



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
"CUAUTITLAN"**

**"ANALISIS DEL GENERO DITYLENCHUS: FILIPJEV,
1936, (NEMATODA: TYLENCHIDA) Y SU
IMPORTANCIA EN LA AGRICULTURA"**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

INGENIERO AGRICOLA

P R E S E N T A:

GEORGINA VARGAS SIMON

CUAUTITLAN IZCALLI, MEX.

1985



UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis está protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

II

INDICE

	Página
I.- INTRODUCCION.....	1
II.- BIOLOGIA.....	3
1.- Antecedentes.....	3
2.- Taxonomía.....	5
3.- Morfología.....	9
3.1. Pared del cuerpo.....	9
3.2. Sistema digestivo.....	18
3.3. Sistema excretor.....	29
3.4. Sistema nervioso.....	31
3.5. Pseudoceloma.....	36
3.6. Sistema reproductor.....	38
III.- ECOLOGIA.....	55
1.- Habitat.....	55
2.- Influencia del medio abiótico.....	55
3.- Influencia del medio biótico.....	64
IV.- PATOLOGIA.....	67
1.- Producción de sustancias por el nemátodo.....	67
2.- Rango de hospederos.....	70
3.- Sintomatología.....	99
4.- Diseminación.....	152
5.- Interacción con otros patógenos.....	153
6.- Sobrevivencia.....	155
7.- Razas biológicas.....	162
8.- Dinámica de poblaciones.....	167
V.- CONTROL.....	175
1.- Control químico.....	175
2.- Control físico.....	179
3.- Control biológico.....	181
4.- Control cultural.....	184
5.- Control legal.....	193
VI.- DISCUSION.....	194
VII.- CONCLUSIONES.....	205
VIII.- BIBLIOGRAFIA.....	208

INDICE DE TABLAS Y FIGURAS.

	página
Tabla I.- Tiempo requerido para el ciclo de vida.....	52
Tabla II.- Habitat de algunas especies del género.....	55
Tabla III.- Rango de hospederos parasitados por <u>D. dipsaci</u>	70
Tabla IV.- Rango de hospederos parasitados por <u>D. destructor</u>	86
Tabla V.- Rango de hospederos parasitados por <u>D. radicolus</u>	91
Tabla VI.- Rango de hospederos parasitados por <u>Ditylenchus sp.</u>	93
Tabla VII.- Rango de hospederos parasitados por <u>D. graminophilus</u> ..	95
Tabla VIII.- Rango de hospederos parasitados por otros <u>Ditylenchus</u>	95
Tabla IX.- Experimentos sobre tiempo de dormancia en <u>D. dipsaci</u> ...	157
Tabla X.- Razas de <u>D. dipsaci</u> y sus respectivos hospederos.....	164
Tabla XI.- Control químico contra <u>D. dipsaci</u> en ajo.....	176
Tabla XII.- Control químico contra <u>D. dipsaci</u> en varios cultivos.....	177
XIII.- Control químico contra <u>D. myceliophagus</u> en setas.....	178
XIV.- Control químico contra <u>D. angustus</u> en arroz.....	178
XV.- Control químico contra <u>D. destructor</u> en papa.....	179
XVI.- Naturaleza de algunas variedades de avena resistentes a <u>D. dipsaci</u>	190
Figura 1.- Especie tipo <u>Ditylenchus dipsaci</u> , hembra y campos laterales.....	10
Figura 2.- Representación diagramática de los estados en muda de nemátodos.....	13
Figura 3.- Musculatura cefálica de <u>D. dipsaci</u>	15
Figura 4.- Diagrama del final anterior de <u>D. dipsaci</u>	19
Figura 5.- Esquema tridimensional de la válvula del metacorpus.....	22
Figura 6.- Diagrama del comportamiento de <u>Ditylenchus sp.</u> al alimentarse.....	25

Figura 7.- Diagrama del sistema excretor y sección transversal a nivel de célula excretora.....	30
Figura 8.- Sistema neuromuscular, individuo completo y sección transversal	32
Figura 8'.-Sistema neuromuscular, final anterior, comisura circunfariangeal y final posterior.....	33
Figura 9.- Anatomía de quimiosensilum de <u>D. dipsaci</u>	37
Figura 10.- Aparato reproductor de la hembra.....	39
Figura 11.- Aparato reproductor del macho y espículas.....	42
Figura 12.- Parte posterior de <u>D. triformis</u>	44
Figura 13.- Desarrollo embrionario de <u>D. dipsaci</u>	47
Figura 14.- Desarrollo postembrionario de <u>Ditylenchus</u>	49
Figura 15.- Infestación por <u>D. dipsaci</u> de plántulas de avena plantadas en suelo arenoso y arcilloso.....	56
Figura 16.- Influencia de la humedad en el suelo en <u>D. dipsaci</u>	59
Figura 17.- Temperatura y tiempo necesarios para matar nemátodos..	61
Figura 18.- Distribución vertical de <u>D. dipsaci</u> en una parcela infestada de avena.....	65
Figura 19.- <u>D. dipsaci</u> en alfalfa.....	100
Figura 20.- Sección transversal de raíces de alfalfa mostrando los efectos de <u>D. dipsaci</u>	102
Figura 21.- Gráfica del nitrógeno total en alfalfa agallada y tejidos de vástagos de chícharo.....	103
Figura 22.- Hinchamiento de tréboles provocado por <u>D. dipsaci</u>	105
Figura 23.- Daños en avena porovados por <u>D. dipsaci</u>	107
Figura 24.- Bulbillos de ajo desnudos mostrando síntomas de ataque por <u>D. dipsaci</u>	110
Figura 25.- Plántulas de cebolla sana y atacada por <u>D. dipsaci</u>	113
Figura 26.- Raíz de zanahoria, mostrando pudrición provocada por el ataque de <u>D. dipsaci</u>	115

Figura 27.- Planta de remolacha con pudrición en la corona provocada por <u>D. dipsaci</u>	117
Figura 28.- Plántulas de fresa con típico hinchamiento basal de pedúnculos e hinchamiento axilar de <u>Convolvus arvensis</u>	123
Figura 29.- Síntomas en narciso, mostrando anillo café completos e incompletos causados por <u>D. dipsaci</u>	125
Figura 30.- Corte longitudinal de cabezas de cardo.....	130
Figura 31.- Síntomas causados por <u>D. destructor</u> en papa.....	135
Figura 32.- Ciclo de la enfermedad en papa causada por <u>D. destructor</u>	136
Figura 33.- Bulbos de iris atacados por el nemátodo de la papa (<u>D. destructor</u>).....	138
Figura 34.- Panículas y hojas de arroz afectadas por <u>D. angustus</u>	142
Figura 35.- Figuras de raíces de <u>Elymus arenarius</u> atacadas por <u>D. radicolus</u>	145
Figura 36.- Sección transversal de una agalla en una hoja de <u>Agrostis</u> , infectada por <u>D. graminophilus</u>	148
Figura 37.- Aglomeración de <u>D. myceliophagus</u> ("cuajada") en composta.....	150
Figura 38.- Comportamiento de <u>D. dipsaci</u> en 2 estaciones de crecimiento inoculado en <u>Phlox subulata</u>	170
Figura 39.- Densidad de población de <u>D. dipsaci</u> , inoculado en 2 variedades de narciso.....	172
Figura 40.- Cambio en infectividad de <u>D. dipsaci</u> L ₄ en suelo en plántulas de cebolla.....	173.

RESUMEN

En este trabajo se recopilan exploraciones sobre los nemátodos parásitos de plantas del género Ditylenchus (Filipjev 1936), en México y en el mundo; se discuten las carencias que existen en esta rama y, a partir de lo anterior, se reflexiona acerca de posibles líneas de investigación abiertas a futuros estudios.

La primera referencia de daños causados por este género fué en 1855, sin embargo la descripción de sus características la hizo Filipjev hasta 1936.

