Malaysia. Production Pest and Diseases Tropical Press. SDN. BHD. Malaysia. First Published. 260 pp.
- Loos, C.A. 1961. Eradication of the burrowing nematode, **Radopholus almas**, from bananas. PI. Dis. Repr. 45:457-461.
- Loos, C.A. y Loos, S.B. 1960. The black-head disease of banana (**Musa acuminata**). Proceeding of the Helminthological Society of Washington 27:189-193.
- Lordello, L.G. 1972. Nematode pest of coffee. In: Webster, J.M. (Ed.). Economic Nematology Academic Press. London and New York. pp. 268-282.
- Lordello, L.G. 1986. Plant-parasitic nematode that attack coffee In: Plant-parasitic nematodes of bananas, citrus, coffee, grapes and tobacco. Union Carbide Agricultural Products Company Inc. (Ed.), North Caroline, USA. pp. 32-41.
- Lordello, L.G.E. e Lordello, R.R.A. 1972. **Meloidogyne incognita** ataca cafeeiro no Paraná. O Solo 64:27.
- Lordello, R.R.A., Lordello, i.L., Martins, A.L.M. e Pereira, J.C.V.N.A. 1990. Plantu de cafezal em área infestada por **Meloidogyne exigua**. Nematología Brasileira XIV:18 (Resumen).
- Macaron, J. 1972. Contribution a l'etude de nématode phytophage **Tylenchulus semipenetrans** Cobb, 1913 (Nematoda, Tylenchida). These, Université des sciences et techniques du Languedoc, Montpellier. pp. 190.
- Macedo, M.C.M. 1974. Susceptibilidade de cafeeiros ao nematoide reniforme. O Solo 66:15-16.
- Malaguti, G. 1953. Pudrición del cogollo de la palma africana (**Elaeis guineensis**) en Ecuador. Agr. Trop. (Maracay) 3:13-31.
- Malo, S.E. 1967. Nature of resistance of 'Okinawa' and 'Nemaguard' peach to the root-knot nematode **Meloidogyne javanica**. Proc. Am. Soc. Hort. Sci. 90:39-46.
- Márquez, L., Arcia, A. y Crozzoli, R. 1991. Situación fitopatológica del cultivo del ajo en el estado Trujillo, Ecuador. Fitopatol. Venez. 4:66 (Resumen).

- Martin, G.C. 1961. Plant species attacked by root-knot nematodes (**Meloidogyne** spp.) in the federation of Rhodesia and Nyasaland. *Nematologica* 6:130-134.
- Martínez, G. 1970. **Rhynchophorus palmarum** L. (Coleoptera, Curculionidae) portador del nemátodo del 'anillo rojo' en Ecuador. *Rev. Fac. Agron. (Maracay)* 5:8185.
- Maruil, J. and Pinochet, J. 1991. Host suitability of *Prunus* rootstocks to four **Meloidogyne** species and **Pratylenchus vulnus** in Spain. *Nematropica* 21:185-195.
- Mateille, T., Foncelle, B. et Ferrer, H. 1988. Lutte contre les nématodes par submersion du sol. *Revue de Nématologie* 11:235-238.
- Mazzani, C. y Crozzoli, R., 1994. Control biológico de nemátodos fitoparásitos. UCV. *Revista de la Facultad de Agronomía*. Alcance 49:3-28.
- Mc Beth, C.W. 1956. Some nematode associated with Ecuador Agriculture. Shell Development Co. Agri. Research Div. (Modesto, California). Technical Report NO 9041. 24 pp. (Mimeografiado).
- Mc Sorley, R. 1979. Plant parasitic nematodes associated with banans and plantains in Southerrin, Florida. *Pi. Dis. Repr.* 63:663-665.
- Mc Sorley, R. 1981. Plant parasitic nematode associated with tropical and subtropical fruits. Agricultural Experiment Statons, Instituto of Food and Agricultural Sciences, University of Florida, Gainesville. *Bulletin* 823 (technical). 49 pp.
