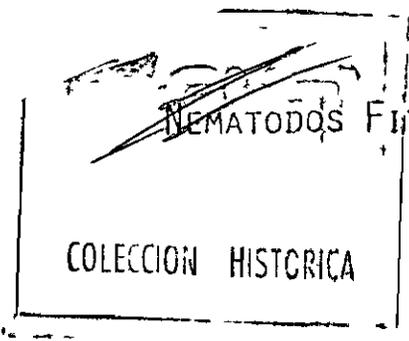


SB
608
RS
C376



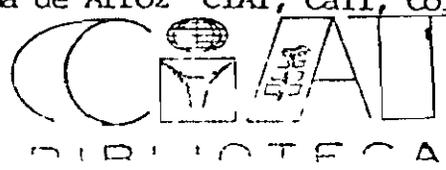
Jairo Castaño Z ¹⁹⁸³ *

Los nemátodos constituyen un grupo claramente definido dentro de los invertebrados. Los nemátodos son ubicuos y numerosos. En 1931 se habían descrito 4601 especies diferentes. De estas, 2205 especies son parásitas de vertebrados, 231 especies son parásitas de invertebrados, 1175 especies viven en aguas saladas y 990 especies viven en aguas dulces y en el suelo. Dentro de este último grupo están incluidos los nemátodos parásitos de plantas.

Se ha calculado que en una hectárea de suelo cultivado hay más de 7000 millones de nemátodos, casi todos ellos localizados en los primeros 6 cm de la capa arable. Los nemátodos fitoparásitos pueden ser endoparásitos o ectoparásitos, aéreos o subterráneos, constituyendo uno de los grupos de fitoparásitos más importantes de nuestra agricultura. Raramente cualquier cultivo se encuentra libre de nemátodos fitoparásitos y su presencia generalmente pasa desapercibida debido a su tamaño microscópico y posición protegida en el suelo. La mayor parte de los fitoparásitos son, en cierto sentido, parásitos obligados pues de pocos de ellos se sabe que se alimentan en otra forma.

El primer informe de nemátodos alimentándose en tejido vegetal fue dado por Neddham en 1744. El halló *Anguina tritici* en granos de

* Postdoctorado, Programa de Arroz CIAT, Cali, Colombia, 1983



119508
16 MAYO 1995

trigo que él mismo consideró estar atacados por carbón. El desconocimiento del tema y la prevalente controversia sobre la teoría de la generación espontánea echaron una cortina de humo sobre el descubrimiento el cual no trascendió ni tuvo secuelas. En 1855 Berkeley encontró *Meloidogyne* spp. causando nódulos en las raíces de pepino. Por la misma época *Heterodera schachtii* destruía los cultivos de remolacha azucarera en Europa continental. Hasta los años de la guerra europea se creyó que *Meloidogyne* y *Heterodera* eran los únicos géneros fitoparásitos. Entre esos años y la II Guerra Mundial se hallaron especies capaces de atacar la parte aérea de las plantas, tal es el caso de *Aphelenchoides besseyi* y *Ditylenchus angustas* que parasitan al arroz. En la post-guerra se desarrolló el control químico de nemátodos con fumigantes. Además se estableció la existencia de muchas otras formas dañinas a las plantas fuera de las hasta entonces conocidas.

--

La asociación de nemátodos con algunas enfermedades patológicas y fisiológicas ha sido reconocida muy recientemente. La interacción entre *Meloidogyne* spp. y *Fusarium moniliforme* es bien conocida. Parece ser que los nemátodos son atraídos por el bióxido de carbono y otros gases los cuales son emanados en mayor cantidad de las raíces de plantas enfermas que de las raíces de plantas sanas. También puede presentarse interacciones antagonísticas como es el caso de *Aphelenchoides besseyi* y *Leptosphaeria salvinii*. De acuerdo a Nonaka (1959), como consecuencia del ataque de *A. besseyi*, la actividad de enzimas respiratorias se incrementa estimulando la resistencia de la planta de arroz a la pudrición del tallo causada por *L. salvinii*.

Aparentemente los nemátodos producen más que simple heridas ya que se ha establecido experimentalmente que las plantas con heridas artificiales en las raíces no muestran incremento en síntomas, por lo tanto, es posible que los nemátodos inducen también alteraciones bioquímicas en los tejidos afectados

Aunque es difícil obtener información exacta acerca de las pérdidas ocasionadas por los nemátodos a los cultivos, en los Estados Unidos se estima que las pérdidas anuales provocadas por estos microorganismos en 12 cultivos ascienden a más de 500 millones de dolares. En arroz se ha estimado que las pérdidas ascienden al 6% (Anon , 1971) Datos estadísticos indican que en los Estados Unidos el total de pérdidas ocasionadas por nemátodos asciende al 10% de la producción agrícola, lo cual equivale a unos 2000 millones de dólares anuales.

En Latinoamérica es poca la información que se dispone acerca de los nemátodos fitoparásitos que afectan al arroz. El problema aumenta cada vez más debido a la extensa área sembrada en arroz (8 2 millones de has) (CIAT, 1982) a las comunicaciones deficientes y a la falta de personal capacitado para estudiar los problemas y asesorar a los agricultores La prevención o reducción de las pérdidas a causa de los nemátodos fitoparásitos, constituye un medio de aumentar los rendimientos por área de cultivo (Taylor, 1968) No obstante ser el arroz uno de los cultivos básicos para la alimentación de la población de los países Iatinoamericanos, muy pocos estudios se han realizado para determinar aquellos nemátodos fitoparásitos que afectan o pueden afectar la producción de este cultivo

Los nemátodos fitoparásitos varían tanto en tamaño como en forma. La mayoría de ellos miden entre 300-1000 μ de longitud - algunos llegan a medir 4000 μ - por 15-35 μ de diámetro (Agrios, 1978). Debido a su diámetro reducido son invisibles a simple vista, pero fácilmente observables al microscopio. Sin embargo, las hembras de algunas especies son fácilmente visibles a simple vista debido a que se hinchán al alcanzar el estado adulto adquiriendo forma esferoide o de pera (Figura 1). De los 12 géneros reportados atacando al arroz (Table 1), 2 géneros están confinados a la parte aérea de la planta y 10 géneros al sistema radical. La clasificación taxonómica de estos géneros se detalla en la Table 2.

NEMATODOS QUE ATACAN A LA PARTE AEREA DE LA PLANTA DE ARROZ

Nemátodo de la Hoja o Punta Blanca (*Aphelenchoides besseyi* Christie).

En 1915 Kakuta citado por Ou (1972) registró por primera vez la presencia de este nemátodo en el Japón. El nemátodo se halla ampliamente distribuido por muchos países de Europa, Africa, Asia y América. En este último continente se ha observado la enfermedad en Estados Unidos, México, Cuba, El Salvador, y Brasil (Feakin, 1971, Ribeiro, 1971, Castaño, 1974). Los daños provocados por el ataque de la enfermedad son severos. Atkins & Todd (1959) estimaron que los rendimientos se pueden reducir hasta un 50% en variedades susceptibles. En Taiwan, Hung citado por Ou (1972) en un estudio hecho con 10 variedades de arroz halló que las pérdidas en el rendimiento ascendieron hasta el 46%.

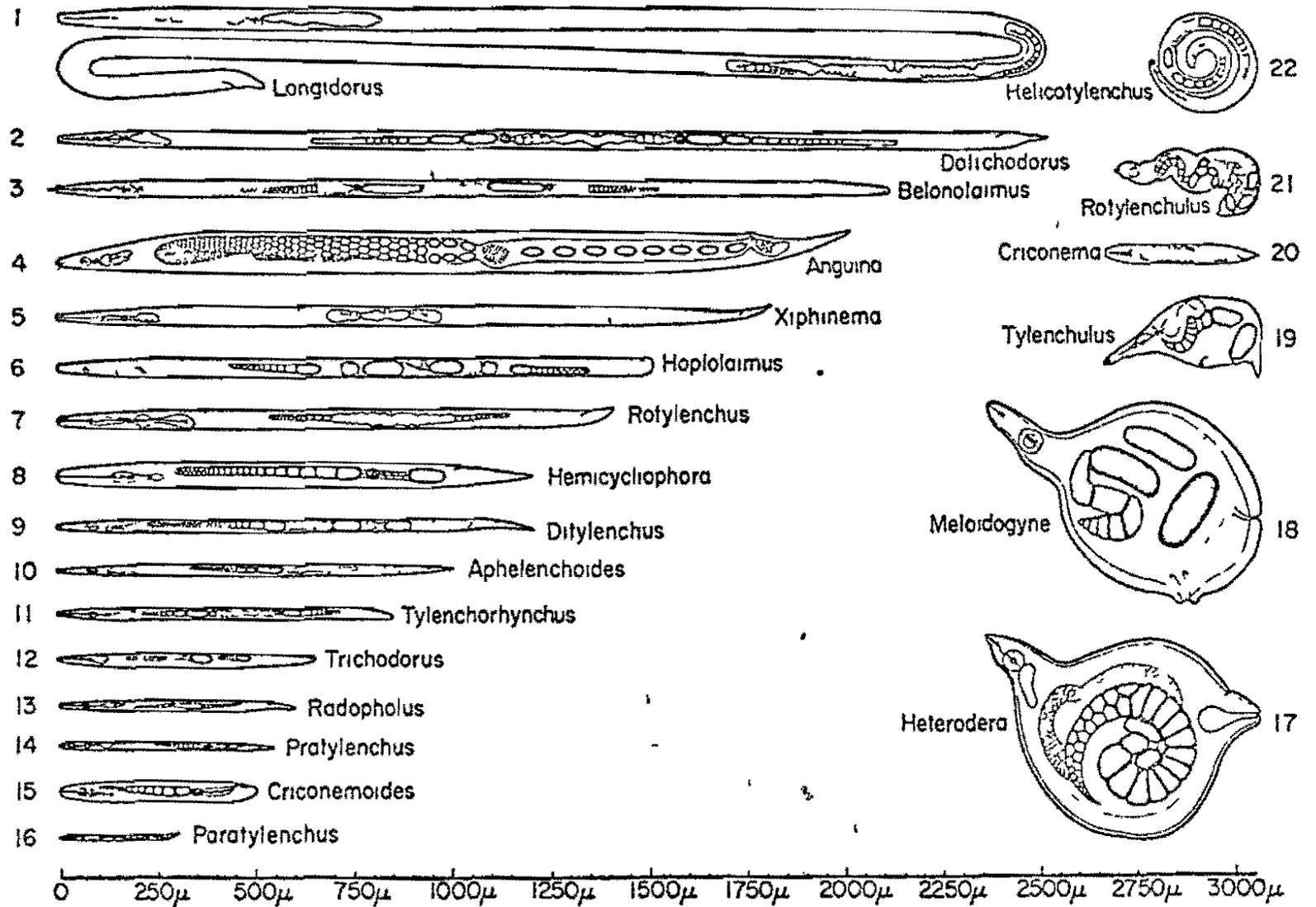


Figura 1 Morfología y tamaño relativo de los nemátodos fitoparásitos

Fuente Agrios, G N 1978 Plant pathology. Academic press 703 p

TABLE I. NEMATODOS FITOPARASITOS DEL ARROZ (*Oryza sativa* L.)

Género	Especie (s) registrada (s)	Nombre común	Distribución geográfica
Aphelenchoides	<i>A. besseyi</i>	Nemátodo de la hoja o punta blanca	América, Africa, Asia Europa
Ditylenchus	<i>D. angustus</i>	Nemátodo del tallo	Asia
Hirschmanniella	<i>H. oryzae</i> <i>H. spinicaudata</i> <i>H. thornei</i> <i>H. imamura</i> <i>H. caudacrena</i> <i>H. mucronatus</i>	Nemátodo de la raíz	América, Africa, Asia
Meloidogyne	<i>M. graminicola</i> <i>M. incognita</i> var. <i>acrita</i>	Nemátodo nodular de la raíz	América, Africa, Asia
Heterodera	<i>H. oryzae</i>	Nemátodo enquistado	América, Africa, Asia
Tylenchorhynchus	<i>T. martinii</i> <i>T. elegans</i> <i>T. brevilineatus</i>	Nemátodo del enanismo	Asia, America
Pratylenchus	<i>P. brachyurus</i> <i>P. pratensis</i> <i>P. zaeae</i>	Nemátodo de la lesión de la raíz	América
Helicotylenchus	<i>H. multicinctus</i> <i>H. erythrinae</i>	Nemátodo espiral	América, Asia
Criconeimoides	<i>C. Komabaensis</i> <i>C. onocensis</i> <i>C. rusticus</i>	Nemátodo anillado	América, Asia
Rotylenchus	<i>Rotylenchus</i> spp.	Nemátodo espiral	América
Xiphinema	<i>X. orbum</i> <i>X. parasetariae</i>	Nemátodo migratorio	Africa, Asia
Hoplolaimus	<i>H. galeatus</i> <i>H. indicus</i>	Nemátodo de lanza	Asia

TABLE 2. CLASIFICACION TAXONOMICA DE NEMATODOS FITOPARASITOS DEL ARROZ

Clase	Subclase	Orden	Suborden	Superfamilia	Familia	Género			
Nematoda	Secernentea	Tylenchida	Tylenchina	Tylenchoidea	Tylenchidae	Ditylenchus			
						Tylenchorhynchus			
						Hirschmanniella			
								Heteroderidae	Meloidogyne Heterodera
								Hoplolaimidae	Hoplolaimus Pratylenchus Helicotylenchus Rotylenchus
					Criconeematidae	Criconemoides			
			Aphelenchina	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	Aphelenchoides			
	Adenophorea	Dorylaimida	Dorylaimina	Dorylaimoidea	Longidoridae	Xiphinema Dorylaimus			

Síntomas

El nemátodo es ectoparásito. Generalmente los síntomas se manifiestan al iniciarse el período de elongación de las plantas. Estas cuando son atacadas carecen de vigor y producen panículas pequeñas. La longitud de las panículas y el número de espigas producidas es reducido, siendo más evidente hacia la parte terminal de las panículas en donde con frecuencia las glumas están ausentes. Las panículas afectadas presentan alto porcentaje de esterilidad con granos pequeños y distorsionados. No todos los granos en una panícula son afectados por punta blanca. Las hojas superiores, en especial la hoja bandera son marcadamente deformadas y la emergencia en las panículas es incompleta y de maduración tardía. Según Atkins & Todd (1959) las variedades resistentes raramente presentan síntomas foliares o en la panícula no obstante haber presencia de nemátodos en ellas.