El género se distribuye en las zonas templadas y subtropicales del mundo; tienen entre sus hospederos plantas superiores (cultivadas y silvestres), y hongos principalmente, -- proporcionándoles una gran capacidad de sobrevivir o si las condiciones no son aptas entran en estado quiescente (en agregaciones), dejándolo cuando el medio es adecuado de nuevo.

Una de las especies, D. dipsaci consta de 11 razas biológicas clasificadas, que sólo son diferenciables por sus preferencias hospedatorias, sin embargo, se entremezclan en esta característica e inter cruzan.

Estos nemátodos liberan sustancias, unas (enzimas) que desdoblán la lámina media de la pared celular y contribuye a una mejor penetración, las otras (auxinas) provocan disturbios metabólicos y físicos en los tejidos del hospedante, que son desde necrosis, hinchamientos, donde se alojan los parásitos hasta la muerte de las plantas.

El desarrollo de la población está sujeta a propiedades intrínsecas de la especie y al medio ambiente, siendo dependientes de la humedad, temperatura y del hospedero específicamente. Por lo que es importante estudiar la fluctuación de la misma con respecto al hospedero, ya que nos aportará datos para el establecimiento del umbral económico.

VII

El control más usado es el químico o combinado con el físico, sobre todo la inmersión de partes vegetativas en agua a una temperatura dada con un desinfectante. El cultural es bastante útil, evitándose la dispersión y establecimiento del inóculo, así como el uso de variedades resistentes, se reitera el control integrado como el más eficaz.

Las áreas agrícolas más importantes son compartidas con las preferencias ambientales del género, su alta capacidad de sobrevivencia y su fácil dispersión hacen de estas especies -- una plaga potencial.

Se hace patente que las carencias en nuestro país, son en tre otras: mayor conocimiento sobre la biología y ecología de estos nemátodos y su control, así como el umbral económico y -- una mayor difusión de los problemas fitosanitarios.

I.- INTRODUCCION

La existencia de los nemátodos parece ser tan antigua como las plantas, aunque no haya evidencia escrita.

Los nemátodos que más se han estudiado son los que parasitan animales y al hombre, ya que son de tamaño más o menos visible, lo que no sucede con los que atacan a las plantas, que son más pequeños, y no fué hasta que se inventó el microscopio cuando hubo referencia de sus características.

Las alteraciones que ocasionan a los vegetales varían dependiendo de la especie principalmente, van desde una simple necrosis hasta la muerte de los mismos, provocando un deterioro en la producción y por consiguiente en la economía. El daño aumenta con la interrelación patogénica que existe con otros fitoparásitos como hongos, bacterias y virus.

Los nemátodos tienen una gran aptitud a la sobrevivencia ya que su rango de hospederos es muy amplio. Esto se puede explicar porque no carecen de sustento, si disponen de plantas perennes, tendrían alimento por todo el tiempo que vivan estas si son anuales dependerían del monocultivo; por otra parte se alimentarían de vegetales silvestres y en último caso si las condiciones no son propicias entran en criptobiosis, que es un estado donde su metabolismo disminuye a tal grado que no necesitan de alimento y cuando el medio es otra vez ideal, vuelven a sus hábitos normales.

Los integrantes del género Ditylenchus (Filipjev, 1936), - igual que otros nemátodos tienen esas capacidades, aunque algunas veces más desarrolladas; especialmente las especies D. dipsaci y D. destructor, que son, dentro de este género, las más adaptadas al parasitismo, de tal forma que su rango de hospederos es bastante amplio, entre ellos plantas superiores de diversas familias, son muy resistentes a la sequía y a los productos nematicidas, lo que hace su combate muy difícil. Todo esto

provoca que cuando parasitan, los estragos pueden ser tan grandes que inducen a la pérdida total de la cosecha; además su tamaño microscópico que sin los debidos instrumentos no permiten detectarlos como agentes causales de las enfermedades, las pocas alternativas de combate y la poca información, resulta importante recopilar los trabajos que sobre este género de nemátodos se han hecho como una de las especies más devastadoras de plantas que existe en el mundo.

Por lo que los objetivos a seguir en este trabajo serán - primordialmente:

- Compilar exploraciones hechas sobre los nemátodos fitoparásitos del género Ditylenchus (Filipjev, 1936), en México y en los centros de investigación más importantes del mundo.
- Una vez revisados los trabajos, se discutirá sobre algunas carencias existentes dentro de este nuevo campo.
- Se reflexionará acerca de posibles líneas de investigación abiertas para las futuras generaciones de estudiosos en la materia.

II.- BIOLOGIA

1.- Antecedentes

Aunque el género Ditylenchus no fué descrito hasta 1936 -- por Filipjev, el primer dato de estragos producidos por estas especies fué en 1855, con D. dipsaci, hecho por Swertz, quien encontró daños en centeno, avena, trébol y otros cultivos, pero no pudo observar a los nemátodos. El agente causal fué descubierto hasta 1857 por Kühn, que localizó estas especies en el cardo (Dipsacus fullonum L). Cuando este investigador se fijó que atacaban también alfalfa, le cambió el nombre de dipsaci por devastatrix, pero esto no cumplía con las reglas de taxonomía.

Posteriormente Bastián en 1865, creyó que esta especie -- pertenecía al género Tylenchus, hasta que Filipjev, lo clasificó en 1936 dentro del género Ditylenchus.

La más importante monografía sobre esta especie fué realizada por Ritzema Bos (1888-1892), quien demostró que las llamadas especies D. hyacinthi, D. havesntein y D. allii, son actualmente D. dipsaci, clasificándose además como endoparásito migratorio (88,220).

También Kühn, fué el primero en observar y describir la pudrición seca de los tubérculos de papa, la cual es un síntoma típico, producido por D. destructor. En 1889, Atkinson, encontró un nemátodo similar a D. destructor en papa en el estado de Alabama. En los años siguientes este tipo de daño ha sido reportado por varios investigadores en Europa (220).

En México, fué en 1954, se observaron plantaciones de -- ajo dañados en Córdazar y Villagrán, Guanajuato, donde se identificó al agente causal como D. dipsaci. Asimismo se localizó esta misma especie atacando papa en los estados de Puebla, --

Juanajuato, Tlaxcala y Michoacán (3).

En cuanto a D. radiculicola, el primer reporte fué en Alemania por Greff (1872), de un agallamiento en Poa annua y Agropyron repens, donde había una gran cantidad de parásitos. Posteriormente se encontró en Escocia (Trail, 1881) y Dinamarca --- (Scogen, 1885) atacando cebada y fué descrito como Tylenchus hordei. Por último Goodey (1925), presentó una discusión de esta especie, realizando un trabajo detallado de su historia, -- biología y patología, basándose en especímenes de raíces de cebada, pasto anual y pasto centeno.

Otro nemátodo importante es el del tallo de arroz, D. angustus; fué reportado primeramente por Butler (1913) en la India, y en 1919, hizo una descripción sobre su habitat, distribución y control (220).

Así, la mayoría de las especies de este género son parásitos obligados de plantas superiores, algunos se alimentan de hongos mientras que otros están asociados con insectos (186).