- Mc Sorley, R. and Parrado, J.L. 1986. Nematological Review: **Helicotylenchus multicinctus** on bananas: an internacional problem. *Nematropica* 16:73-91.
- Mc Sorley, R., O'Hair, S.K. and Parrado, J.L. 1983. Nematodes on cassava, **Manihot esculenta** Crantz. *Nematropica* 13:261-281.
- Medina, R., Crozzoli, R. y Rivas, D. Control del nemátodo **Meloidogyne incognita** en yuca con diferentes biocidas. *Fitopatol. Venez.* 5: 26-29.
- Menten, J.O. and Lordello, L.G.E. 1977. Varietal resistance of peach (**Prunus persica**) to the nematode **Meloidogyne incognita** and **M. arenaria**. *Nematología Brasileira* 11:165-174.
- Meredith, J. 1974. Nemátodos fitoparásitos asociados al cultivo de cacao (**Theobroma cacao** L.) en Ecuador. *Nematropica* 4:23-26.
- Meredith, J. 1976. Estudio de la reproducción de **Heterodora rostochiensis** Wolienweber, 1923, en diferentes condiciones ambientales sobre varias solanaceas. Tesis Ph D., Maracay, Ecuador, Universidad Central de Ecuador. 115 pp-

- Meredith, J. and Yépez, G. 1973. Presence of **Aphelenchoides ritzemabosi** (Schwartz, 1911) Steiner, 1932 on a commercial planting of tuberose (**Polianthes tuberosa** L.) in Ecuador. *Nematropica* 3:28.
- Meredith, J. y Castro, C. 1978. Nemátodos fitoparásitos asociados al cultivo de la caña de azúcar en los Estados Aragua, Portuguesa y Yaracuy, Ecuador. *Nematropica* 8:17.
- Meredith, J. y Pérez N., G. 1975. Género de nemátodos fitoparásitos asociados al cultivo de ajonjolí (**Sesamum indicum** L.) en Ecuador. *Nematropica* 5:44-46.
- Meredith, J. y Rivas, D. 1982. Evaluación de carbofuran y aldicarb para el control de **Paratylenchus** en siembras comerciales de crisantemo en Ecuador. *Nematropica* 12:269-277.
- Mian, I.H. and Rodríguez, K.R. 1982. Soil amendments with oil cake and chicken litter for control of **Meloidogyne arenaria**. *Nematropica* 12:205-221.
- Minton, N.A. and Baujard, P. 1990. Nematodes parasites of peanut. In: Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agricultura. M. Luc, R.A. Sikora and J. Bridge (eds.). CAB Internacional, Weilingford, U.K. pp. 285-319.
- Minton, N.A., Cairns, E.J., Minton, E.B. and Hopper, B.E. 1963. Occurrence of plantparasitic nematodes in Alabama. *Pi. Dis. Repr.* 47:743-745.
- Montero, F., Coraspe, H. y Tejera, S. 1991. Determinación de niveles de infestación del nemátodo del quiste, **Globodera rostochiensis**, en el Estado Trujillo, Ecuador. *Fitopatol. Venez.* 4:65 (Resumen).
- Montes, L., Crozzoli, R. y Vargas, G. 1993. Reacción de diferentes selecciones de batata al nemátodo **Meloidogyne incognita**. Xiii Congreso Venezolano de Fitopatología. San Cristóbal, 7-11 de noviembre. p. 127.
- Mora, O. 1973. El mejoramiento genético de la caraota (**Phaseolus vulgaris** L.). Informe de investigación 1978. Universidad Central de Ecuador, Facultad de Agronomía, Instituto de genética, Maracay. 90 pp.
- Mora, O. y Rincon, N. 1993. Control integrado del nemátodo causante del anillo rojo-hoja pequeña (**Bursaphelenchus cocophyllus**) en palma aceitera (**Elaeis guineensis** Jacq.) en la bananera venezolana, Edo. Yaracuy. Resúmenes del XIII Congreso Venezolano de Fitopatología. San Cristóbal, 7-11 de noviembre. p. 125.