Organismo causal

Después de registrarse la presencia del nemátodo en el Japón, se observó en los Estados Unidos en el año 1935 los síntomas de la enfermedad pero la causa fué atribuída a deficiencias de hierro o magnesio (Todd & Atkins, 1958). No obstante Cralley (1949) comprobó que el agente causal era un nemátodo. Yoshii y Yamaroto (1950) identificaron al organismo como *Aphelenchoides oryzae* Yoskoo, pero luego Allen (1952) citado por Ou (1972) indicó que el nemátodo de la punta blanca referido como *Aphelenchoides oryzae* era el mismo *Aphelenchoides besseyi*, siendo éste el nombre usualmente empleado.

Ciclo de vida

En la época de la formación de la espiga los nemátodos migran a las glumas y permanecen dentro de la palea del grano. Según Huu-Hai-Vuong (1969) la temperatura óptima para el desarrollo de los nemátodos es 28°C. El ciclo de vida es de 3-6 días. Para su normal desarrollo el nemátodo requiere humedad relativa superior al 70%. En granos secos el nemátodo se convierte en un organismo anabiótico, y según Atkins y Marchetti (1979), el nemátodo puede permanecer en ellas por un período de 2 años. Huang et al (1977) en Brasil, observando 32 muestras de arroz de 2-5 meses de cosechadas, encontraron un alto grado de infestación con *A. besseyi*. El grado de infestación varió de acuerdo a la variedad oscilando entre 10-140 nemátodos por cada 100 semillas. Toad & Atkins (1958) observaron que el nemátodo generalmente se localiza en la superficie interna de la cáscara, algunos sobre granos, y también alrededor de hojas jóvenes y flores, pero no dentro de los tejidos. De acuerdo a Tamara & Kegasawa citados por Ou (1972) el nemátodo no ataca el sistema radicular de las plántulas.

Rango de hospederos

A éste nemátodo se le conoce un amplio rango de malezas hospederas tales como *Setaria viridis*, *S. italica*, *Panicum sanguinale*, *Cyperus sp.*, *C. polystachius* e *Imperata cylindrica* entre otras (Peakin, 1971, Huu-Hai-Vuong, 1969, Yoshii & Yamamoto, 1950).

Control

La presencia de más de 200 nemátodos en 100 semillas de arroz justifica tomar medidas de control (Feakin, 1971)

Estudios de resistencia varietal efectuados por Atkins & Todd (1959) mostraron que variedades de arroz como Blue Rose, Caloro, Colusa, Lacrosse, Arkrose y Zenith, son muy susceptibles a la punta blanca, mientras que Bluebonnet 50, Asahi, Fortuna, Nira y Rexoro entre otros, fueron resistentes al ataque del nemátodo. Fakano & Yokoyama citados por Ou (1972) sugieren que en estudios de resistencia varietal tanto el número de tallos infectados como el grado de presencia de punta blanca deben ser considerados debido a que algunas variedades aunque son atacadas no muestran síntomas de punta blanca. Varias investigaciones se han hecho sobre el tratamiento de la semilla con agua caliente y productos químicos. Cralley (1949) determinó que el tratamiento de la semilla con agua caliente por 15 minutos a temperaturas de 52-53°C redujo la infección desde un nivel de 75% a menos del 1%. Así mismo Todd & Atkins (1959) observaron buen control de la enfermedad pre-mojando la semilla por 24 horas en agua fría y luego durante 15 minutos a temperaturas entre 51-53°C. La siembra en agua es el método más simple y práctico de erradicación del nemátodo (Cralley, 1956). Es posible que ésta práctica no sea necesaria realizarla cada año. Algunos productos químicos han mostrado efectividad en tratamiento de la semilla. Parathion, Systox, Aagrano, bromuro de Metilo y Triclorfon entre otros muestran buen efecto en el control de la punta blanca (Cralley & French, 1952, Feakin, 1971). Templeton et al. (1971) informaron de la efectividad de control de la enfermedad en tratamiento químico de la semilla con Benlate.

Nemátodo del Tallo (*Ditylenchus angustus* Butler)

Este nemátodo fue descubierto por Butler en 1913 en el Este de Bengala. El nemátodo aún no se ha reportado en América siendo su presencia común en Asia (Ou, 1972), causando pérdidas en el rendimiento que han oscilado entre 20-90% (Hashioka, 1963, Singh, 1953)

Síntomas

El nemátodo actúa como ectoparásito entre las hojas jóvenes que rodean al punto de desarrollo de la planta de arroz causando una enfermedad que se conoce comúnmente como "ufra". El daño más grave es producido en el primordio de las flores, el cual, puede ser afectado seriamente, con resultados desastrosos en la producción de grano. Cuando las plántulas son inoculadas artificialmente, se observa una clorosis marcada seguida por marchitamiento y muerte de las plántulas (Padwick, 1950). Cuando el nemátodo ataca plántulas, los síntomas del ataque aparecen aproximadamente 7 días más tarde y, entre 10-15 días en plantas próximas o en estado de floración (Feakin, 1971). Las hojas se pueden distorsionar o deformar severamente. Los síntomas en el campo generalmente se observan a los 60 días después de la siembra, por supuesto dependiendo de la actividad de los nemátodos. En el estado de embuchamiento, los síntomas en las panículas varían considerablemente de acuerdo al grado y época de infección. Las panículas son retorcidas o distorsionadas y los granos de la panícula son parcialmente llenos o vanos. En ataques tempranos, la panícula permanece dentro de la vaina de la hoja bandera.

Organismo causal

Butler (1913) denominó al nemátodo como *Tylenchus angustus*. El nombre fue cambiado a *Anguillulina angusta* (Butler) Goodey, 1932, y más tarde a *Ditylenchus angustus* (Butler) Filipjev, 1936, el cual, es el nombre usualmente empleado.

Ciclo de vida

Este nemátodo es conocido como ectoparásito obligado. La infección ocurre en plántulas muy jóvenes y, bajo condiciones óptimas de humedad, los nemátodos suben y se localizan en los tejidos en crecimiento. Aunque los nemátodos no penetran a través de los tejidos, succionan la savia de las células epidermales. A medida que las plántulas crecen, los nemátodos se van localizando en los tejidos nuevos. Generalmente, los nemátodos se localizan en la base del pedúnculo, en el tallo inmediatamente arriba del nudo, y dentro de las glumas. Cuando la planta alcanza el estado de maduración, los nemátodos se tornan inactivos, se enrollan y forman un círculo con la cabeza localizada en el centro. Cuando se colocan dentro de agua se desenrollan, se tornan activos y vigorosamente móviles. Una humedad relativa superior al 85% permite el movimiento activo de los nemátodos sin que el agua libre sea absolutamente necesaria para tal fin.

El nemátodo es incapaz de alimentarse de material vegetal en descomposición y por lo tanto es considerado como un parásito obligado altamente especializado (Padwick, 1950), efectuándose su reproducción exclusivamente en plantas de arroz.

Rango de hospederos

Esta especie sólo se conoce atacando especies del género *Oryza*

Control

No se sabe mucho acerca del control de éste nemátodo y, poco se conoce acerca de fuentes de resistencia. Tadukan, una variedad de arroz ampliamente conocida como fuente de resistencia a *Pyricularia oryzae*, es altamente susceptible al nemátodo (Ou, 1972). De acuerdo a Padwick (1950), en Bengala ninguna variedad de arroz mostró resistencia a la enfermedad de "ufra". En campos previamente infestados por éste nemátodo es recomendable remover los residuos de cosecha. El secamiento completo del suelo durante la preparación del mismo (Hashioka, 1964) o la inundación del suelo durante el período en que no se siembra arroz (Ou, 1972), son prácticas recomendables. Aunque el empleo de nematicidas es muy costoso, se ha observado que el tratamiento del suelo con Diazinon de campos afectados con *D. angustus* da resultados muy satisfactorios (Srivastava & Saxena, 1956).

NEMATODOS QUE ATACAN EL SISTEMA RADICAL DE LA PLANTA DE ARROZ

Nemátodo de la raíz (*Herschmanniella oryzae* Broda de Haan)

Este nemátodo fue registrado por primera vez en Indonesia por Van Broda de Haan en 1902 y se le denominó *Tylenchus oryzae*. El nemátodo se halla ampliamente distribuido por África, Asia y América. En éste último continente se ha reportado en los Estados Unidos (Atkins et al., 1955),

Venezuela (Oz, 1972) y México (Castaño, 1974) Estudios hechos por Van der Vecht y Bergman (1952) indican que fuertes infestaciones pueden reducir el macollamiento de plantas de arroz hasta un 60%

Síntomas

No hay un síntoma típico en la parte aérea de la planta a excepción de un amarillamiento gradual y retardamiento en el crecimiento Sin embargo estos síntomas sólo son visibles cuando la población de nemátodos es muy alta (Israel et al, 1966a) El nemátodo penetra a las raíces de plantas sanas y se alimenta del tejido parenquimatoso El efecto primario del ataque del nemátodo consiste en una degradación de las funciones fisiológicas de las raíces induciendo una descoloración de las mismas con óxido de hierro, lo cual, induce pudrición del sistema radical (Feakin, 1971), existiendo una correlación alta entre la descoloración de color marrón de las raíces y la frecuencia de infección.

Organismo causal

Van Breda de Haan (1902) describió por primera vez al nemátodo atacando raíces de arroz y lo describió como *Tylenchus oryzae* Thorne (1949) estableció el género *Radopholus* y denominó al nemátodo *R. oryzae* Luc y Goodey (1962) difereciaron al género *Hirschmannia* de *Radopholus* y transfirieron la especie a *H. oryzae* Un año más tarde el género *Hirschmannia* fue modificado y se estableció el género *Hirschmanniella* y es así como el nemátodo se le dió el nombre de *Hirschmanniella oryzae* (Breda de Haan, 1902) Luc y Goodey, 1963 Aunque existen varias otras especies de *Hirschmanniella* asociadas con raíces de arroz (Goodey et al , 1965, Sher, 1968), poco se sabe acerca de ellas.

Ciclo de vida

Los nemátodos adultos entran a través de la epidermis de raíces jóvenes cerca del ápice de las mismas y se mueven en ambas direcciones (Van der Vecht y Bergman, 1952). El tiempo mínimo de desarrollo entre huevo y adulto es de alrededor de 30 días y el factor de multiplicación por generación puede ser tan alto como 13. La población de nemátodos llega a su máximo en el estado de floración (Feakin, 1971). El nemátodo además de sobrevivir en raíces muertas de arroz, puede hacerlo en el suelo por más de 2 meses. De acuerdo a Kawashima (1962) el nemátodo se encuentra más en suelos ligeramente húmedos que en suelos bien drenados existiendo una correlación alta entre la acidez del suelo (ph) y la población de nemátodos (Nakazato et al , 1964).

Rango de hospederos

En el trópico *H. oryzae* tiene un rango más bien amplio de plantas hospederas (Van der Vecht & Bergman, 1952, Chantanao, 1962), lo cual, complica el control efectivo del nemátodo. De acuerdo a Van der Vecht y Bergman (1952) ésta especie vive y se reproduce en raíces de más de 20 especies de plantas, la mayoría de las cuales pertenecen a las familias de las Cyperaceas y Gramineas. Kawashima (1963) reporta 25 especies de plantas hospederas del nemátodo de la raíz.