2.- Taxonomía

Reino: Animalia

Phylum: Nematoda (Diesing, 1861) Potts, 1932

Clase: Secernentea (von Linstow, 1905) Dougherty, 1958

Orden: Tylenchida (Filipjev, 1934) Thomas 1948

Superfamilia: Tylenchoidea (Orley, 1880; Chitwood and --
Chitwood, 1937

Familia: Tylenchinae Orley, 1880

Subfamilia: Ditylenchinae (Orley, 1880) Marcinowski, 1909

Género: Ditylenchus Filipjev, 1936

Especies, según Goodey (101):

1.- Ditylenchus dipsaci (Kühn, 1857) Filipjev, 1936

Sinónimos:

Anguillula dipsaci, (Kühn, 1857) Gervais y Bene--
den, 1859

Tylenchus dipsaci (Kühn, 1857) Bastian, 1865

Anguillulina (T) dipsaci (Kühn, 1857) Gervais y v.Ben,
1859 (Goffart, 1931)

A. (D.) dipsaci (Kühn, 1857) Gerv. y V. Ben., 1859
(Schneider, 1939)

A. dipsaci dipsaci Steiner y Scott, 1934

A. dipsaci v. communis Steiner y Scott, 1935

A. dipsaci v. allocutus Steiner, 1934

D. dipsaci v. allocutus (Steiner, 1934), Filip., --
Sch. y Steiner, 1941

D. allocutus (Steiner, 1934), Filip., Sch. y Stek.
1941

A. dipsaci v. amsinkiae Steiner y Scott, 1935

D. amsinkiae (Steiner y Scott, 1935), Filip., Sch.
y Stek., 1941

T. dipsaci v. tobaensis Schneider, 1937

- D. tobaensis (Schneider, 1937), Kirjanova, 1951
D. dipsaci v. narcissi Filip., Sch. y Stei. 1941
T. hyacinthi Prilleaux, 1881
D. dipsaci v. hyacinthi (Prilleaux, 1881), Filip.
Sch. y Ste . 1941
Anguillula devastatrix, Kühn, 1869
T. devastatrix (Kühn, 1869) Oerly, 1880
A. devastatrix (Kühn, 1869) Neveu-Lemaire, 1913
D. allii (Beijerinck, 1883) Filip., Sch. y Stek.
1941
T. putrefasciens Kühn, 1877 o 1879
A. putrefasciens (Kühn, 1877 o 1879) Marcinowski,
1909
A. putrefasciens (Kühn, 1877 o 1879) Braun, 1895
T. havensteinii Kühn, 1868
A. secalis Nitschke, 1868
T. secalis (Nitschke, 1868) Oerley, 1880
D. fragariae Kirjanova, 1951
D. phloxidis Kirjanova, 1951

2.- Ditylenchus angustus (Butler, 1913) Filipjev, 1936

Sinónimos:

- T. angustus, Butler, 1913
Anguillulina angusta (Butler, 1913) T. Goodey, 1932
T. (A.) angustus (Butler, 1913; Filipjev, 1934)

3.- Ditylenchus askenasy (Bütschli, 1913) T. Goodey, 1951

Sinónimos:

- T. askenasy, Bütschli, 1913
A. askenasyi (Bütschli, 1913), Steiner, 1936

4.- Ditylenchus brenani (T. Goodey, 1945) T. Goodey, 1951

Sinónimo:

- A. brenani T. Goodey, 1945

5.- Ditylenchus destructor Thorne, 1945

6.- Ditylenchus dipsacoideus (Andássy, 1952) Andássy, 1956

Sinónimo:

- A. (D.) dipsacoideus Andrassy, 1952
- 7.- Ditylenchus drepanocercus T. Goodey, 1953
- 8.- Ditylenchus graminophilus (T. Goodey, 1933) Filip.,
1936

Sinónimos:

- A. graminophila T. Goodey, 1933
- Pratylenchus graminophila (T. Goodey, 1933) Filip.,
1936
- 9.- Ditylenchus intermedius (De Man, 1880) Filip., 1936

Sinónimos:

- T. intermedius De Man, 1880
- A. intermedia (De Man, 1880) T. Goodey, 1932
- A. (D.) intermedius (De Man, 1880) T. Goodey, 1932
(Schneider, 1939)
- 10.- Ditylenchus myceliophagus J.B. Goodey, 1958
- 11.- Ditylenchus procerus (Bally y Reydon, 1931) Filip.,
1936

Sinónimos:

- T. procerus (Bally y Reydon, 1931)
- A. procerus (Bally y Reydon, 1931) T. Goodey, 1932
- 12.- Ditylenchus radicolus (Greff, 1872) Filip., 1936

Sinónimos:

- A. radicolus Greff, 1872
- T. radicolus (Greff, 1872) T. Goodey, 1932
- T. (A.) radicolus (Greff, 1872) Oerley, 1880 (Fi-
lipjev, 1934)
- A. (D.) radicolus (Greff, 1872), T. Goodey, 1932
(Schneider, 1939)
- 13.- Ditylenchus triformis Hirschmann y Sasser, 1955

Las siguientes son adicionales según Filipjev (88):

- 14.-Ditylenchus darbouxii (Cotte, 1912)
- 15.-Ditylenchus phyllobius (Thorne, 1934)
- 16.-Ditylenchus oustulicola (Thorne, 1934)
- 17.-Ditylenchus arboricolus (Cobb, 1922)
- 18.-Ditylenchus balsamophilus (Thorne, 1926)
- 19.-Ditylenchus durus (Cobb, 1922)
- 20.-Ditylenchus major (Fuchs, 1915)
- 21.-Ditylenchus pinophilus (Thorne, 1935)
- 22.-Ditylenchus gallicus (Steiner, 1915)
- 23.-Ditylenchus dendrophilus (Marcinowsky, 1909)
- 24.-Ditylenchus ortus (Fuchs, 1938)

Las especies siguientes parecen ser miembros del género, pero no se ha confirmado (6,24,94,101,133,145):

- 25.-Ditylenchus brevicauda (Micoletzky, 1925) Filip., 1936

Sinónimos:

- T. brevicauda Micoletzky, 1925
- A. brevicauda (Micol. 1925) T. Goodey
- T. (A.) brevicauda Micoletzky, 1925 (Filip. 1936)

- 26.-Ditylenchus sycobius (Cotte, 1920) Filipjev, 1936

Sinónimos:

- T. sycobius Cotte, 1920
- A. sycobia (Cotte, 1920) T. Goodey, 1932
- T. cafeicola Schuurmans Stedhoven, 1951

- 27.-Ditylenchus emus n.sp. Khan, 1969
- 28.-Ditylenchus filimus Anderson, 1983
- 29.-Ditylenchus valvus Thorne y Malek, 1968
- 30.-Ditylenchus sibiricus n.sp. Germán, 1969
- 31.-Ditylenchus melongena Bhatnagar, 1969
- 32.-Ditylenchus clarus Maqbool, 1982

3.- Morfología

El cuerpo del género Ditylenchus es delgado, más o menos filiforme, de color blancuzco o de tinte amarillento; su tamaño es de 0.8 a 1.4 mm. La región labial es achatada sin estriaciones, su estilete es corto, cerca de 10-15 μ de longitud, -- delgado con nódulos redondos y bien desarrollados. La cabeza -- sin anillos; la cola de la hembra y del macho es cónica y elongada, terminando en punta (131)(Figura 1).

3.1. Pared del cuerpo

La capa exterior de la pared del cuerpo del nemátodo es -- la cutícula, un caparazón elástico, el cual cubre enteramente la superficie del cuerpo, sirve como barrera a elementos indeseables en el medio ambiente. Invaginada en la boca, recto, -- cloaca, vagina y poro excretor, así como en la parte anterior del cuerpo, en asociación con dos pares de órganos sensoriales laterales, los anfidios y en la parte posterior, los fasmidios (27,250).

La cutícula se compone de 3 capas: una capa exterior (cortical), una capa media (matriz) y una interna (basal), pero generalmente se toman en cuenta 2, la cortical y la basal.

La capa cortical se divide a su vez en externa e interna, la primera todavía se secciona en 3 capas membranosas, las cuales alcanzan de 25 a 40 μ m de grosor.