- Müller, A.S. 1941. Reconocimiento de las enfermedades de las plantas cultivadas en Ecuador, 1937-1941. *Bol. Soc. Venez. Cienc. Nat.* 48 pp.
- Natour, R.M., Allow, J.M. and Catcho, Z.A. 1975. The effects of DBCP on citrus rootnematode and citrus growth and yield in Iraq. *J. Nematol.* 7:270-274.

- Netscher, C and Sikora, R. 1990. Nematodes parasites of vegetables. In: Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agricultura. M. Luc, R.A. Sikora and J. Bridge (Eds.) CAB Internacional, Weilingford., U.K. pp. 237-283.
- Newhali, A.G. 1958. The incidence of Panamá disease of banana in the presence of the root knot and burrowing nematode (**Meloidogyne** and **Radopholus**). PI. Dis. Reprtr. 42:853-856.
- Ngundo, B.W. and Taylor, D. 1974. Effects of **Meloidogyne** spp. on bean yield in Kenia. PI. Dis. Reprtr. 58:1020-1023.
- Noel, G. R. 1982. Soybean cyst nematode in commercial snap beans. Plant Disease 66:520-522.
- O'Bannon, J.H. 1968. The influence of an organic soil amendment on infectivity and reproduction of **Tylenchulus semipenetrans** on two citrus rootstocks. Phytopathology 58:597-601.
- O'Bannon, J.H., Leathers, C.R. and Reynolds, H.W. 1967. Interaction of **Tylenchulus semipenetrans** and **Fusarium** sp. on rough lemon. Phytopathology 56:414-417.
- Orr, C. and Robinson, A.F. 1984. Assessment of cotton losses in Western Texas caused by **Meloidogyne incognita**. Plant Disease 68:284-285.
- Paez, N., Arcia, A. y Meredith, J. 1976. Efecto individual y combinado de **Meloidogyne incognita** sobre cuatro cultivares de tabaco (**Nicotiana tabacum** L.) Nematopica 6:68-81.
- Parvatha Reddy, P. 1984. Efficacy of seed treatment with three nematicides for the control of **Meloidogyne incognita** infecting cowpea, french bean and peas. Indian J. Nematol. 14:39-40.
- Patel, G.J., Shah, H.M. and Patel, D.J. 1977. Screening of cowpea cultivars against root-knot nematodes. J. Nematol. 7:169-170.
- Petit, P. 1978. Estudio preliminar sobre los nemátodos fitoparásitos asociados al cultivo de la vid (**Vitis vinifera** L.) en Ecuador. Nematopica 8:66-68.
- Petit, P. 1990. Reconocimiento de nemátodos fitoparásitos asociados a frutales de importancia económica en Ecuador. Fitopatol. Venez. 3:2-5.
- Petit, P. 1991. Presencia del nemátodo de las cítricas (**Tylenchulus semipenetrans**) en las zonas cítrica del centro de Ecuador. Fitopatol. Venez. 4:10-12.
- Petit, P., 1991. Patogenicidad de **Meloidogyne incognita** en el portainjerto criolla negra y el cultivar de vid Italia. Fitopatol. Venez. 4:63.

- Petit, P. 1993. Resultados preliminares sobre control químico de nemátodos en platanero (**Musa acuminata** x **Musa balbisiana**, AAB) en el estado Yaracuy. XIII Congreso Venezolano de Fitopatología, San Cristóbal, 7-11 de noviembre. p. 126.
- Petit, P., Cardona, R. y Aular J. 1993. Estudio patológico de la parchita (**Passiflora edulis** var. *flavicarpa*) en el occidente de Ecuador. XIII Congreso Venezolano de Fitopatología. San Cristóbal, 7-11 de noviembre. p. 120.
- Pinochet, J. 1977. Occurrence and spatial distribution of root knot nematodes on bananas and plantains in Honduras. *Pl. Dis. Repr.* 61:518-520.