Control

Aunque se sugiera la posibilidad de la existencia de variedades resistentes a *H. oryzae*, poco o nada se conoce al respecto. Contrario a

lo que acontece con fertilizantes nitrogenados, se ha observado que la fertilización con potasio o silicato de Calcio reduce significativamente la población de nemátodos (Ichinohe, 1966) El tratamiento del suelo con nematicidas puede incrementar los rendimientos (Ichinohe, 1966, Taylor et al , 1966) Productos tales como el D-D, EDB, EBCP y Vapam parecen ser promisorios para el control de nemátodo Sin embargo, el incremento en los rendimientos debido a la aplicación de nematicidas no se debe necesariamente al control de nemátodos ya que de acuerdo a resultados experimentales de Hollis et al (1959), los fumigantes tienen un efecto estimulatorio en el crecimiento de las plantas de arroz debido a la supresión de otros factores bióticos y abióticos y, debido a efectos nutricionales

Nemátodo Nodulador de la Raíz (*Meloidogyne graminicola* Golden & Birchfield)

Tullis (1934) en los Estados Unidos fue quien primero observó una enfermedad en arroz causando nódulos radicales El nemátodo se halla distribuido por Africa, Asia y América Su presencia en Colombia fué confirmada muy recientemente por Gómez et al (1981) Aunque el nemátodo parece revestir gran importancia económica, no se conocen datos experimentales sobre el efecto que pueden tener sobre los rendimientos

Síntomas

El síntoma más característico producido por el ataque de éste nemátodo es la formación de nódulos en las raíces de plántulas de arroz Como consecuencia, el crecimiento apical de las raíces es retardado o suprimido En la parte aérea de la planta no se observan síntomas visibles excepto cuando el ataque es muy sévero En estos casos, las plantas se atroflan

y las hojas-empezando de la parte inferior - se van tornando arruillentas (Feakin, 1971) Los síntomas son más prominentes en plantas hasta los 50 días de edad. A medida que la planta se aproxima al estado de maduración, los síntomas son menos pronunciados. Las macollas que emergen de plantas atacadas son reducidas drásticamente en tamaño. Plantas severamente atacadas florecen más temprano y las panículas producen pocos granos (Patnaik, 1969, Feakin, 1971)

Ciclo de vida

El segundo estado larval es el que penetra a las raíces a la altura de la zona de elongación y se mueve intercelularmente e intracelularmente, alcanzando el periblema. El sitio de ataque es el tejido vascular de los vasos de metaxilema (Feakin, 1971). De acuerdo a Patnaik (1969), las larvas de *M. graminicola* requieren un mínimo de 2 días para fijar la cabeza dentro del meristema apical de la raíz. La hipertrofia e hiperplasia se inicia en las células corticales, formando un nódulo al cabo de 3 días. Las células gigantes se forman al término de 4 días después de la penetración, se alargan e interrumpen la continuidad de los vasos interfiriendo la absorción de nutrientes del suelo. Una planta aparentemente sana puede contener alrededor de 2000 nódulos en su sistema radical (Israel et al , 1966a). Una vez que la hembra se establece en la raíz empieza a poner huevos, los cuales son depositados dentro de una matriz de apariencia gelatinosa proyectada a través de la corteza de la raíz hacia el suelo. Se estima que alrededor de 45 nemátodos se pueden hallar por nódulo (Ou, 1972)

Rango de hospederos

M. graminicola tiene un amplio rango de plantas hospederas. Originalmente encontrado en *Echinochloa colonum*, también puede atacar avena, frijol arbustivo y varias malezas (Ou, 1972)

Control

El nemátodo puede ser inactivado mediante inundación prolongada (Hollis, 1966). La destrucción de hospederos alternos y la rotación de cultivos, reducen significativamente la población de nemátodos en el suelo (Miller, 1953). Aunque muchas variedades de arroz pueden ser atacadas al hacer inoculaciones artificiales, solo unas pocas variedades permiten el desarrollo completo de *M. graminicola*. Variedades de arroz tales como TKM 6 y Patna 6 entre otras, son reportadas como resistentes al nemátodo (Israel et al , 1963, Rao et al , 1969). La aplicación al suelo de D-D o DBCP reducen la nodulación de las raíces, permitiendo un desarrollo vigoroso de las plántulas e incrementando el peso del follaje y desarrollo de las raíces (Taylor et al , 1966).

Nemátodo Enquistador de la Raíz (*Heterodera oryzae* Luc & Berdon)

Luc & Berdon (1961) en la Costa de Marfil describieron por primera vez a la especie *H. oryzae* como parásito del arroz. Esta especie se ha registrado en África, Asia (Feakin, 1971) y, probablemente en América, particularmente en el Brasil (Jennings & Cheancy, 1975). Aunque no se conocen datos cuantitativos del efecto del nemátodo sobre los rendimientos del arroz, se estima que *H. oryzae* reviste gran importancia económica debido a los disturbios provocados en las raíces y a la fisiología de la planta.

Síntomas

El principal síntoma manifestado por el ataque de éste nemátodo es el retardamiento en el crecimiento de las plantas de arroz, reducción del macollamiento, disminución del vigor, y clorosis del follaje. De acuerdo a Kumazawa (1965), se requieren más de 100 agallas para que se manifieste síntomas externos. En ataques séveros, se retarda la emergencia de la inflorescencia y se reduce marcadamente el peso del grano.

Ciclo de vida

El segundo estado larval es el que penetra a las raíces por la zona de elongación, perforando la corteza y localizándose en el cilindro central. La corteza aumenta de tamaño - observándose áreas de disintegración de las paredes celulares dentro del cilindro central. No se observa células gigantes pero sí la acumulación de tilosa en los vasos y la formación de tejido alrededor del cuerpo de la hembra, tendiendo a ser aislada del resto de los tejidos de la corteza (Berdon & Marny, 1964). Inicialmente los quistes del nemátodo tienen forma de lunón de color blanco y más tarde se toman de color oscuro a negro. Varias generaciones se pueden llevar a cabo en el mismo cultivo de arroz.

Rango de hospederos

Se ha reportado que *Panicum* (*Echinochloa*) *crus-galli* y *P. crus-galli* var *frumentaceum* son buenos hospederos del nemátodo (Nakanabe et al, 1963).

Control

De acuerdo a Kumazawa (1965) ninguna variedad de arroz es altamente resistente a *H. oryzae*. Se requiere estudios más detallados al respecto. Aunque la rotación de cultivos reduce la población de nemátodos en la capa superior del suelo, con la siembra de arroz inmediatamente después de la rotación se incrementa de nuevo la población de nemátodos. La aplicación al suelo de nematicidas tales como D-D o EDB reduce significativamente la población de larvas y suprimen la emergencia de larvas de los quistes (Hoshino et al , 1964)

Nemátodo del Enanismo del Arroz (*Tylenchorhynchus martin* Fielding)

El primer registro del nemátodo atacando plantas de arroz fue hecho por Fielding en 1956 en los Estados Unidos. El nemátodo se ha registrado en Africa, Asia y América. En México (Castaño, 1974) y en Colombia (Gómez et al , 1981) registraron *Tylenchorhynchus* spp. No se tiene información de los posibles daños económicos que este nemátodo pueda causar en cultivos comerciales de arroz.

Síntomas

El nemátodo es ectoparásito y se alimenta de las células corticales de las raíces. Es común encontrar una población alta de nemátodos en el suelo que rodea al sistema radical. De acuerdo a Israel et al (1966b) aunque el nemátodo reduce el tamaño normal de la planta de arroz, no se afecta demasiado su sistema radical.

Control

El tratamiento del suelo con nematicidas tales como el bromuro de Metilo, DD, Nemagon, EDB y DBCP ejerce un buen control de *T. martini* (Atkins & Fielding, 1956, Atkins et al , 1957) De acuerdo a Hollis (1966), la práctica de inundar los campos ejerce un alto grado de control de la población de nemátodos. La reducción de la población de nemátodos después de la inundación coincide con el incremento de sulfito de hidrógeno en el campo. Se ha demostrado que los nemátodos son sensibles al sulfito de hidrógeno a concentraciones superiores a 10 ppm.

En general existen 4 métodos de control de nemátodos. Control biológico a través de variedades resistentes y otros medios, control a través de prácticas culturales como la rotación de cultivos, control mediante agentes físicos como el calor y control químico a través de nematicidas. Aunque los fumigantes del suelo (Tabla 3) y nematicidas de contacto (Tabla 4) ejercen un control satisfactorio de nemátodos, en muchos casos no está al alcance económico del agricultor, de ahí que, la combinación de varios métodos de control es lo más recomendable.

Otras especies de nemátodos han sido reportadas atacando el sistema radical del arroz. Los miembros del género *Pratylenchus*-nemátodos lesionadores de la raíz-están ampliamente distribuidos y son principalmente endoparásitos. En casos raros se pueden hallar habitando partes aéreas de plantas (Southey, 1959, Thorne, 1961). Las especies *P. pratensis* y *P. brachyurus* han sido reportadas por Steiner (1934) y Iac (1959) (citado por Ou, 1972), respectivamente. Castaño (1974) en México, encontró *Pratylenchus* spp tanto en muestras de suelo como de la raíz procedentes de plantaciones de arroz. Gómez et al. (1981) en Colombia, reportaron la presencia de *Pratylenchus* spp y *P. zaei* en cultivos de arroz.

TABLA 3. NOMBRES Y PROPIEDADES DE LOS FUMIGANTES DEL SUELO MÁS COMUNES APLICADOS ANTES DE LA SIEMBRA.

Nombre comercial	Producto	Control	Volatilidad	Formulac
Cloropirrina , Larvacida 100, Picfume, Clor -0 pic	Cloropirrina	Nemátodos, hongos e insectos del suelo , semilla de malezas	Muy alta	L o (
DD o Telone, Vidden-D, Telone-II	Dicloropropano- Dicloropropano	Nemátodos, insectos del suelo	Moderada	L
EDB, Dowfume 85, Solbrom 85	Dibromuro de etileno	Nemátodos, insectos del suelo	Moderada	L
Bromuro de metilo, MC-2 o Brom-0-Gas, MC 33, Brozone, Terrogas 70	Bromuro de metilo (generalmente con una cantidad pequeña de cloropirrina)	Nemátodos , hongos e insectos del suelo, semilla de malezas	Muy alta	L o (
Mylone	Dimetiltetrahidrotiadiazina o DMTT, dazomet	Nemátodos, hongos e insectos del suelo, semilla de malezas	Alta	PM o (
Vapam	Metilditiocarbamato de sodio, o SMDC	Nemátodos, algunos hongos del suelo, insectos del suelo, semillas germinando de malezas	Alta	L
Vorlex	Metil isotiocianato-mezcla de dicloropropano o MITC	Nemátodos, hongos e insectos del suelo, semilla de malezas	Alta	L

Fuente Agrios, G N 1978 Plant Pathology Academic Press 703 p

L = líquido, G = Gas, P4 = Polvo mojable, GR = Granular

NOTA Algunos de los productos mencionados están siendo revisados por la Administración de alimentos y Drogas (FDA) y por la Agencia de Protección Ambiental (EPA) de los Estados Unidos en busca de efectos indeseables y pueden ser descontinuados

TABLA 4. NOMBRES Y PROPIEDADES DE LOS NEMATICIDAS DE CONTACTO MÁS COMUNES APLICADOS ANTES O DESPUÉS DE LA SIEMBRA

Nombre comercial	Producto	Control	Volatilidad	Formulac
DBCP, Nemagon Fumazone	Bibromocloropio pano	Nemátodos, Pythium	Baja o mode rada	L o G
VC-13, Mobilawn	Diclorofention	Nemátodos, insectos del suelo	Baja	L o G
Zinophos, Cynem, Nemaphos	Tionazin	Nemátodos, insectos del suelo	Baja	L o G
Dasanit, Terracur	Fensulfotion	Nemátodos, insectos del suelo	Baja	L o G
Systox, Demox	Demeton	Nemátodos, insectos del suelo	Baja	L
Di-Syxtos	Disulfoton	Nemátodos, insectos del suelo	Baja	L o G
Mocap	Etoprop	Nemátodos, insectos del suelo	Baja	L o G
Furadan, Curaterr	Carbofuran	Nemátodos, insectos del suelo	Baja	GR
Vydate	Oxamul	Nemátodos, insectos del suelo	Baja	L o G
Temik	Aldicarb	Nemátodos, insectos del suelo	Baja	GR
Nemacur	Fenamofos	Nemátodos, insectos del suelo	Baja	L o G

Fuente Agrios, G N 1978 Plant Pathology Academic Press 703 p

L = Líquido, G = Gas, PM = Polvo mojable, GR = Granular

NOTA Algunos de los productos mencionados están siendo revisados por la Administración de Alimentos y Drogas (FDA) y por la Agencia de Protección Ambiental (EPA) de los Estados Unidos en busca de efectos indeseables y pueden ser descontinuados

El género *Helicotylenchus* comprende cerca de 50 especies conocidas las cuales son ectoparásitas de raíces y partes subterráneas de plantas. Su distribución es amplia y casi cualquier muestra de suelo tomada adyacente a las raíces generalmente contiene especímenes de una o más especies de éste género (Thorne, 1961). Atkins et al (1955) encontraron la forma parasítica *Helicotylenchus* spp en muestras de suelo procedentes de Texas y Louisiana, Estados Unidos. Resultados similares fueron obtenidos por Castaño (1974) y Gómez et al (1981) en México y en Colombia, respectivamente. Timm, en 1956 (citado por Ou, 1972) reportó la presencia de la especie *H. multisetus* en áreas arroceras de Pakistán y, Gómez et al (1981) registraron la presencia de la especie *H. erythrinae* en áreas arroceras de Colombia.