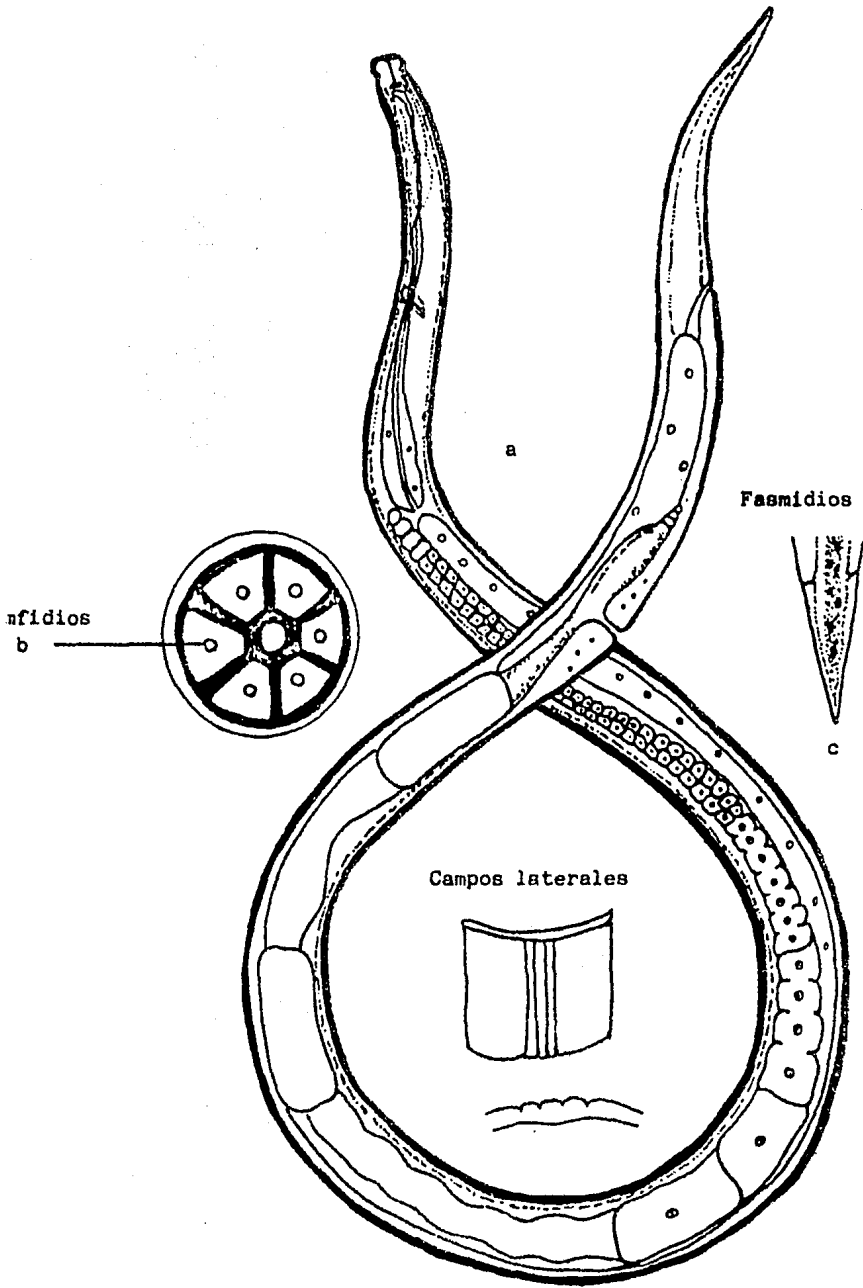


Fig. 1. Especie tipo *Ditylenchus dipsaci*, hembra y campos laterales a); Vista facial de la cabeza y amfidios b); Vista dorsal de la cola y fasmidios c). (100)

La capa interna cortical es una estructura fibrosa y no hay una línea clara de demarcación entre ella y la capa media. Es bioquímicamente activa, hay presencia de compuestos fenólicos, enzimas (polifenol oxidasa), ácido ribonucléico, ácido ascórbico, y se ha observado que crece después de la muda (27,228).

La capa media químicamente está hecha de proteínas, conteniendo colágeno. Esta capa es remarcablemente constante y consiste de un enrejado de hileras paralelas de estructuras como varas cruzándolos cada una en ángulos rectos (27).

Una de las funciones de la cutícula es la permeabilidad, es decir, exhibe una selectividad hacia todas las moléculas que entran a ellos y es controlada por el nemátodo vivo, permite el paso del agua, a ciertos iones pero no electrolitos, incluyendo a algunos nematicidas orgánicos.

La cutícula muestra marcas transversales y longitudinales, las primeras son pronunciadas y las segundas, llamadas campos laterales, proceden del cordón lateral en cada lado como anillos sólidos, extendiéndose longitudinalmente a lo largo del cuerpo del nemátodo; en el caso de la especie tipo D. dipsacison 4 (250).

Otra función de la cutícula es el movimiento y las adaptaciones al medio se reflejan en la selectividad hacia las substancias.

Inmediatamente abajo de la cutícula, se encuentra la hipodermis, la cual se llama ocasionalmente epidermis o subcutícula, es una capa delgada como banda anucleada entre la cutícula y el músculo somático. Es engrosada en la porción dor-

sal (1), ventral (1) y lateral (2 engrosamientos) para formar los 4 cordones hipodermales, los cuales se proyectan mediana y lateralmente dentro de los sectores del pseudoceloma. También contienen los cuerpos nerviosos longitudinales. La hipodermis contiene una acumulación de proteínas y ácidos nucleicos, y se encarga entre otras cosas de la secreción y manutención de la cutícula (27, 250).

3.1.1. Muda

Durante el desarrollo al estado adulto, la larva muda 4 veces. La cutícula externa es deshechada y es formada la del siguiente estado larvario . Cada muda comienza con la separación de la vieja cutícula, subsecuentemente la nueva capa es secretada simultáneamente por la epidermis, después muchas de las cubiertas exteriores son reabsorbidas por ecdysis (250) (Figura 2).

La nueva cutícula es replegada para permitir un rápido crecimiento después de que se completa la muda . Posteriormente la vieja y nueva cutícula son separadas por grandes espacios, los cuales se rellenan con partículas, pareciendo ser productos de rompimiento de las capas interiores de la cutícula mudada . La reabsorción de estas partículas aparentemente ocurre en las regiones de la cutícula nueva, donde la capa externa cortical no ha sido formada. La vieja capa externa -- llamada córtex (adaptada para deshecharse) no es reabsorbida y es sólo la parte de la cutícula la que se desprende, después de la ecdysis la nueva cutícula se engrosa.

Parece que los procesos de mudas en nemas puede ser análogo que en los insectos. Esto es que las células neurosecre-