- Pinochet, J. 1988. Comments on the difficulty in breeding bananas and plantains for resistance to nematodes. *Revue de Nématologie* 11:3-5.
- Pinochet, J. y Rowe, P.R. 1987. Relation of two banana cultivars to three different nematodes. *Pl. Dis. Repr.* 62:727-729.
- Renaud, J. 1978. Nemátodos asociados al cultivo de la vid en Ecuador. Proceeding of the 6th Conference on virus and viruses disease of grapevine. Ministerio de Agricultura. I.N.I.A. 18, España. pp. 301.
- Renaud, J., Petlt, P., Martínez, G. y Arias, B. 1982. **Tylenchulus semipenetrans** Cobb (Nematoda, Tylenchulinae) asociados a raíces de vid (**Vitis vinifera** L.) en Ecuador. 111 Jornadas Internas Escuela de Agronomía, Universidad Centro Occidental Lisandro Alvarado. Edo. Lara. 5 pp.
- Rhoades, H.L. and Forbes, R.B. 1986. Effects of fallow, cover crops, organic mulches, and fenamiphos on nematode populations, soil nutrients, and subsequent crop growth. *Nematropica* 16:141- 151.
- Rodríguez-Kabana, R. e Ingram, E.G. 1978. Susceptibilidad del gandul a especies de fitonemátodos en Alabama. *Nematropica*. 8:32-34.
- Román, J. 1978. Fitonematología Tropical. Universidad de Puerto Rico, Est. Exp. Rio Piedras. pp. 255.
- Román, J. 1986. Plant parasitic nematodes that attack bananas and plantains. In:Plant parasitic nematodes of bananas, citrus, coffee, grapes and tobacco. Unión Carbide Agricultural Company, Inc. (Ed.). North Carolina, USA. pp. 6-9-
- Salazar, C. 1934. Resultados de un viaje de estudio y divulgación en el estado sucre. *Bol. Min. Salubridad y Agricultura* (Caracas) 2:403-457.
- Saleh, H., Abu-Gharbieh, W.1. and Al-Banan, L. 1988. Effect of solarization combined with solar-heated water no **Meloidogyne javanica**. *Nematologica* 34:290-291.

- Sanabria de A., Nelly. 1994. Interacciones entre nemátodos y hongos causantes de marchitez. UCV. Revista de la Facultad de Agronomía. ASicance 49:57-68.
- Sarah, J.L. 1989. Banana nematodes and their control in Africa. *Nematropica* 19:199-216.
- Schieber, E. y Grulion, L. 1969. El problema de nemátodos que atacan el café (**Coffea arabica** L.) en la República Dominicana. *Turrialba* 18:513-517.
- Seinhorst, J.W. 1965. The relation between nematode density and damage to plants. *Nematologica* 11:137-154.
- Servicio Shell para el Agricultor. 1960. Combate del nemátodo del ajo. *Noticias Agrícolas* Vol. 11 NO 21. 2 pp.
- Servicio Shell para el Agricultor. 1964. Semilla de ajo seleccionada contra nemátodos. *Noticias Agrícolas* Vol Vi No 33. 2 pp.
- Servicio Shell para el Agricultor. 1973. Control del anillo rojo del cocotero. *Noticias Agrícolas* NO 27. 2 pp.
- Sharma, R.D. and Sher, S.A. 1973. Nematodes with bananas in Bahia, Brazil. *Ciencia e cultura* 25:665-668.
- Sharma, R.D. and Sher, S.A. 1973. Nematodes of the cocoa region of Bahia, Brazil. II. Occurrence and distribution of plant parasitic nematodes associated with cocoa (**Theobroma cacao** L.). *Revista Theobroma* 3(3):17-24.
- Sharma, N.K. and Sethi, C.L. 1975. Effects of initial inoculum levels of **Meloidogyne incognita** and **Heterodera cajani** on cowpea and on their population development. *Indian J. Nematol.* 5:148- 154.