El género *Cruconemoides* cuyos miembros se conocen como nemátodos de anillo, están ampliamente distribuidos alrededor de las raíces de muchas especies de plantas. Hollis et al (1968) en los Estados Unidos, encontraron la especie *C. onoensis* causando daños séveros al arroz con pérdidas estimadas en un 15%. En 1931, Imamura (citado por Ou, 1972) encontró *C. Komabaensis* en el Japón. Así mismo, en Pakistán, Timm (citado por Ou, 1972) reportó la presencia de la especie *C. rusticus*. Castaño (1974) y Gómez et al (1981) registraron la presencia de *Cruconemoides* spp en áreas arroceras de México y Colombia, respectivamente.

Miembros del género *Rotylenchus* son principalmente ectoparásitos (Sonthey, 1959). Atkins et al (1955) registraron *Rotylenchus* spp como una forma parasítica del arroz en los Estados Unidos. Resultados similares fueron obtenidos por Castaño (1974) en México.

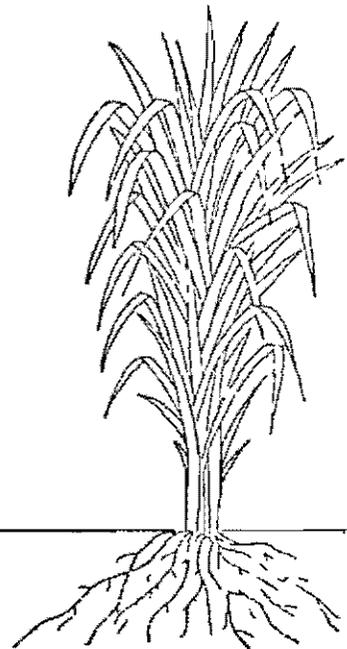
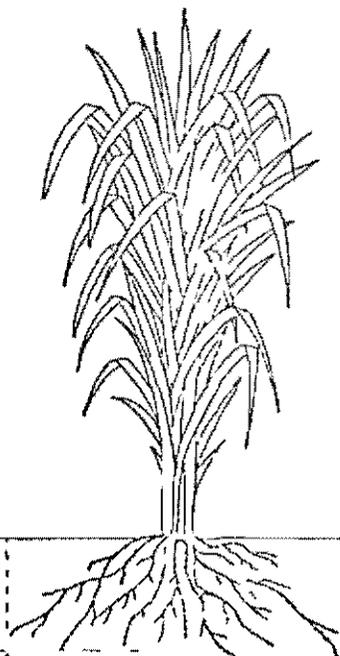
Nemátodos fitoparásitos del género *Trophurus* y *Dorylaemus* fueron reportados por Castaño (1974) en áreas arroceras de México. No se tiene información de especies de estos géneros afectando plantas de arroz.

Dos nemátodos migratorios pertenecientes al orden Dorylaemida, *Xiphinema parasetariae* (Luc, 1958) y *X. orbum* (Siddiqi, 1964), han sido reportados alrededor de raíces de arroz. El género *Xiphinema* es esencialmente importante en agricultura ya que varias especies son conocidas como vectoras de virus.

TECNICA DE MUESTRO, SEPARACION Y FIJACION DE NEMATODOS

A continuación se describe en forma detallada e ilustrada la forma en que se debe realizar el muestreo, separación y fijación de nemátodos para la cuantificación e identificación de especies fitoparásitas.

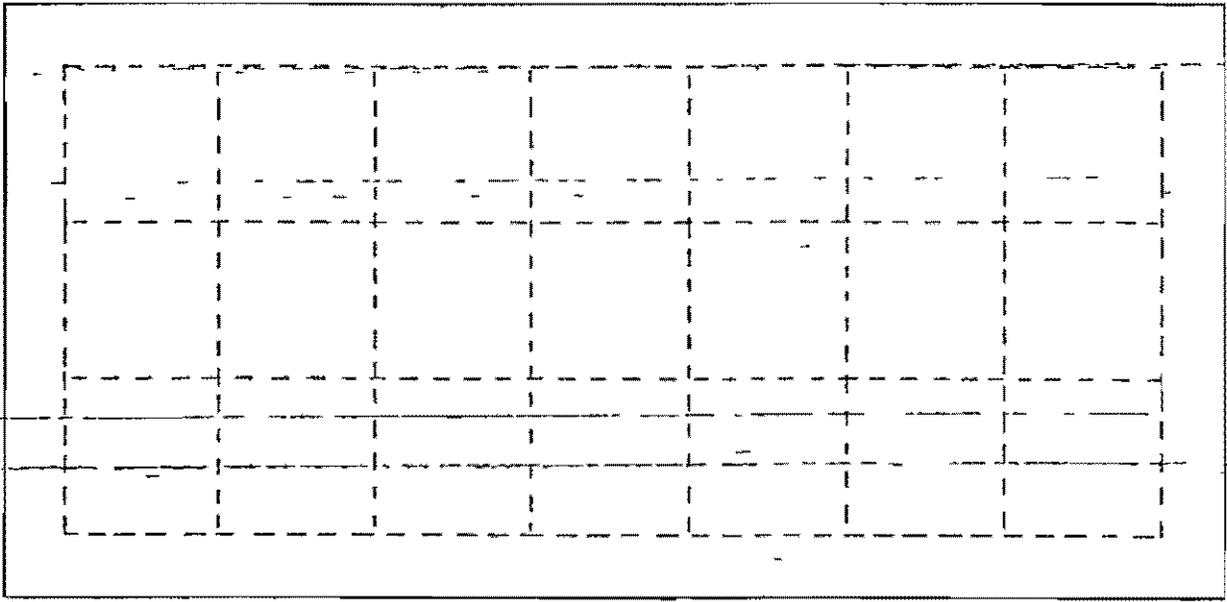
FIGURA 1 - Sobre un eje se toman tres muestras. Ya que el cultivo se encuentra en pie, con una pala se extrae suelo de la rizosfera, y la planta con sus raíces. Las muestras se introducen en una bolsa de polietileno la cual se etiqueta en forma tal que se sepa exactamente el lugar de donde se efectuó el muestreo. En el laboratorio se analizará cada una de las partes por separado.



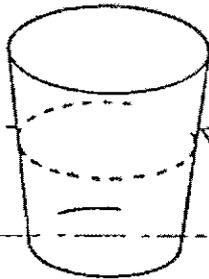
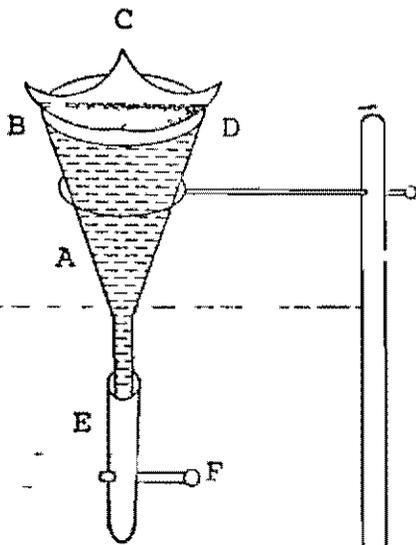
1

FIGURA 2 - EXTRACCION DE MUESTRAS DE SUELO PARA QUISTES DE HEITRODERA A diferencia de los demás géneros, en Heterodera no se requiere retirar la capa superficial de suelo seco puesto que los quistes sobreviven en este. Previo al muestreo es recomendable darle una arada al terreno con el propósito de reducir la heterogeneidad de la población de quistes, reduciéndose en esta forma el error del muestreo. Empleando el método de muestreo de "Azar dirigido", se cuadrícula el terreno a una distancia de aproximadamente 10 x 10 m. En las intersecciones se toman con la mano muestras de la superficie del suelo y se conforma una sola muestra dentro de una bolsa de polietileno la cual se etiqueta debidamente. En el laboratorio la muestra se homogeniza y de ella se toman 1000 ml de suelo para su correspondiente análisis.

FIGURA 3 - EXTRACCION DE NEMATODOS POR EL EMBUDO DE BAERMANN. Tomar un embudo de vidrio de paredes lisas (A). Con un pedazo de mall abierta con abertura superior a 2 mm de diámetro se hace una casuela (B) la cual se inserta en el embudo. Sobre la malla se coloca una toalla facial o papel kleenex doblado (C). Sobre el papel se depositan 50 ml de suelo procedente de la muestra homogenizada. El suelo (D) se dispersa formando una capa delgada. Llenar el embudo con agua hasta que haga contacto con la base inferior de la malla. Los nemátodos pasan a través del papel y se reúnen en el tubo de goma (E). Los nemátodos se pueden empezar a sacar después de transcurridas 24 horas, abriendo la llave de pinza (F) y dejando que salgan unos 5 ml de agua.



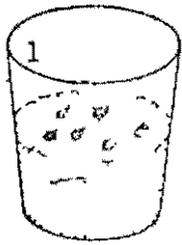
2



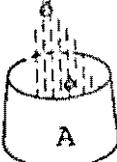
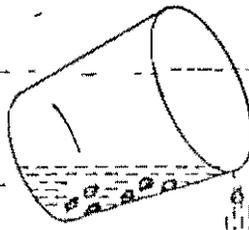
3

EXTRACCION DE NEMATODOS MEDIANTE LA COBINACION DEL METODO
DEL TAMIZADO Y EMBUDO DE BAERMANN

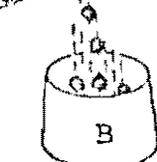
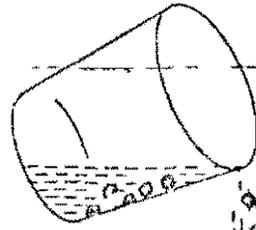
- FIGURA 4 - Agitar la muestra de suelo en un cubo con agua (1)
Los nemátodos quedan suspendidos en el agua
- FIGURA 5 - Trasvasar el agua a través de un tamiz de 1000 μ
de abertura (A) a un segundo cubo (2) Los ne-
mátodos pasan a través del tamiz Las particu-
las minerales quedan en el primer cubo Los
materiales gruesos son retenidos por el tamiz
- FIGURA 6 - Filtrar el agua del segundo cubo por el tamiz
de 53 μ de abertura (B) Muchas partículas de
tierra pasarán a través del tamiz En este ta-
miz quedan retenidos los nemátodos junto con
partículas finas
- FIGURA 7 - Al residuo que queda en el segundo cubo se le
agrega agua, se agita y se pasa nuevamente a
través del tamiz de 53 μ de abertura Este pro-
ceso de lavado se repite 3-4 veces
- FIGURA 8 - Lavar el tamiz de 53 μ de abertura con una co-
rriente de agua a baja presión con el objeto
de eliminar las partículas más finas
- FIGURA 9 - Recoger en un vaso, por lavado los nemátodos
retenidos en el tamiz de 53 μ de abertura
- FIGURA 10 - Depositar la suspensión de nemátodos en un
syracuse (A) para examinarlos en un micros-
copio de disección o estereoscópico Su ob-
servación puede obstaculizarse por la abundan-
te cantidad de partículas finas que acompañan
a los nemátodos
- FIGURA 11 - Los nemátodos se pueden separar de las parti-
culas de tierra empleando el embudo de Baermann
Los nemátodos activos pasarán a través del pa-
pel y se depositarán en el tubo de goma (A)
Los nemátodos se pueden sacar abriendo la llave
de pinza (B)



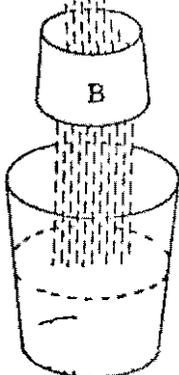
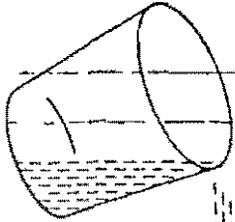
4