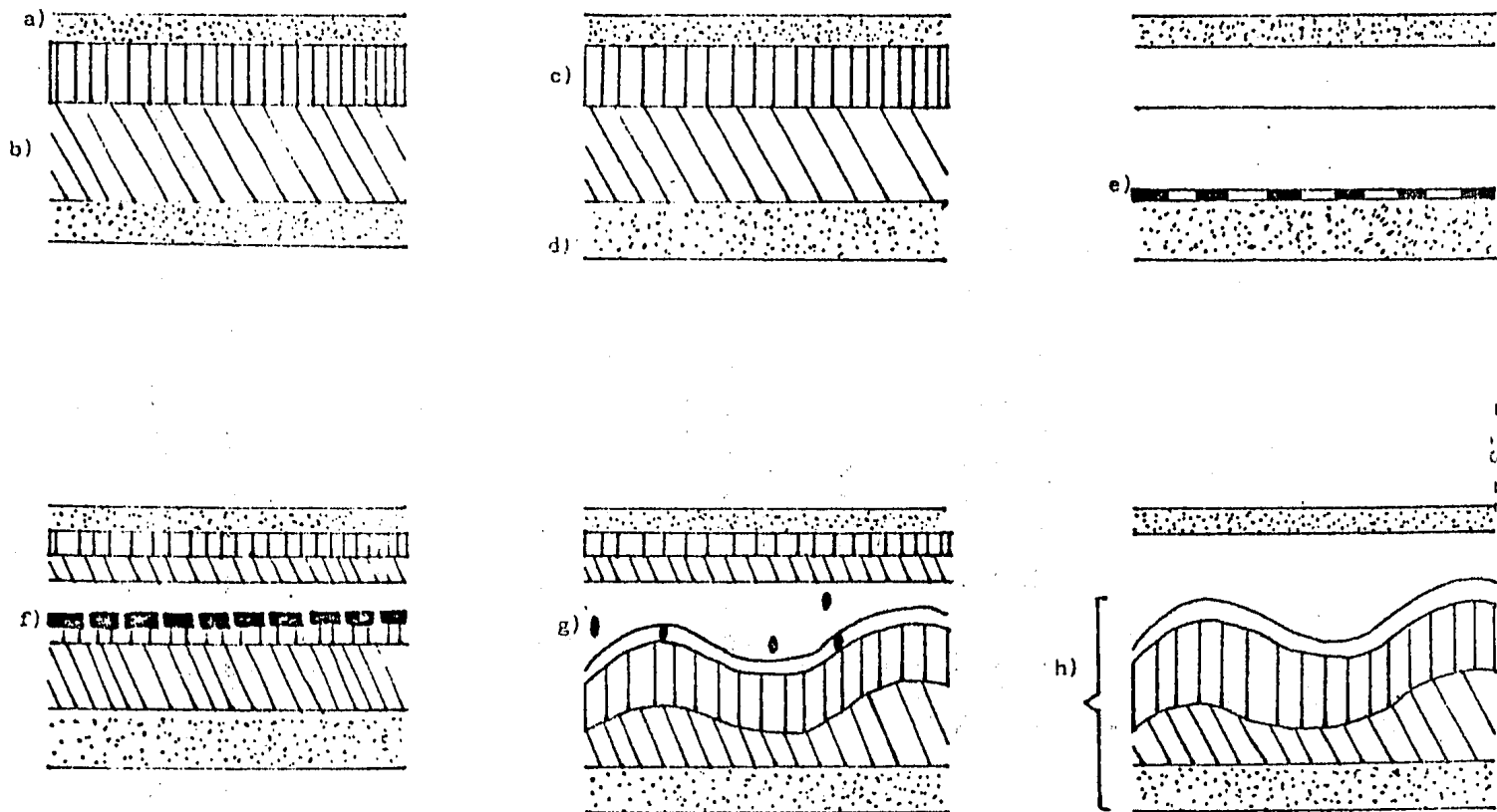


Fig. 2. Representación diagramática de los estados en muda de nemátodos. a) Capa cortical externa; b) Capa basal; c) Capa cortical interna; d) Engrosamiento de hipodermis; e) Nueva cutícula formándose; f) Cutícula separándose; - g) Reabsorción; h) Nueva cutícula, (1961).

toras son estimuladas para producir secreciones, las cuales - activan glándulas que producen hormonas o enzimas, que en su turno inician la muda. También pueden ser estimuladas por el hospedero, cuando hay cambios en su medio ambiente, tales como Bióxido de carbono, pH, temperatura o enzimas (27).

3.1.2. Musculatura.

Los músculos están distribuidos en 4 bandas longitudinales a lo largo del cuerpo entre los cordones (227). Los músculos pueden ser considerados bajo 2 amplias nomenclaturas: somáticos y especializados (27).

Los músculos somáticos se encuentran abajo de la hipodermis, están compuestos por una simple capa de células longitudinalmente orientadas, en forma de huso unidas a la hipodermis a todo lo largo (250). Cada célula de este tipo está cubierta por una membrana delgada, la sarcolemma y está compuesta de una región no contráctil, la cual se encuentra dentro del pseudoceloma, dando lugar a un proceso de innervación o neuromuscular, donde un brazo del músculo hace contacto con el sistema nervioso y una región contráctil aplicada a la hipodermis, encerrando numerosas bandas profundas perpendiculares a la superficie celular, las dos regiones son histológicamente diferentes (27).

Los músculos especializados tienen el mismo origen que los anteriores, sólo que están limitados a una porción particular del cuerpo para algún objetivo específico.

Así los músculos especializados se dividen en:

A.-Músculos asociados en el tracto alimenticio

a) Músculos cefálicos. Estos músculos han sido modificados en músculos protráctiles del estilete y son 3. Están insertados anteriormente en el tubo faringeal y posteriormente

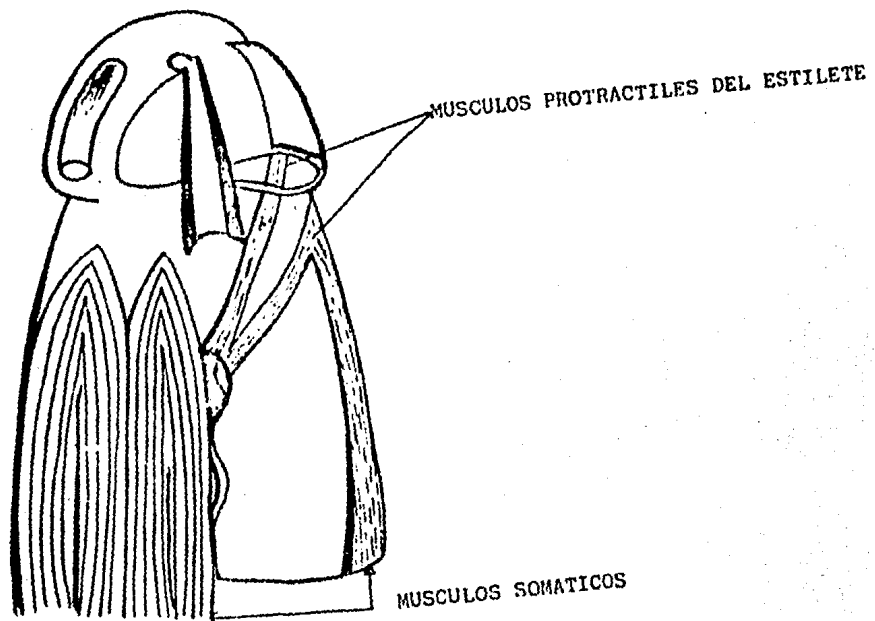


Fig. 3. Musculatura cefálica de *D. dipsaci*, (60).

entre las células intestinales, las cuales se mueven en cada pulsación (194, 247) (Figura 3).

b) Músculos intestinales, estos músculos corren de la pared del cuerpo al intestino, juegan un papel importante en el movimiento de los contenidos del intestino (27).

c) Músculos anales. Tienen forma de H deprimida, consisten de 2 grupos verticales de fibras las cuales unen la superficie dorsal del recto o cloaca a la pared del cuerpo y están conectadas horizontalmente por una banda de citoplasma de células vasculares llamada sarcoplasma conteniendo un núcleo simple. Funciona normalmente para dilatar el recto y permitir la defecación.

B.- Músculos asociados con la reproducción.

a) Los músculos vulvares en la hembra funcionan como dilatadores o constrictores. Ellos conectan la pared ventral de la vulva con la pared del cuerpo ventrolateralmente, son 4, dos anteriores y 2 posteriores, que contribuyen a la oviposición (197).

b) En el macho, se encuentran músculos espiculares, del gubernáculo, copular y bursal. Las espículas sirven para abrir y dilatar la vagina de la hembra, esto es debido a 4 músculos un par protráctiles y un par de retráctiles por espícula, ambos comienzan a juntarse en el final próximo de ella. Un par se extiende anteriormente a la hipodermis en la región de el cordón lateral y el otro se extiende posteriormente a la pared del cuerpo ventralmente. Además, un músculo radial que controla el paso de esperma (197).

El gubernáculo es definido como una placa formada por las paredes del saco espicular, es un canal a partir del cual las espículas --

se mueven. Estos músculos pueden ser retráctiles y se extienden en la pared ventral del cuerpo.

En consecuencia, las funciones de los músculos son: almacenamiento de glicógeno y contracción (198).

3.1.3. Movimiento

El tipo de movimiento que tienen estos nemátodos es de propulsión ondulatoria, donde el área de contacto no es más que la mitad de el área del mismo. Para mantener un contacto friccional constante cuando el cuerpo sufre flexión dorsoventral, el nema permanece de lado (como postura de orientación) pudiéndose observar sobre la superficie de plantas, en una película de agua; aquí las fuerzas viscosas son reemplazadas -- por fuerzas de tensión de la superficie, actuando en el nema haciéndolo desplazarse lateralmente.