- Sharpe, R.H., Hesse, C.O., Lownsbery, B.F., Perry, V.G. and Hansen, C.J. 1969. Breeding peaches for root-knot nematode resistance. *J. Am. Hort. Sci.* 94:209-212.
- Siddiqi, M.R. 1974. **Tylenchulus semipenetrans**. C.I.H. Description of Plant Parasitic Nematodes. CIH, St. Albans, Herts, U.K. Set 3, NO 34. pp. 4
- Sikora, R.A. y Schollosser, E. 1973. Nematodes and fungi associated with root system of banana in a State of decline in Lebanon. *Pi. dis. Repr.* 57:615-618.
- Sikora, R. and Greco, N. 1990. Nematodes parasites of food Legumes. In: *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agricultura*. Luc, M., Sikora, R. A. and Bridge, J. (Eds.), C.A.B. Internacional, Weilingford, U.K. pp. 181-235.
- Singh, N.D. 1973. A note on plant parasitic nematodes associated with sugarcane in Trinidad. *Nematropica* 3:54-55.

- Singh, R.V. and Khera, S. 1979. Pathogenicity of **Rotylenchulus reniformis** on brinjal (**Solanum melongena** L.). Indian J. Nematol. 9: 1 17-124.
- Singh, R.S. and Reddy, P.P. 1981. Influence of **Meloidogyne incognita** infestation on **Rhizobium** nodule formation in french bean. Nematol. Medit. 9:1-5.
- Sosa-Moss, C. 1987. Cyst nematodes in Mexico, central and south America. Nematol. Medit. 15:1-2.
- Starr, J.L. and Page, S.L.J. 1990. Nematode parasites of cotton and other tropical fibre crops. In: Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agricultura. M. Luc, R.A. Sikora and J. Bridge (eds.). CAB Internacional, Weilingford, U.K. pp. 539555.
- Starr, J.L., Martyns, M.J. and Schilling, K. 1989. Effects of **Meloidogyne incognita** and **Fusarium oxysporum** f. sp. vasinfectum on plant mortality and yieid of cotton. Phytopathology 79:640- 646.
- Stone, A.R. 1973. Heterodera rostochiensis. Description of plant parasitic nematodes. Set 2, NO 16. CIH, St. Albans Herts, England, 4 pp.
- Stone, A.R., Meredith, J. y Montaldo, A. 1980. Reconocimiento de nemátodos fitoparásitos de yuca en Ecuador. Seminario Nacional de yuca. Rev. Fac. Agron. (Maracay) Alcance NO 31. pp. 241-244.
- Suárez, Z., González, M.S., Rondon, A., Tellechea, V. y Navas, R. 1992. **Rotylenchulus reniformis** Linford y Oliveira, grave amenaza en plantaciones de parchita en Ecuador. Datos preliminares. XXXII Reunion Anual, Sociedad Americana de fitopatología (APS) División del Caribe. Universidad de los Andes. Merida, 21-24 de septiembre. p. 26.
- Sud, U.C., Varaprasad, K.J., Seshadri, A.R. and Kher, K.K. 1984. Relationship between initial densities of **Rotylenchulus reniformis** and damage to cotton with fit to Seinhorst curves. Indian J. Nematol. 14:148-151.
- Tarjan, A.C., Jiménez, M.F. and Soria, V.J. 1971. Reaction of nematized cacao to chemical treatment. Nematropica 1:16.
- Tarjan, A.C., Jiménez, M.F. and Soria, V.J. 1972. Improving yields from nematode infected cacao trees (**Theobroma cacao** L.) in Costa Rica by use of nematicides. Nematropica 2:1 0-1 1.
- Taylor, A.L. and Sasser, J.N. 1983. Biology, identification and control of root-knot nematodes (**Meloidogyne** species). Internacional Meloidogyne Proyect. North Carolina State University Graphics. 1 1 1 pp.
- Thakar, N.A. and Patel, C.C. 1984. Screening of few cowpea varieties against reniform nematode, **Rotylenchulus reniformis** Linford and Oliveira, 1940. Indian J. Nematol. 14:204.