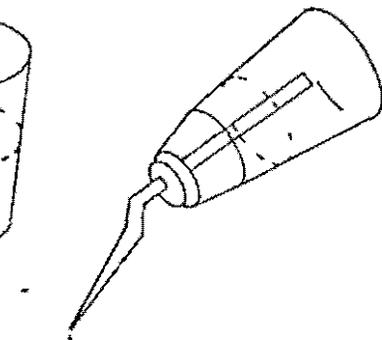
5



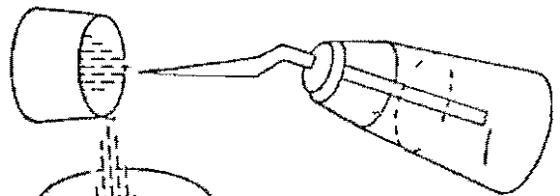
6



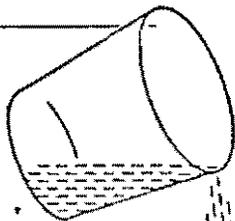
7



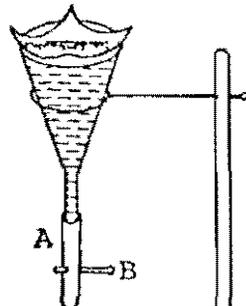
8



9



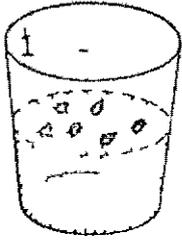
10



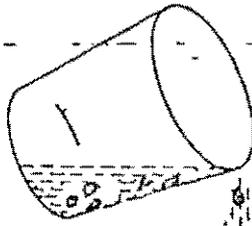
11

EXTRACCION DE NEMATODOS DEL SUELO-RAIZ-TALLOS-HOJAS Y/ O
GRANOS MEDIANTE LA TECNICA DE LA CENTRIFUGA

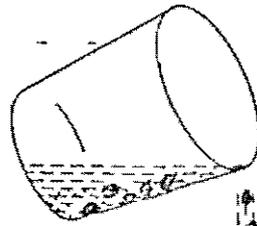
- FIGURA 12 - De la muestra de suelo homogenizada tomar 1000 m y verterlos en un cubo con agua (1) y agitar. Los nemátodos quedan suspendidos en el agua.
- FIGURA 13 - Trasvasar el agua a través de un tamiz de 1000 μ de abertura (A) a un segundo cubo (2). Los nemátodos pasan a través del tamiz. Las partículas minerales quedan en el primer cubo. Los materiales gruesos son retenidos por el tamiz.
- FIGURA 14 - Filtrar el agua del segundo cubo por un tamiz de 53 μ de abertura (B). Muchas partículas de tierra pasarán a través del tamiz. En este tamiz quedan los nemátodos, junto con partículas finas.
- FIGURA 15 - Al residuo que queda en el segundo cubo (2) se le agrega agua, se agita y se pasa nuevamente a través del tamiz de 53 μ de abertura (B). Este proceso de lavado se repite 3-4 veces.
- FIGURA 16 - Lavar el tamiz de 53 μ de abertura (B) con una corriente de agua a baja presión con el objeto de eliminar las partículas más finas.
- FIGURA 17 - Por lavado, recoger en un vaso los nemátodos retenidos en el tamiz de 53 μ de abertura (B) y ajustar el volumen a 200 ml.
- FIGURA 18 - Lavar muy bien con agua y pesar en una balanza una cantidad determinada de raíces, tallos, hojas o granos, según el caso. Picar la muestra con unas tijeras.
- FIGURA 19 - Echar la muestra en una licuadora la cual contiene un volumen dado de agua. Conectar la licuadora por unos 30 segundos.



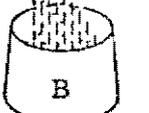
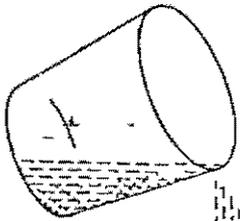
12



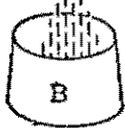
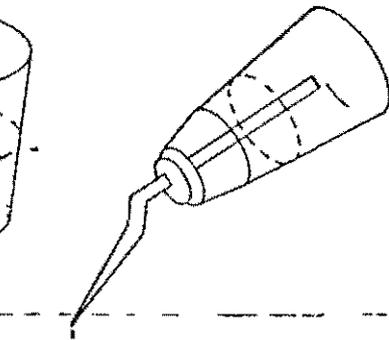
13



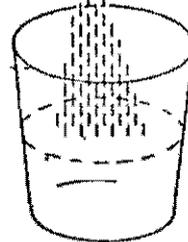
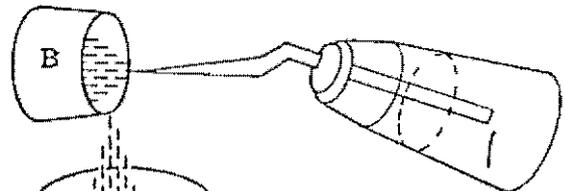
14



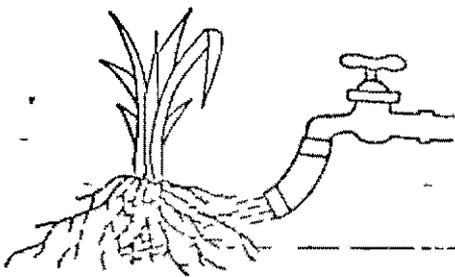
15



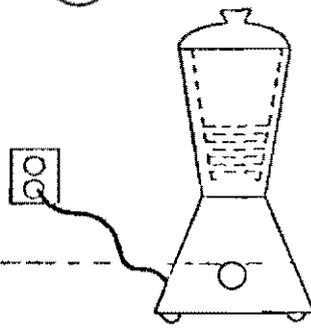
16



17



18



19

- FIGURA 20 - Transferir la muestra a un vaso (A) a través de un tamiz de 1000 μ de abertura
Lavar el tamiz con una corriente de agua a baja presión para hacer bajar los nematodos retenidos en él
- FIGURA 21 - La suspensión recogida en el vaso (A) se pasa a través de un tamiz de 53 μ de abertura
Lavar bien el tamiz
- FIGURA 22 - Recoger en un vaso, por lavado, los nematodos retenidos en el tamiz de 53 μ de abertura y ajustar el volumen a 200 ml
- FIGURA 23 - El volumen de 200 ml compuesto por nematodos más material mineral procedentes de muestra de suelo (1), y los 200 ml de suspensión de nematodos más tejido vegetal (2), se balancean en tubos separadamente y se les adiciona kaolin (más o menos 1 cc /tubo) y se agitan
- FIGURA 24 - Centrifugar a 3000 rpm durante 3-4 minutos
- FIGURA 25 - El sobrenadante se tira y se vuelve a llenar los tubos con agua sucrosada de 19.2 grados Baume
Se balancea a igual peso, se agita y se centrifuga nuevamente a 3000 rpm durante 3-4 minutos
- FIGURA 26 - El sobrenadante se deposita en un tamiz de 53 μ de abertura, el cual se sumerge en un cubo conteniendo agua
- FIGURA 27 - Recoger en un vaso, por lavado, los nematodos retenidos en el tamiz de 53 μ de abertura
- FIGURA 28 - Depositar la suspensión de nematodos recogidos en un siracuse y observarlos en un microscopio estereoscópico

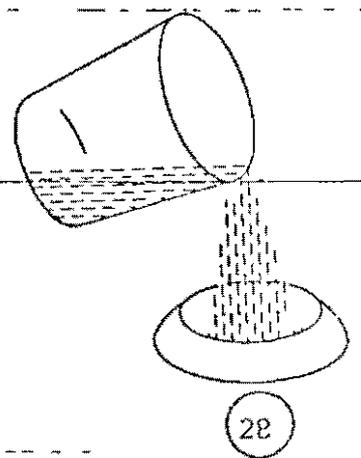
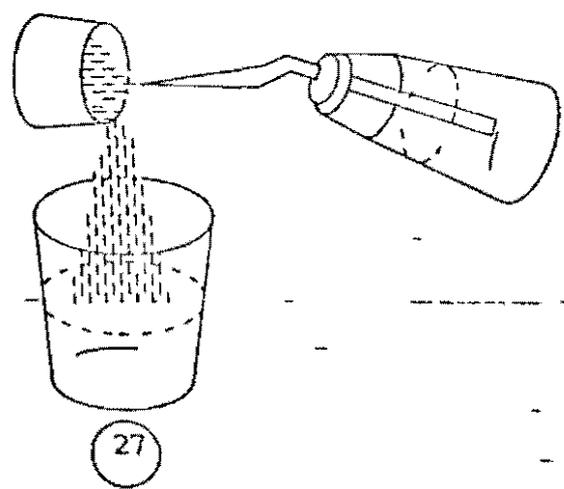
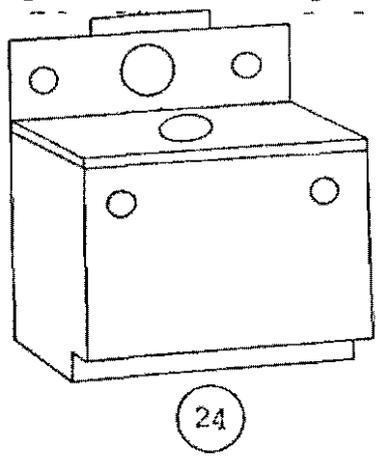
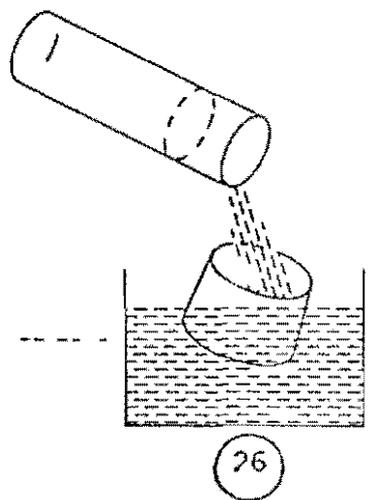
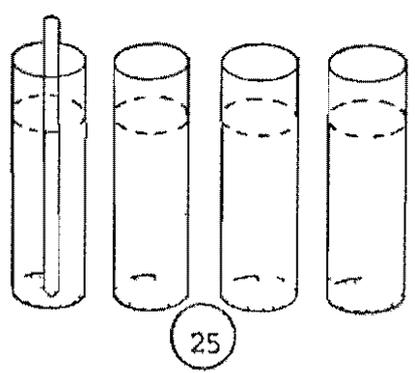
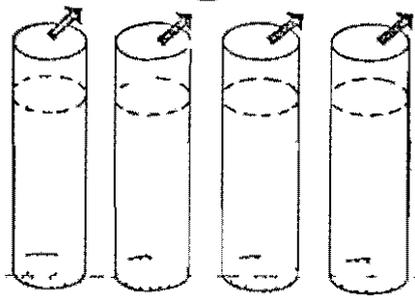
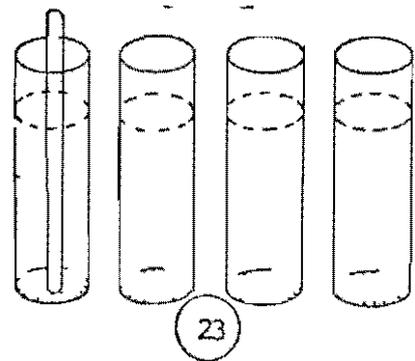
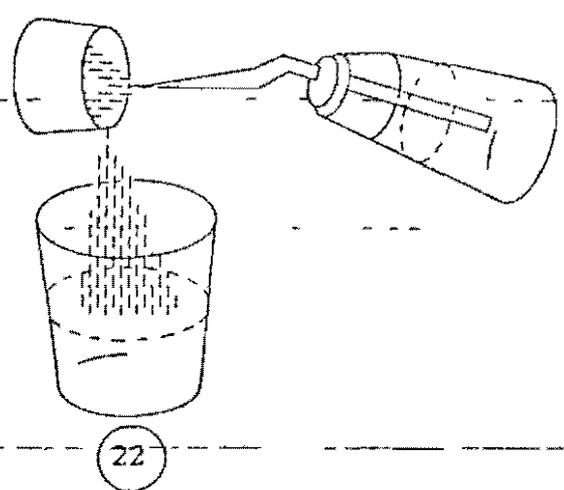
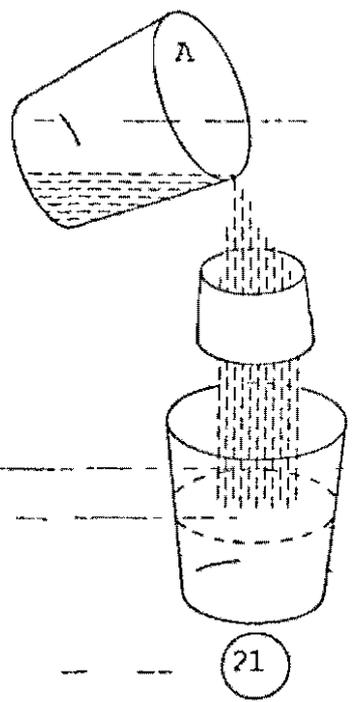
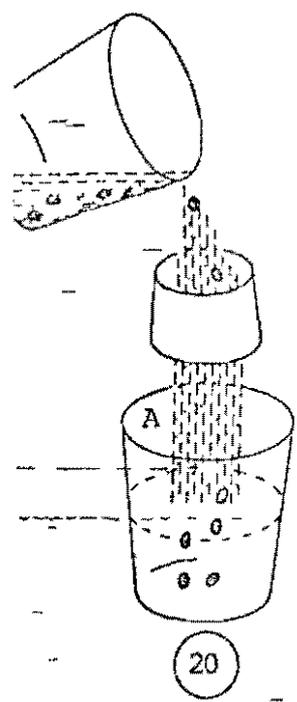


FIGURA 29 - Vertir en un frasco pequeño la suspensión de nemátodos del siracuse

FIGURA 30 - Mediante decantación (2-3 horas), se concentran los nemátodos por eliminación de agua volteando cuidadosamente el frasco o bien, con la ayuda de una jeringa, evitando crear corrientes que puedan agitar a los nemátodos

MATADO Y FIJACION DE NEMATODOS

FIGURA 31.- Por cualquiera de los métodos de extracción de nemátodos empleado, obtenemos una suspensión de nemátodos vivos. Se calienta cualquiera de los fijadores de nemátodos en baño a maría, y cuando esté caliente (60-65° C) se agrega al frasco un volumen igual al de la suspensión de nemátodos. En esta forma los nemátodos quedarán matados y fijados

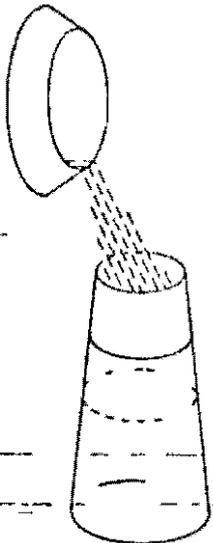
TECNICA DE EXTRACCION DE QUISTES DE HETERODERA DE MUESTRAS DE SUELO MEDIANTE EL APARATO DE F e n w i c k.