En este sistema, la cutícula ofrece resistencia progresiva a la deformación durante el doblamiento del cuerpo, o sea -- que hay una fuerza antideformación dentro de ella, la cual es antagonista a la acción muscular.

Tienen además movimientos de postura en el momento de la copulación, enrollándose en espiral, siendo el movimiento básicamente sólo una flexión ventral de la región de la cola, así mismo adoptan esta postura cuando resisten condiciones de sequía, ya que al no haber película de agua los músculos ventrales se contraen y el gusano entra en esa posición (27, --- 250).

3.2. Sistema Digestivo

El sistema digestivo es esencialmente un tubo dentro del cual algunas glándulas se abren, se divide en:

A. Stomodeum, incorpora la cavidad bucal (estoma), esófago, válvula esofágica-intestinal y finaliza en el ano.

B. Mesenteron, es la parte media del sistema, llamada también intestino.

C. Proctodeum, es una invaginación cuticular, que incluye el recto en hembras, cloaca en machos y la válvula intestino-rectal (27,250)(Figura 4).

A.a. Estoma, en ella se localiza la abertura oral, en el final anterior del nemátodo, también se le denomina boca, está rodeada por los labios, en los cuales están unas estructuras ensambladas que son órganos sensoriales llamadas anfidiós. Esta hendidura contiene al estilete que funciona como una aguja hipodérmica, necesaria para inyectar sustancias dentro de las células de las plantas y donde los nutrientes de las mismas son ingeridas por el parásito.

el estilete consiste de 3 partes, una anterior cónica, un canal y 3 nódulos (bien desarrollados), uno dorsal y 2 subventrales. Durante cada muda, la parte cónica del estilete es cambiada con la cutícula (esclerotizada), mientras que la del canal y de los nódulos desaparece. La formación del nuevo estilete comienza con la parte anterior, seguido por el canal y nódulos in situ.

El lumen del estilete se conecta con el lumen del esófago, abriéndose ventralmente abajo de la punta del estilete.

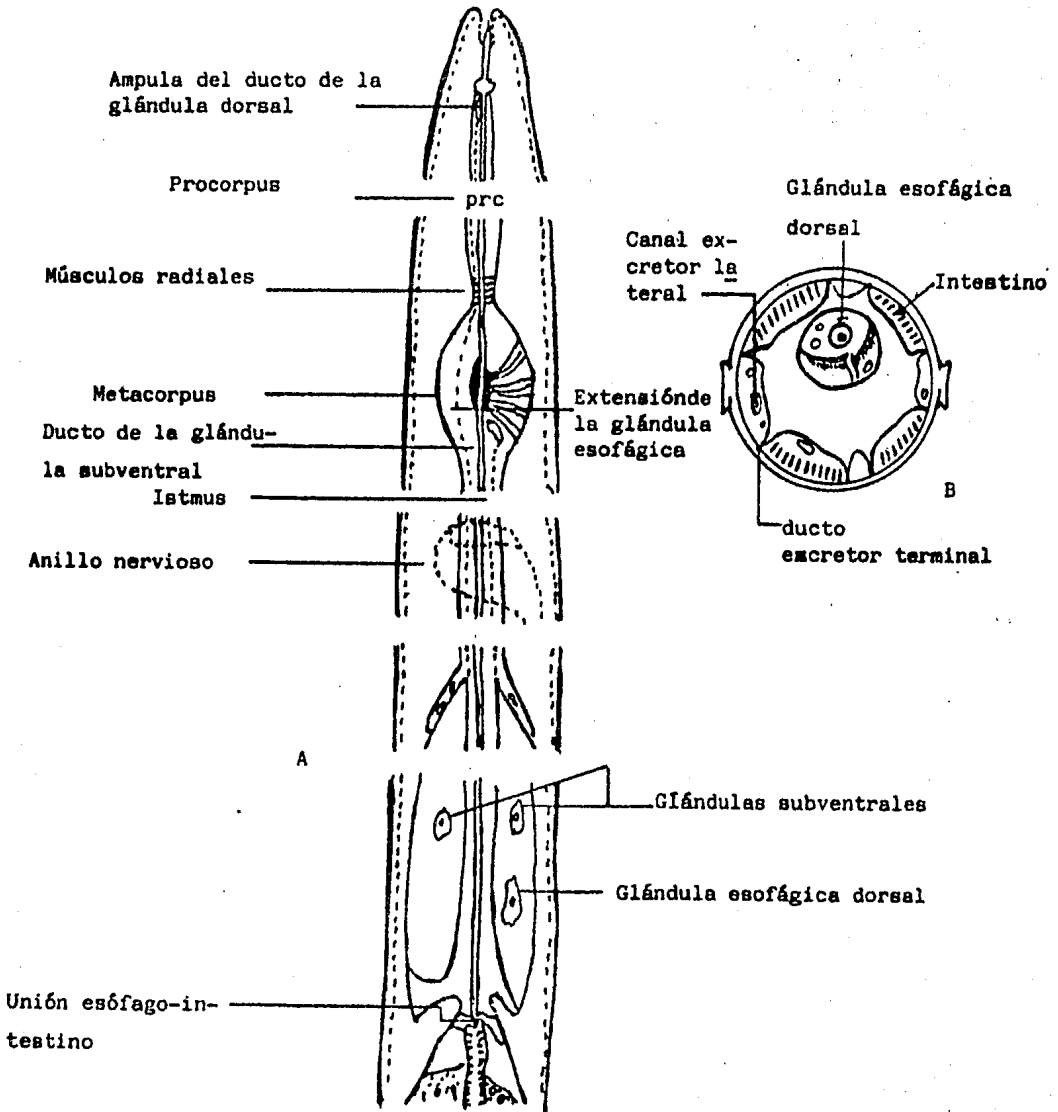


Fig. 4. Diagrama del final anterior de *D. dipsaci* (raza gigante), mostrando - posiciones relativas de características de el esófago y región anterior intestinal, A; Sección transversal de la región bulbar del esófago, B.(49).

Los músculos protráctiles de este órgano se unen anteriormente a la base del esqueleto cefálico (que es esclerotizado) y se dividen en un grupo dorsal y otro ventral en la región de la parte cónica y canal del estilete, formando un anillo compacto alrededor de los nódulos que se llama anillo guía.

Este anillo se encuentra en el aparato guía que se extiende desde la base del esqueleto de la cabeza a los nódulos del estilete. El aparato consiste de un cono sortado de un lado, la extensión de entrada y un tallo cilíndrico. El final posterior del aparato guía está unido a la superficie superior de los nódulos del estilete. En la porción anterior del tallo de Ditylenchus, las membranas interiores y exteriores del aparato guía son muy plegadas. Estos plegamientos corresponden más probablemente al anillo de guía y permiten la elongación y acortamiento del aparato guía (260).

b) Esófago, es un órgano glandular de bombeo alineado internamente por la cutícula y externamente por el pseudoceloma por una lámina basal, se divide en procorpus, metacorpus, (bulbo medio), istmus y postcorpus (bulbo dorsal) (250) (Figura 4).

1.- Procorpus, es angosto, en una sección transversal varía de casi rectangular a marcadamente trilobulado. El lumen es cilíndrico y está asociado con 8 o 9 pares de membranas que junto con el lumen forman la sección anterior del complejo lumen. Estas membranas comienzan cerca de la base de los nódulos del estilete como tubos delgados circundando el lumen. Posteriormente, estas se dirigen lateralmente haciéndose más largas que el resto, extendiéndose casi al borde del

esófago, dividiendo este en una mitad dorsal y ventral. Su pared consiste de 2 células anteriores y 4 posteriores (244).

2.- Metacarpus, está compuesto del bulbo medio que mide aproximadamente 75 mM, se abre en el final anterior del procorpus y en la parte posterior del metacarpus. La cobertura del bulbo medio que circunda la cámara de éste consiste de 6 discos, cada uno gira junto con sus vecinos borde a borde.