- Thames, W.H. and Heald, C.M. 1974. Chemical and cultural control of **Rotylenchulus reniformis** on cotton. Pl. Dis Repr. 58:337-341.
- Thomason, I.J., Rich, J.R. and Omelia, F.C. 1976. Pathology and histopathology of **Pratylenchus scribneri** infecting snap bean and lima bean. J. Nematol. 8:347-352.
- Toler, R.W., Tompson, S.S. and Barber, J.M. 1963. Cowpea (Southern pea) disease in Georgia, 1961-1962. Pi. Dis. Repr. 47:746-747.
- Torrealba, P.A. 1969. Survey of plant-parasitic and free-living nematode genera from Ecuador. In: Nematodes of Tropical Crops. Peachey J.E. (Ed.) Technical Communication NO 40. Commonwealth Bureau of Helminthology St. Albans, Herts, England. pp. 257-263.
- Van Gundy, S.D. 1986. Plant parasitic nematodes that attack citrus. In Plant parasitic nematodes of banana, citrus, coffee, grape and tobacco. Union Carbide Agricultural Products Company (Ed.). North Carolina, USA. pp. 20-31.
- Van Gundy, S.D. and Tsao, P.H. 1963. Growth reduction of citrus seedlings by **Fusarium solani** influenced by the citrus nematode and other soil factors. Phytopathology 53:488-489.
- Van Gundy, S.D., Baines, R.C. and Smali, R. 1978. The use of aldicarb for control of citrus nematode. J. Nematol. 8:25.
- Van Gundy, S.D., Garabedian, S. and Nish, J. 1982. A pest management approach to citrus nematode control in citrus. J. Nematol. 14:474-475.
- Vargas, G. 1981. Censo de nemátodos en huertos durazneros en la Zona Montañosa Central de Ecuador. Estación Experimental Bajo Seco. Universidad Central de Ecuador, Maracay. Boletín NO 1. 17 pp.
- Varon, F., Castro, H. y Ramírez, H. 1973. Nemátodos asociados con el cultivo de la caña de azúcar (**Saccharum officinarum** L.) en el Valle del Cauca, Colombia. Nematropica 3:61.
- Velazco, J., Baez, G., Rivero, G. y Ortega, E. 1991. Nemátodo dorado de la papa (**Globodera rostochiensis**) en los estados Tachira y Monagas. Fitopatol. Venez. 4:65 (Resumen).
- Vovias, N. y Ekanaiake, H.M.R.K. 1985. Histological alterations induced by **Rotylenchulus reniformis** alone or simultaneously with **Meloidogyne incognita** on banana roots. Nematropica 15:9-17.
- Whitehead, A.G. 1969. Nematodes attacking coffee, tea and cocoa and their control. In: Nematodes of tropical Crops, J.E. Peachey (Ed.) Technical Commun. Commonw. Bur. Helminth. NO 40. pp. 238- 250.

- Yépez, G. 1965. Presencia del nemátodo de las cítricas en la zona de Caripe, Estado Monagas, Ecuador. Rev. Fac. Agron. (Maracay) 3:111-116.
- Yépez, G. y Martínez, G. 1969. El "Anillo rojo" enfermedad del cocotero y la palma africana. Natura 39:46-50.
- Yépez, G. y Meredith, J. 1970. Nemátodos fitoparásitos en cultivos de Ecuador. Rev. Fac. Agron. (Maracay) 5:33-80.
- Yépez, G. 1972. Los nemátodos enemigos de la agricultura. Universidad Central de Ecuador, Facultad de Agronomía, Maracay. 220 pp.
- Yépez, G., Meredith, J. y Perez, A. 1972. Nemátodos del banano (**Musa** sp.) en Ecuador. Nematropica 2:47-51.
- Yépez, G., Meredith, J., Martínez, G. y Pérez, A. 1974. Registro de análisis nematológicos. Universidad Central de Ecuador, Facultad de Agronomía, Laboratorio de Nematología Agrícola. Sin paginación.