FIGURA 32 - En un recipiente cónico (A) que tiene en la boca un collar inclinado (B) y un embudo con patas (C), al cual se le coloca una coladora (D), se echa 250 gr de suelo de la muestra homogenizada (E). El recipiente cónico debe llenarse previamente de agua. En la coladora queda retenido todo aquel material grueso, el material mineral se precipita, los quistes flotan, se deslizan por la superficie del collar inclinado y se recogen en un tamiz de 250 μ de abertura (F)

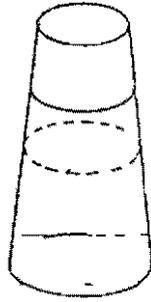
ELIMINACION DE LA MATERIA ORGANICA

FIGURA 33 - Con unas tijeras se corta una tira de papel absorbente de unos 6-7 cm de ancho por unos 20 cm de largo

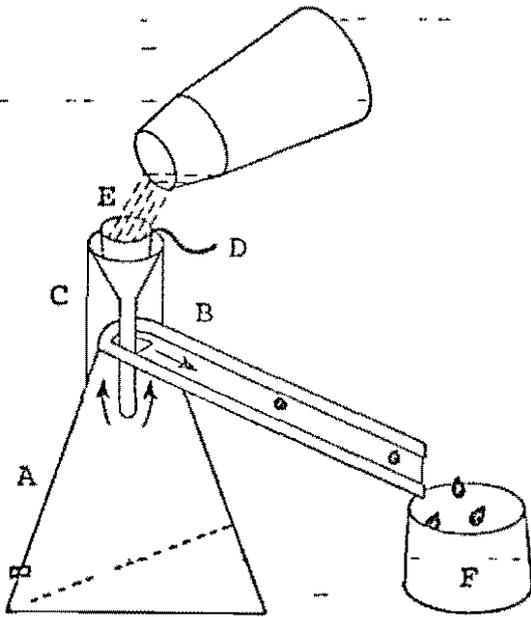
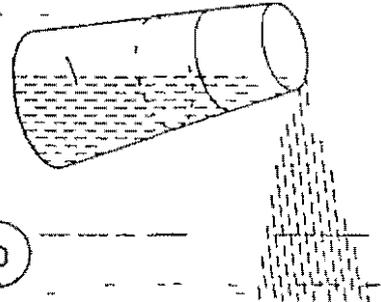
FIGURA 34 - Acomodar la tira de papel en las paredes de un vaso



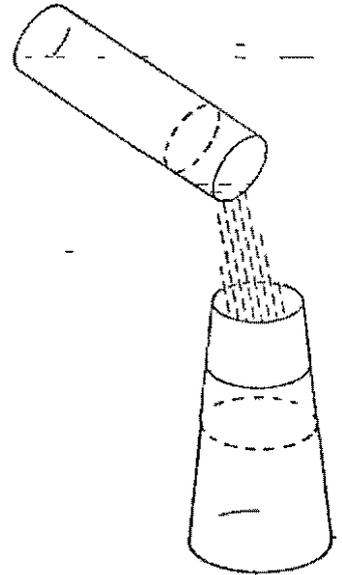
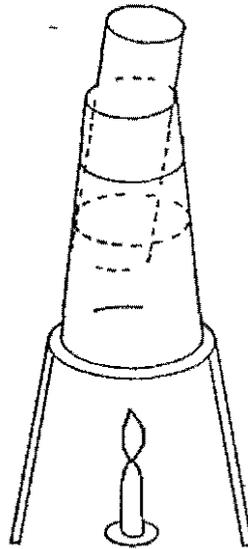
29



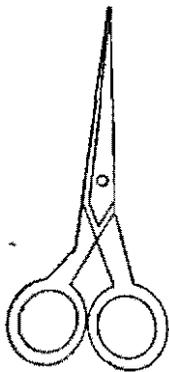
30



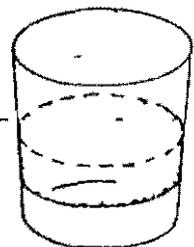
32



31



33

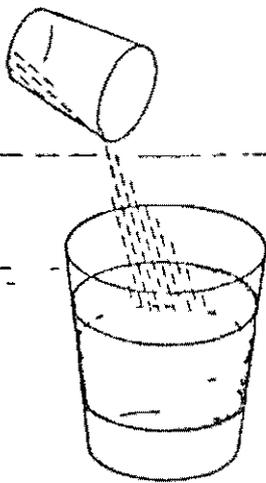


34

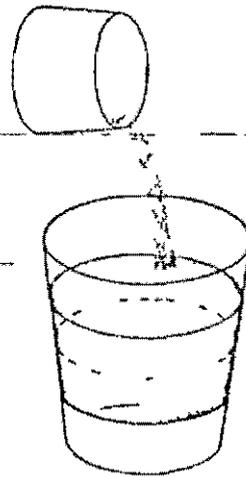
- FIGURA 35 - Adicionar agua al vaso hasta la mitad de su volumen
- FIGURA 36 - Echar en el vaso el material de flotación que se recogió en el tamiz de 250 μ
- FIGURA 37 - Con la ayuda de un gotero echar al vaso unas 3-4 gotas de mezcla de agua con jabón. Esta mezcla hace que el material flotante se adhiera al papel absorbente
- FIGURA 38 - Darle al papel un tirón. En esta forma todo aquel material flotante saldrá adherido a él
- FIGURA 39 - Extender el papel absorbente sobre un pedazo de vidrio
- FIGURA 40 - Observar al microscopio y con un pincel extraer 100 quistes puros los cuales se conservan en un pequeño frasco

CONTEO DE HUEVOS DE HETERODERA

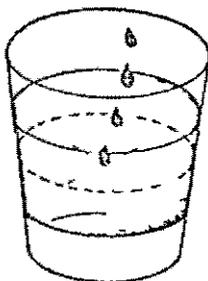
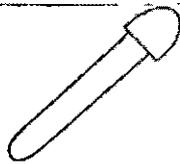
- FIGURA 41 - Del frasco conteniendo quistes separar 10 al azar y romperlos uno a uno sobre un portaobjetos conteniendo una gota de agua
- FIGURA 42 - Depositar los huevecillos extraídos de los 10 quistes en una probeta, y aforar a 10 ml. con agua
- FIGURA 43 - Agitar bien la suspensión para que se produzca la dispersión de los huevecillos. Extraer un ml. y depositarlo sobre un contador de Peters. Este contador está construido en tal forma que la superficie definida de las cuadrículas multiplicada por la altura definida de las calzas, da un volumen igual a 1 ml. Contar el número de huevecillos que están dentro de la cuadrícula. Repetir el proceso 3-4 veces y calcular el número promedio de huevecillos por gr. de muestra de suelo



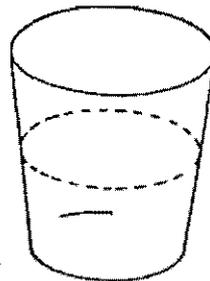
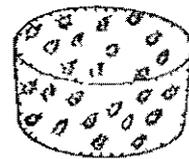
35



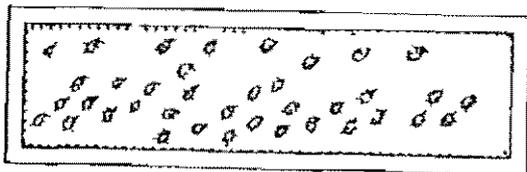
36



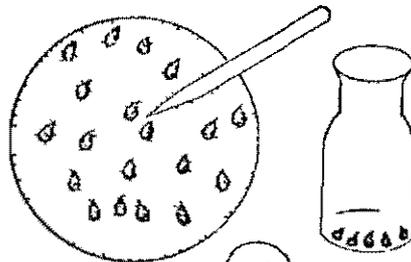
37



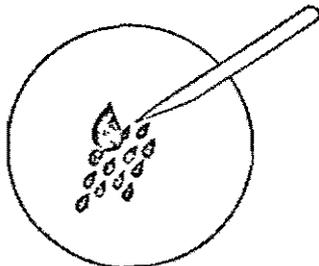
38



39



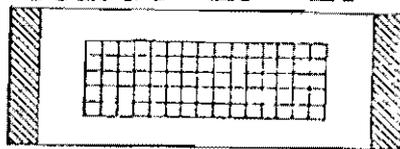
40



41



42

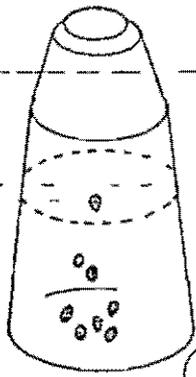


43

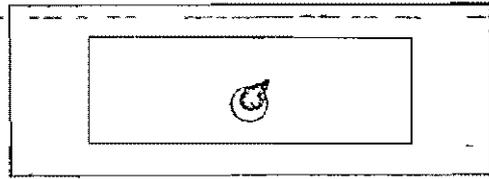
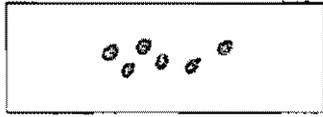
TECNICA DE MONTAJE DL HETERODEIRA

- FIGURA 44 - Depositar los quistes de Heterodera en un recipiente con agua durante 2-3 horas para que se hidraten y no floten. Al cabo de este tiempo sacarlos y extenderlos sobre un pedazo de plástico.
- FIGURA 45 - Sobre un portaobjetos colocar un pequeño pedazo de plástico. Depositar en el centro de éste una gota de lactofenol y sobre esta colocar un quiste.
- FIGURA 46 - Con una navaja "nueva" efectuar un corte transversal inmediatamente debajo de la línea ecuatorial.
- FIGURA 47 - Con la ayuda de una pinza y un pescador, extraer todos los huevecillos que están dentro del quiste. Este deberá quedar totalmente vacío.
- FIGURA 48 - Con el propósito de decolorar el corte, transferirlo a un portaobjetos cóncavo conteniendo agua oxigenada de 60 volúmenes. Dejarlo allí por varios segundos.
- FIGURA 49 - Con el fin de eliminar el exceso de agua, pasar el corte a un segundo portaobjetos conteniendo alcohol absoluto. Dejarlo en este por varios segundos.
- FIGURA 50 - Con el objeto de desinfectar el corte, depositar el corte en un tercer portaobjetos que contenga esencia de clavo. Déjese en este por unos segundos.
- FIGURA 51 - Sobre un cubreobjetos, al cual se le deposita una gota de bálsamo de Canadá, colocar cuidadosamente el corte en forma tal que la parte convexa haga contacto con el bálsamo de Canadá. Sobre un mismo cubreobjetos colocar unos 2-3 cortes. Poner un portaobjetos haciendo contacto sobre el cubreobjetos.
- FIGURA 52 - Cuando se trate de montar quistes citriformes, se colocan sobre el cubreobjetos cortes acostados y perpendiculares para facilitar la observación del cono vulvar.