El lumen de el metacarpus en el tercio anterior de la válvula es redondo, observado en una sección transversal, pero en la porción media es trirrradiado, con los extremos del lumen más fuertemente esclerotizados que el resto de la superficie. En el tercio posterior de la válvula, este permanece trirrradiado pero su superficie es uniformemente esclerotizada. Hay 12 células en 1 metacarpus, 6 de las cuales son musculares (200, 247) (Figura 5).

3.-Istmus, es delgado, está rodeado por el anillo nervioso, cerca de un tercio de su longitud atrás del metacarpus, (200)(Figura 4).

4.- Postcorpus, es considerado como un saco de pared delgada, el cual contiene las glándulas dorsal y 2 subventrales, pasando por el complejo lumen esofágico.

La glándula dorsal es una entidad separada de forma oblonga, se sitúa en el final posterior de el lóbulo glandular y ligeramente traslapa al intestino. Las otras 2 son más amplias donde la anterior se adelgaza. La primera glándula se encuentra rodeando las células esofágicas que encierran el lumen pero está separada de ellas por una membrana celular.

La pared del postcorpus es de naturaleza gruesa y sirve como un saco elástico para las 3 glándulas.

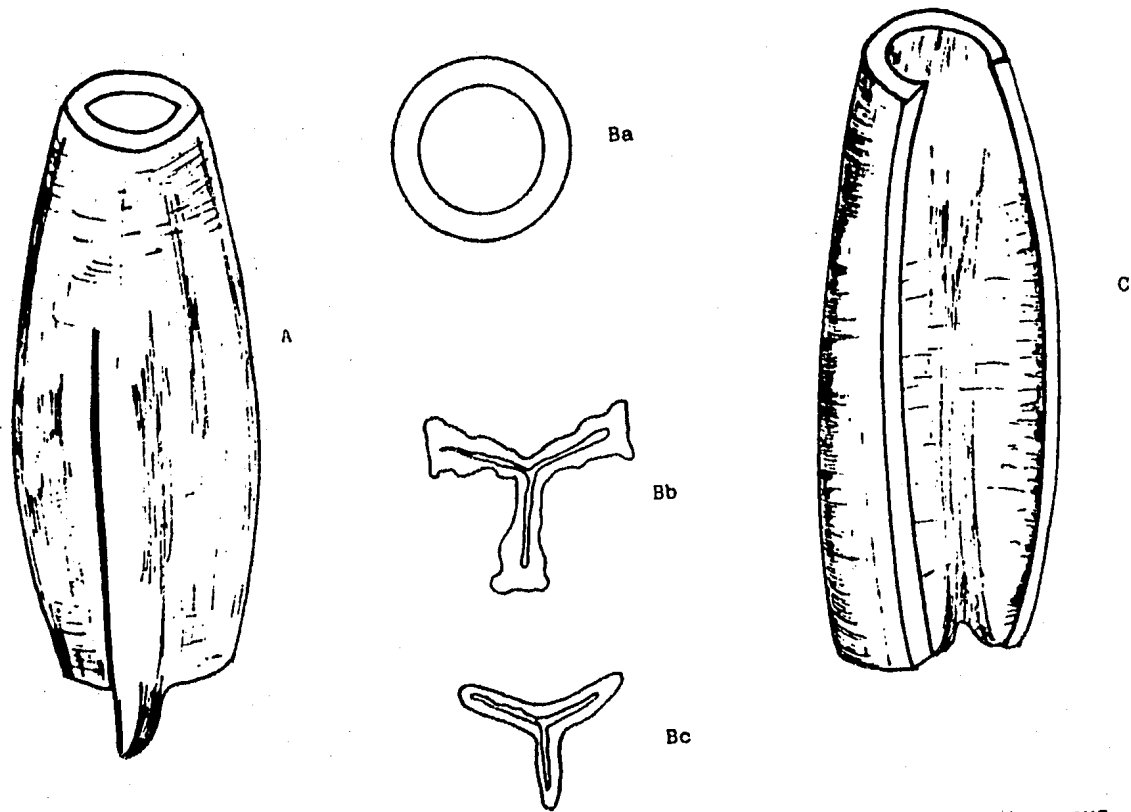


Fig. 5A. Un esquema tridimensional mostrando el exterior de la válvula de el metacarpus, y su cambio de cilíndrico a trirradiado.
 Fig. 5Ba. Sección transversal del final anterior de la válvula; 5Bb. Sección transversal de la porción media de la válvula; 5Bc. Sección transversal del final posterior de la válvula.
 Fig. 5C. Un esquema tridimensional de la válvula de el metacarpus sin un tercio, para mostrar el cambio gradual en forma de la superficie interior del lumen. (247).

El complejo lumen-esofágico, es una serie de membranas - que comienzan cerca de la base de los nódulos del estilete co mo tubos delgados alrededor del lumen.

La pared esofágica no es un syncytium y contiene una --- glándula en cada sector junto a las fibras musculares y el -- sistema nervioso simpático (247).

B. Mesenteron (Intestino). Es un tubo largo y estrecho - separado del esófago por una válvula llamada cardia que evita que se regurgite la comida. Puede ser dividido en 3 regiones: ventricular, media y posterior o región pre-rectal. Aparece - en el microscopio como una masa opaca de glóbulos largos y -- gordos (247). También contiene un lumen, que en la mitad es i- nicialmente oval pero después es un tubo adelgazado (200). Si gue dentro del recto y se abre externamente en la superficie- ventral a través del ano (19). Así, el intestino en las dife- rentes regiones funciona para conducir, almacenar, digerir y- absorber alimentos (131).

C. Proctodeum, se divide en:

1.- Recto, el intestino de la hembra se conecta con el recto por medio de un músculo esfínter unicelular, llamado -- válvula intestino-rectal. (250).

El recto es un tubo aplanado, alineado dorsoventralmente con la cutícula, abriéndose a través del ano. Externamente, - está cubierto de tejido muscular, el sistema reproductor en - este sexo no se conecta con el recto.

2.- Cloaca, en el macho el sistema reproductivo se une con el recto formando una cloaca, de cuyas paredes se desarro- llan varias estructuras, como las espículas que son esen cialmente un tubo cubierto por una cutícula esclerotizada. Es tán acompañadas por una pieza accesoria llamada gobernáculo, - el cual es una esclerotización de la pared dorsal y sirve pa-

ra guiar a las espículas.

El ano es una hendidura transversal que es operado por un músculo unicelular en forma de H. Este eleva la pared dorsal de el recto y el labio posterior de la apertura anal, produciéndose la defecación.

3.2.1. Alimentación

Cada alimentación del nemátodo se divide en 3 fases principales de duración variable penetración del estilete, inyección de secreciones e ingestión (69)(Figura 6).

Existe primero un comportamiento de indagación, donde el nema se mueve rápidamente antes de percibir células de plantas, luego puede ser estimulado a alimentarse o a incrementar la exploración, por la presencia de otro espécimen alimentándose o por las emanaciones del propio huésped (67,69)(Figura 6:1,A,B,C).

Cuando llegan a la superficie del huésped, ésta es examinada con oscilaciones de la cabeza, rozamiento de los labios y sondeos del estilete (punzadas), acompañado por vibraciones de los músculos del bulbo medio; si lo encuentra favorable, la superficie es penetrada por repetidas acometidas del estilete, durante el cual el cuerpo y la cabeza permanecen fijos, además los labios son presionados contra la superficie (144)-(Figura 6: 2,D).

-Penetración del estilete, antes de alcanzar el sitio de alimentación, el ducto de la glándula dorsal más o menos se dilata con secreciones, éste es usualmente más grande en un reservorio formado en la parte anterior del bulbo medio.