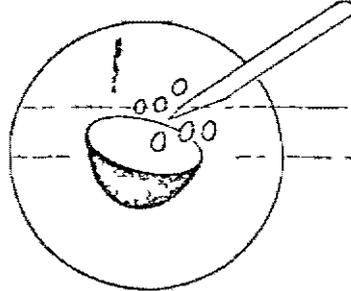




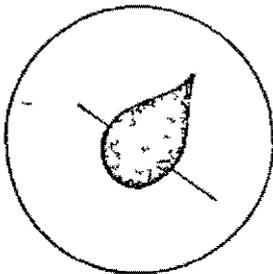
44



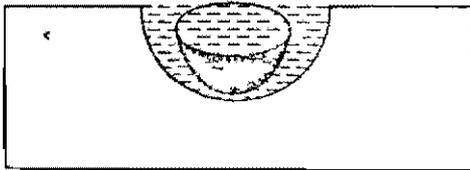
45



47



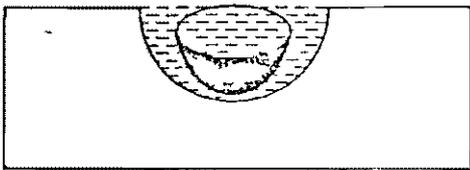
46



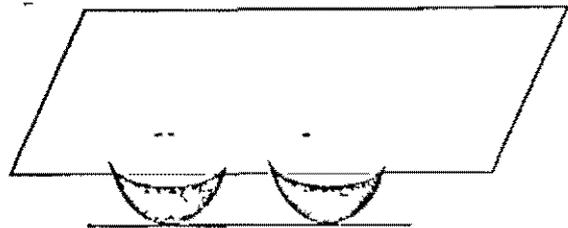
48



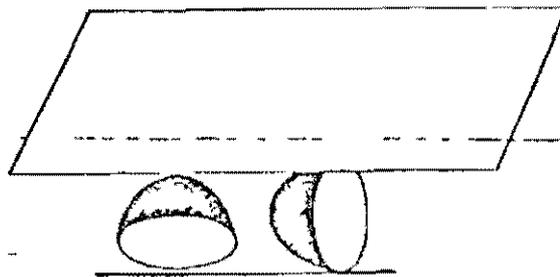
49



50



51



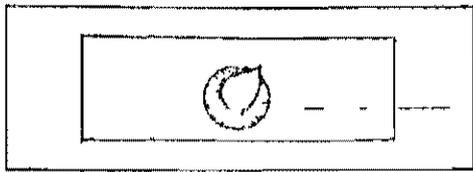
52

TECNICA DE MONTAJE DE MELOIDOGYNE

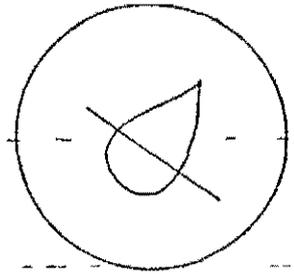
- FIGURA 53 - Sobre un portaobjetos poner un pequeño pedazo de plástico. Depositar en el centro de este una gota de lactofenol y luego colocar sobre este una hembra de Meloidogyne
- FIGURA 54 - Con una navaja "nueva", hacer un corte transversal inmediatamente debajo de la línea ecuatorial
- FIGURA 55 - A la parte basal, hacerle dos cortes paralelos
- FIGURA 56 - Efectuar dos cortes perpendiculares a los dos cortes anteriores
- FIGURA 57 - Sobre un portaobjetos limpio depositar una gota de lactofenol y sobre este colocar unos cuatro cortes puestos en forma tal que la parte inferior de los cortes de hembras de Meloidogyne hagan contacto con la superficie del portaobjetos
- FIGURA 58 - Colocar un cubreobjetos, sellar con barniz de uñas y etiquetar

CONTAJE TOTAL DE NEMATODOS FILITORMES

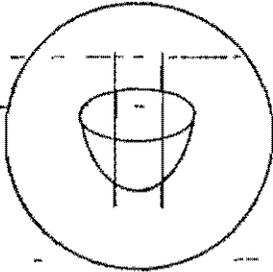
- FIGURE 59 - De cada frasco conteniendo nemátodos fijados dejar sólo 3 ml y eliminar el resto de líquido
- FIGURA 60 - Agitar el frasco y extraer mediante una jeringa 1 ml y depositarlo en un contador de Peters. Una vez hecho el contaje, reintegrar el ml al frasco, agitar nuevamente y repetir el contaje 3-4 veces. Sacar el promedio de nemátodos/ml y calcular la población total de nemátodos que hay en la muestra analizada



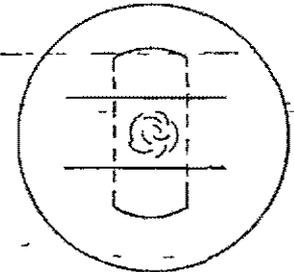
53



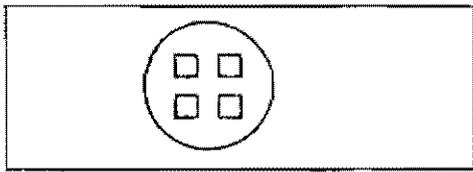
54



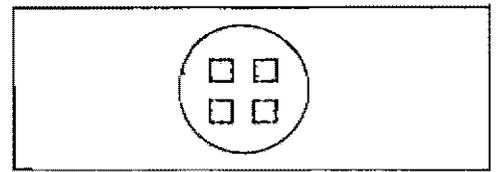
55



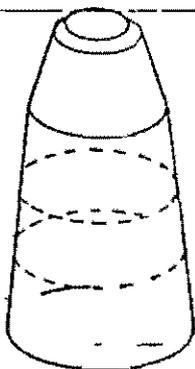
56



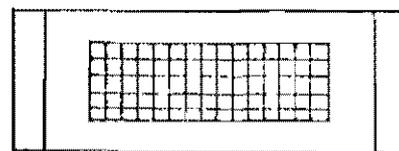
58



58



59



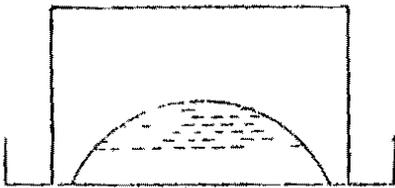
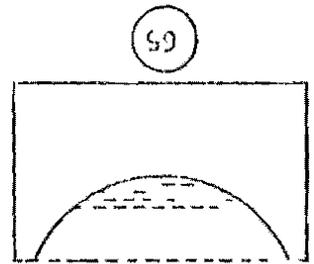
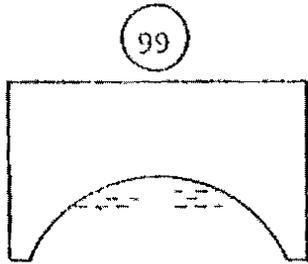
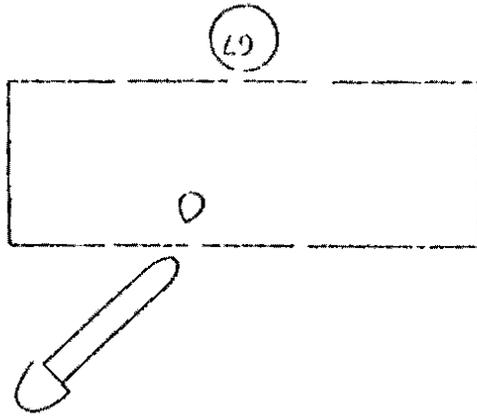
60

PREPARACION SUSTRATO PARA (MONTAJE TOTAL, SEPARACION
DE HUEVOS Y FITOPARASITOS, SEPARACION DE GRUPOS
DE GÉNEROS Y SELECCION DE VECTORES DE VIRUS

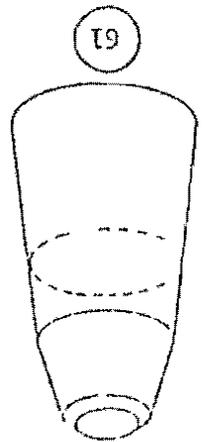
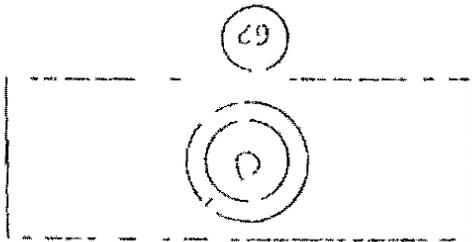
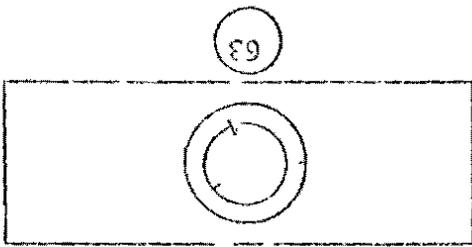
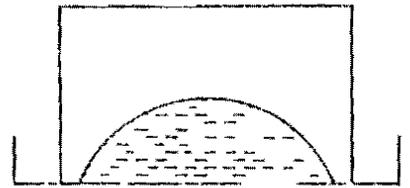
- FIGURA 61 - De cada frasco conteniendo nemátodos fijados dejar 3 ml., eliminando el resto
- FIGURA 62 - Agitar el frasco y extraer con una pipeta 0.1 ml. y depositarlo en el centro de un círculo de esmalte de 2 cm. de diámetro hecho sobre un portaobjetos. Dejar reposar la gota durante 10 minutos.
- FIGURA 63 - Colocar un cubreobjetos sobre la gota y fijarlo con barniz de uñas al porta-objetos. Al cabo de unos 30 minutos aproximadamente cuando el exceso de agua se ha evaporado de los bordes del cubreobjetos sellar este con barniz. De cada muestra hacer tres repeticiones. Sobre las placas hacer separación de fitoparásitos y no fitoparásitos, separación de grupos de géneros y separación de vectores de virus

MONTAJE PERMANENTE

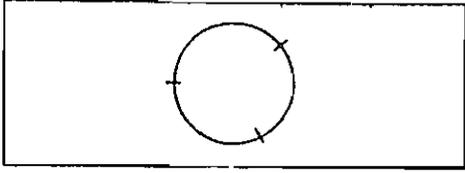
- FIGURA 64 - Los nemátodos fijados se transfieren con la ayuda de un anzuelo a un recipiente pequeño de 2-3 ml. de capacidad conteniendo solución Semhorst A (Alcohol absoluto 97.5%, glicerina pura 2.5%). Tapar el recipiente con una caja Peuri con el objeto de crear una atmósfera saturada de humedad. En estas condiciones los nemátodos deben permanecer de 8-24 horas a lo cabo de las cuales el volumen de alcohol bajará
- FIGURA 65 - Llenar el recipiente con solución Semhorst B (Alcohol, 95%, glicerina, 5%) y meterlo a una estufa graduada a 38° C
- FIGURA 66 - Al final colocar una película fina de glicerina con nemátodos
- FIGURA 67 - En un portaobjetos bien limpio colocar una gota de glicerina deshidratada la cual se extenderá con la ayuda del anzuelo



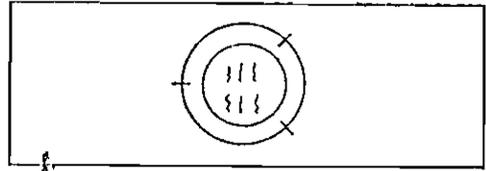
64



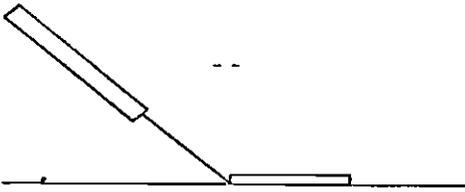
- FIGURA 68 - Para evitar que el peso del cubreobjetos deforme los nemátodos, colocar en forma equidistante tres calzas de lana de vidrio
- FIGURA 69 - En cada portaobjetos organizar seis nemátodos, a los cuales se les hace una ligera presión hacia abajo en forma tal que quedan embebidos en la glicerina
- FIGURA 70 - Colocar un cubreobjetos circular bien limpio, al cual previamente se le da un ligero calentamiento con el fin de que la glicerina se extienda y no produzca burbujas
- FIGURA 71 - Fijar el cubreobjetos con 3-4 puntos de barniz. Una vez seco se rodea completamente con una banda de barniz. Finalmente etiquetar la preparación por un extremo y por el otro describir la síntesis de los que hay en la preparación
- FIGURA 72.- Información que debe llevar una etiqueta



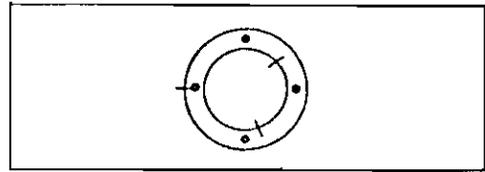
68



69



70



71

Número de montaje _____
Fecha _____
Cultivo o variedad _____
Localidad _____
Nombre _____

72

RESUMEN

TECNICA PARA LA SEPARACION Y FIJACION DE NEMÁTODOS

Para separar nemátodos de muestras de arroz se debe seguir el siguiente procedimiento

1. Todo material extraño presente en cada muestra debe ser eliminado para homogenizar la muestra. Pesar la muestra dependiendo la cantidad del tipo de muestra. Suelo 500 gr., raíz 10 gr., tallos y hojas 10 gr. y, granos 50 gr.
2. Tomar una muestra de suelo y verterla en agua con el objeto de desintegrarlo uniformemente. Lavar bien el recipiente y echar el contenido a otro recipiente a través de un colador. Las muestras de raíz, tallo, hoja y granos son introducidas separadamente en una licuadora y sometidas a velocidad media durante 30 seg., continuándose el mismo proceso que para muestras de suelo.
3. Cada muestra se pasa a otro recipiente por un tamiz de 1mm. de abertura. Se agita con el fin de poner los nemátodos en suspensión, dejando reposar por unos pocos minutos para que las partículas minerales se precipiten.
4. Empleando un tamiz de 53/4 de abertura se pasa cada muestra a través de él, lavando bien y reuniendo el residuo en un punto del tamiz. Mediante la ayuda de una pisseta se saca el residuo a un vaso, quedando en esta forma concentrados los nemátodos.
5. Al precipitado del recipiente - numeral 3 - se le adiciona agua y se procede a efectuar el segundo lavado de la misma manera que se

TECNICA DE ROMAN PARA EL CONTAJE E IDENTIFICACION DE NEMATODOS

De cada frasco conteniendo nemátodos fijados se dejan los últimos 2-3 ml , eliminando el resto. Este pequeño volumen de nemátodos concentrados se agita y con la ayuda de una jeringa se extrae 0.1 ml., el cual se deposita en el centro de un círculo hecho de esmalte de 2.0 cm de diámetro. La gota se deja reposar durante 10 minutos y luego se coloca un cubre-objetos sobre ella fijándolo con esmalte. Al cabo de 30 minutos, aproximadamente, cuando el exceso de agua se ha evaporado de los bordes del cubreobjetos se sella éste con esmalte. De cada muestra se hacen 3 placas. Finalmente, se realiza el contaje e identificación directa en el microscopio de nemátodos fitoparásitos y no fitoparásitos.



- hizo en el numeral anterior Este proceso de lavado se realiza 3-4 veces, dependiendo el número de lavadas del tipo de muestra
- 6 Una vez efectuada la última lavada, se balancea a igual peso la suspensión de nemátodos A cada tubo se le adiciona una pequeña cantidad de Kaolín, se agita y se centrifuga a 3000 rpm durante 3 minutos Esta centrifugación permite precipitar todos los nemátodos
- 7 Al precipitado de cada tubo se le agrega una solución de azúcar de 19.6 grados Baume, se balancea al igual peso, se remueve el precipitado y se somete a centrifugación a 3000 rpm durante 3 minutos Mediante esta centrifugación se obtiene la suspensión de los nemátodos y precipitación de materiales extraños.
- 8 Con la ayuda de un tamiz de 53 μ de abertura se lava y se elimina el azúcar sumergiendo el tamiz en un recipiente con agua y vertiendo la suspensión de azúcar-nemátodos en el interior del tamiz Lavando bien se concentran los nemátodos en un siracuse
- 9 El contenido del siracuse se echa en un embudo y se deja reposar por 3 horas Al cabo de este tiempo se extrae en un frasco los primeros 5 ml de la parte inferior del embudo
- 10 Aparte en un tubo de ensayo se calientan 5 ml de fijador A F A * el cual se echa al frasco conteniendo los nemátodos concentrados De esta manera los nemátodos quedan muertos y fijados

* Alcohol 95% 20 ml , Formaldehído 40% 6 ml , Acido acético glacial 1 ml , Agua 40 ml

tónoma Chapingo, Colegio de Postgraduados, Rama de Fitopatología, Chapingo, México 16 p

CIAT 1982 Annual Report Rice Program Internal Program Review 1982 CIAT, Cali, Colombia

Cralley, E M 1949 White tip of rice Phytopathology 39 5(Abstr)

Cralley, E M & R G French, 1952 Studies on the control of white tip of rice Phytopathology, 42 6 (Abstr)

Cralley, E M 1956 A new control measure for white tip Ark Fm Res 5 (4) 5

Chantanao, A 1962 Nematodes of rice and other plants in Thailand Tech Bull Dep Ent Pl Path Kasetsart Univ 1 1-15

Feakin, S D (Editora). 1971 Pest control in rice Rice leaf or white tip nematode PANS Manual 3. 99-100

Fielding, M J 1956 Tylenchorhynchus martini, a new nematode species found in the sugar cane and rice fields of Louisiana and Texas Proc Helminth Soc Wash 23 . 47-48

Filipjev, I N 1936 On the classification of the Tylenchineae Proc Helminth Soc Wash. 3 . 80-82

Gómez, J T , F D Puerta y R A Gómez 1981 Nematodos fitoparásitos asociados a las siembras de arroz en la terraza de Ibagué, Tolima, Colombia Arroz 30 (313) 17-24

Goodey, T 1932 The genus Anguillulina Grev and V Ben , 1959, Vel Tylenchus Bastian, 1865 J Helminth 10 75-180

Goodey J B , M T Franklin and D J Hooper 1965 The nematode parasites of plants catalogued under their hosts Commonwealth Bureau of Helminthology CAB England

REFERENCIAS

- Agrios, G N 1978 Plant pathology Academic Press 703 p
- Anon 1971 Estimated crop losses due to plant-Parasitic nematodes in the United States Special publication No 1 7 pp Suppl J Nematol
- Atkins, J G , M J Fielding and J P Hollis 1955 Parasitic or suspected plant parasitic nematodes found in rice soil from Texas and Louisiana Plant Dis Reprtr 39 221-222
- Atkins, J G and M J Fielding 1956 A preliminary report on the response of rice to soil fumigation for the control of stylet nematode Tylencho-
rhynchus martini Plant Dis Reprtr 40 488-489
- Atkins, J G , M J Fielding and J P Hollis 1957 Preliminary studies on root parasitic nematodes of rice in Texas and Louisiana FAO Plant Prot Bull , 5 (4) 53-56
- Atkins, J G and E H Todd 1959 White tip disease of rice III Yield tests and varietal resistance Phytopathology 49 . 189-191
- Atkins, J G and M A Marchetti 1979 Rice Diseases USDA Farmers' Bulletin No 2120 19 p
- Berdon, B R and G Menry 1964 Biologie d' Heterodera oryzae Luc & Berdon 1961 I Cycle de parasite et reactions histologiques de l'hote Revue Path Veg Ent agric Fr 43 43-53
- Butler, E. J 1913 Ufra disease of Rice Agric J India 8 205-220
- Castaña, J 1974 Identificación de Nematodos fitoparásitos del arroz (Oryza sativa L) en áreas del Estado Morelos, México Universidad Au-

- Israel, P , Y S Rao and V N Rao 1966a Rice parasitic Nematodes (India)
Int Rice Comm Working Party on Rice Production and protection, 11th
Meeting Louisiana, FAO
- Israel, P , Y S Rao and V N Rao 1966b Survey of Nematodes in rice fields
and evaluation of their damage Int Rice Comm Working Party on Rice
Production and Protection 11th Meeting Louisiana, FAO
- Jennings, P R y R L Cheaney, 1975 Problemas en cultivos de arroz en Amé-
rica Latina CIAT, Cali, Colombia 91 p
- Kawashima, K 1962 Ecology of " Radopholus oryzae" attacking rice roots
J Pl Prot , Tokyo 16 57-59
- Kawashima, K 1963 Investigations on Hirschmannia oryzae I Varietal suscep-
tibility to the nematode II Susceptibilities of weeds to the nematode
III Durable effect of fungicides Ann Rep Soc Pl Prot N Japan
14 111-159
- Kumazawa, T 1965 Ecology of the rice cyst nematode and its control Proc
Kanto-tosan Pl Prot. Soc , 12 6-8
- Luc, M 1958 Xiphinema de l'ouest Africain Description de cinq Nouvelles es-
peces (Nematoda Dorylaimidae) Nematologica 3 57-72
- Luc, M and B R Berdon 1961 Heterodera oryzae n sp (Nematoda-Tylenchoidea)
parasite du riz en Cote D' Ivoire Nematologica 6 272-279
- Luc, M and J B Goodey 1962 Hirschmannia n g differentiated from
Radopholus Thorne, 1949 (Nematoda Tylenchoidea) Nematologica 7
197-202
- Luc, M and J B Goodey 1963 Hirschmanniella Nom Nov for Hirschmannia
Nematologica 9 471
- Miller, P R 1953 Lowland rice culture as an economic control of sclero-
tina and root knot Nematodes FAO Pl Prot Bull 1 (12) 183-187

- Hashioka, Y 1963 The rice stem Nematode *Ditylenchus angustus* in Thailand
Pl Prot Bull FAO 11 97-102
- Hashioka, Y 1964 Nematode diseases of rice in the world II *Riso*, 13 (2)
139-147
- Hollis, J P , L S Whitlock, J G Atkins and M J Fielding 1959 Relation between nematodes, fumigation and fertilization in rice culture
Plant Dis Reprtr 43 33-40
- Hollis, J P 1966 Nematodes in Louisiana rice field, nature and significance of population control by flooding Paper presented at 11th meeting of FAO-IRC Working Party on Rice Production and Protection, Lake Charles, Lake Charles, La, U S A , 20 pp
- Hollis, J P , M S Embabi, and S A Alhassan 1968 Ring nematode disease of rice in Louisiana *Phytopathology* 58 728-729
- Hoshino, M , K Oda Y Takita, S Yanaka, T Kumazawa, S Tanaka and K Kegasawa 1964 Studies on rice cyst nematodes IV-VI Proc Kanto-tosan Pl Prot Soc, 11 109-111
- Huang, C S , F P Cupertino and N M Martinelli, 1977 Incidence of white-tip Nematode, *Aphelenchoides besseyi*, in Stored Rice Seed from Central-West Brazil *PANS* 23(1) 65-67
- Huu-Hai-Vuong 1969 The occurrence in Madagascar of the rice Nematodes, *aphelenchoides besseyi* and *Ditylenchus angustus* In Nematodes of Tropical Crops Tech Commun Commonw Bureu Helminth 40 274-288
- Ichinohe, M 1966 Rice - infesting nematodes in the Pacific basin Paper presented at the Div Meeting on Pl Prot , 11th Pac Sci Congr , Tokyo, pp 31-46
- Israel, P , Y S Rao and Y R Rao 1963 Investigations on Nematodes in rice and rice soils - I *Oryza*, 1 (2) 125-128

- Southey, J F 1952 Plant Nematology Technical Bulletin No 9 Her Majesty's Stationery Office London
- Steiner, G 1934 Root-knot and other nematodes attacking rice and some associated weeds Phytopathology 24 916-928
- Taylor, A L , T Kaosiri, T Sittachai and D Buangsuwon 1966 Experiments on the effect of nematodes on the growth and yield of rice in Thailand Pl Prot Bull FAO 14 17-23
- Taylor, A L 1968 Introducción a la nematología vegetal aplicada FAO Roma
- Templeton, G E , T H Johnston, and J D Daniel 1971 Benonyl controls rice white tip disease Phytopathology 61 1522-1523
- Thorne, G 1949 On the classification of Tylenchida, New order (Nematoda, Phasmodia) Proc Helminth Soc Wash 16 37-73
- Thorne, G 1961 Principles of nematology McGraw-Hill book Company, Inc New York
- Tood, E H & J G Atkins 1958 White tip disease of rice I Symptoms, laboratory culture of nematodes and pathogenicity tests Phytopathology 48 632-637
- Tood, E H & J G Atkins 1959 White tip disease of rice II Seed treatment studies. Phytopathology 49 184-188
- Tullis, E C 1934 The root-knot nematode of rice Phytopathology 24 938-942
- Van Breda de Haan, J 1902 Een aaltjes-ziekte der rijst, "Omo Mentek" of "omo bambang" Meded Lands Plant 53 1-65
- Van Der Vecht, J and H H Bergman 1952 Studies on the Nematode "Radopholus oryzae" (Van Breda de Haan) Thorne and its influence on the growth of the rice plant Contr gen agric res Stn Bogor 131 82 pp

- Nakazato, H K Kawashima and T Kurosawa 1964 Seasonal occurrence of the rice root nematodes Proc Kanto-tosan Plant Prot Soc , 11 106
- Nonaka, F 1959 On the relation between the stem rot caused by Leptosphaeria salvinii and rice stem Nematode disease "White tip" and on the changes of the respiration rate and activities of respiratory enzymes of the "White tip" plants Sci Bull Fac Agric Kyushu Univ , 17(1) 1-8
- Ou, S H 1972 Rice Diseases Commonwealth Mycological Institute Kew, Surrey, England pp 325-351
- Padwick, G W 1950 Manual of Rice Diseases Kew commonwealth Mycological Institute 198 pp
- Patnaik, N C 1969 Pathogenicity of Meloidogyne graminicola (Golden & Birchfield, 1965) in rice All India Nematology Symposium, New Delhi, 1969 12 (Abstr)
- Rao, Y S , H Biswas, M Panda, P R Rao and V N Rao 1969 Screening rice varieties for their reaction to root and root-Knot Nematodes All India Nematology Symposium, New Delhi 59 (Abstr)
- Ribeiro, A S 1971 Informe sobre doencas do arroz No Estado do Rio Grande do Sul Trabalho apresentado na 2a Reuniao do comite de arroz para as Americas (FAO) Pelotas-dezembro de 1971 p 7
- Sher, S A 1968 Revision of the genus Hirschmanniella Luc and Goodey, 1963 (Nematoda-Tylenchoidea) Nematologica 14 243-257
- Siddiqi, M R 1964 Three New species of Dorylaimoides Thorne & Swanger, 1936, with a description of Xiphinema orbum N sp (Nematoda Dorylaimoidea) Nematologica 9 626-634
- Singh, B 1953 Some important diseases of paddy Agric Anim Husb India 3 (10-12) 27-30
- Srivastava, A S and H P Saxena 1956 Effect of Diazinon on paddy Nematodes

Yoshida, T., and S. Yano, 1963. "The present disease of the citrus fruit in Japan." J. Fac. Agric. Kyushu Univ. 9: 1-11

Yoshida, T. and S. Yano, 1950. "A new citrus disease." Senshu 'Shingare Iyo' 1. Symptom and pathologic anatomy. II. Identification of Aphanomyces oryzae. III. Infectious course of the present disease. IV. Prevention of the present disease. J. Fac. Agric. Kyushu Univ. 9: 209-310