La penetración comienza con largas acometidas de el estilete cerca de 2 por segundo pero se acelera a 5 por segundo y

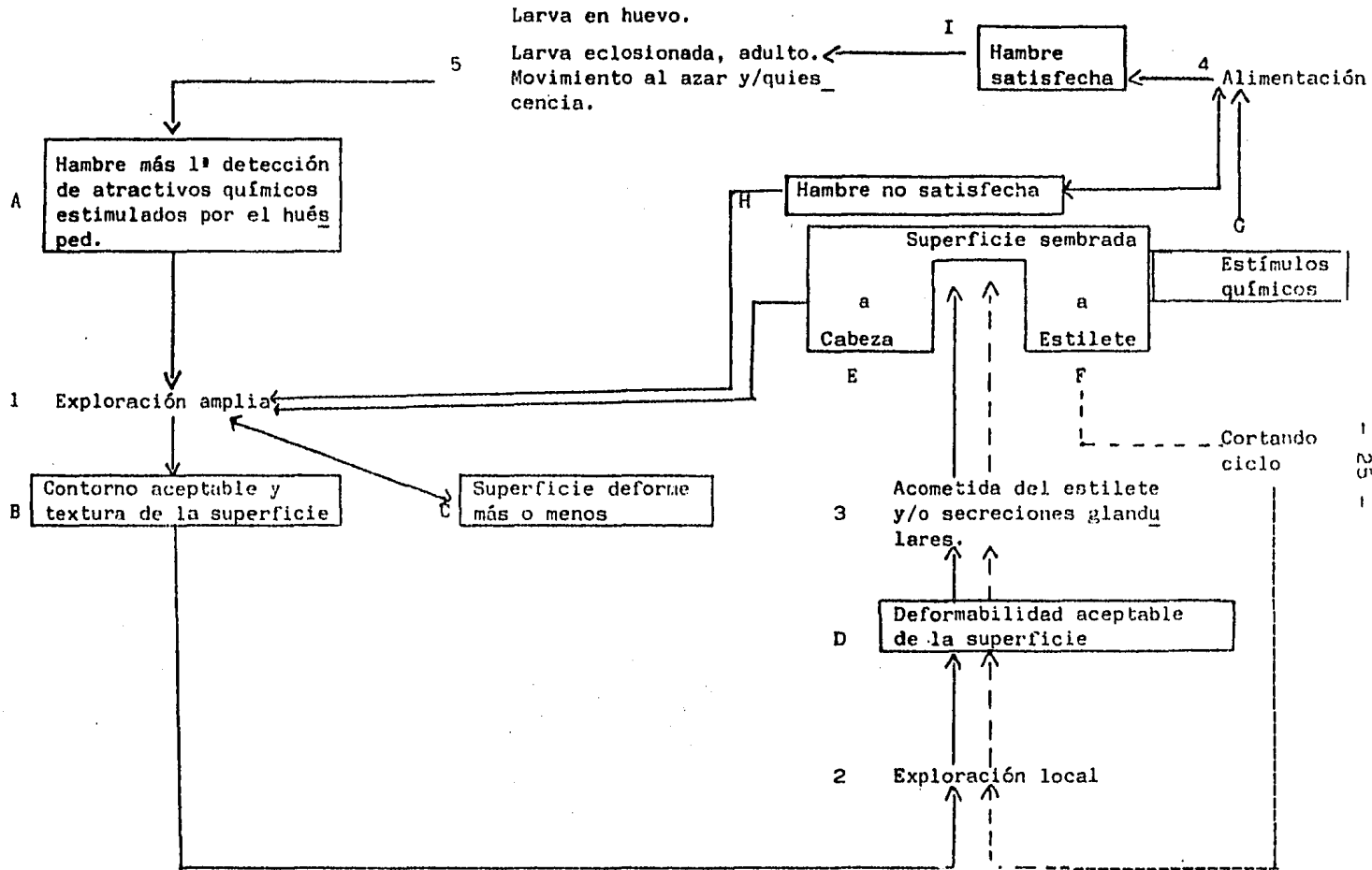


Fig. 6. Diagrama del comportamiento de Ditylenchus al alimentarse. (68).

la amplitud decrece hasta que el estilete entra en un período de descanso con un tercio de el conus en la célula del huésped. La penetración toma de pocos segundos a más o menos un minuto y generalmente va acompañado por el acortamiento del cuerpo principalmente en la región de las glándulas faringeaes y la parte anterior de el intestino (Figura 6: 3,4,I). Algunos nemas no son suficientemente estimulados por los contenidos celulares y sin llegar a ingerirlos vuelven a la exploración general (Figura 6: H).

Cuando el parásito ejerce con su estilete una fuerza igual, pero opuesta a la ejercida por la superficie celular, esa puede ser producida por la tensión superficial de la película de agua en la cual el nema se encuentra, por la reacción normal del punto de contacto entre el cuerpo y partículas del suelo o por fricción entre el parásito y el sustrato. Se piensa que también la succión desarrollada por los labios fusionados habilitan al nemátodo a adherirse a la superficie hidrofóbica, tal como en raíces de plantas suberizadas. La posición arqueada que los gusanos adoptan antes de la penetración orientada al estilete en un ángulo recto a la raíz, así da la máxima punzada y simultáneamente se provee para acometidas adicionales.

Las contracciones del cuerpo controlan la presión de turgencia, así la región donde la presión aumenta se inicia para diferentes funciones del cuerpo; las contracciones anteriores causan secreciones glandulares para ser inyectadas dentro del huésped y contracciones rítmicas posteriores causan movimientos intestinales que mezclan los contenidos.

-Inyección de secreciones, a la vez que el estilete entra a la célula, unas substancias heterógenas comienzan a --

desplazarse desde el ducto de la glándula dorsal bajo un gradiente de presión dentro del nema (alimentación pasiva). Los músculos del bulbo medio comienzan a vibrar después que el estilete penetra; este movimiento sigue desde 30 segundos y puede llegar hasta 30 minutos. Estas pulsaciones consisten de unas contracciones irregulares no coordinadas, de los músculos laterales del bulbo (Figura 6: 3).

Aunque no se observa pasar las secreciones dentro del hospedero, se supone que son inyectadas, porque se observa una zona distinta alrededor del extremo del estilete (69).

Hay movimientos del cuerpo causados por alteraciones en el tono de los músculos somáticos que fueron más lentos o graduales durante la fase de inyección. También hay un acortamiento y engrosamiento de la región glandular de la faringe durante los primeros minutos pero sigue una relajación gradual de los músculos anteriores somáticos. Además hay movimientos laterales del cuerpo, contracciones ligeramente irregulares de la parte posterior del cuerpo y se incrementa en amplitud cerca de la fase de ingestión. Cuando las células y presiones del nema se han igualado, el bombeo activo ocurre por el descanso en la alimentación (cerca de la mitad del tiempo total) (199).

La salivación o tiempo de inyección en D. destructor es de 4-5 minutos a 41 min, el mecanismo de ingestión es por medio del cardias (27).

-Fase de ingestión, a través de la fase de ingestión, las pulsaciones ocurren en la región terminal de la faringe. Estas inducen probablemente a que las secreciones homogéneas-residuales fluyan de su ducto dentro del intestino (69,199).

La iniciación de las pulsaciones es por contracción de - músculos insertados anterior y posteriormente del tubo farin- geal.

Cerca de la fase de inyección el tercio posterior del -- cuerpo tiende típicamente a enderezarse antes de que comien-- cen los ciclos rítmicos de acortamiento y elongación.

La pared de la parte anterior del intestino muestra gran flexibilidad, durante la fase de elongación corporal se plie- ga interiormente, casi obstruyendo el lumen, pero se estira - considerablemente mientras el cuerpo se contrae. Toda la par- te posterior de la masa glandular faringeal es cambiado algu- nas veces por movimientos intestinales, el flujo de secrecio- nes es sólo ligeramente afectado en este momento.

Durante los 2-15 minutos de la fase de ingestión y algu- nas veces esporádicamente antes, el bombeo del bulbo medio -- pulsa después de un corto período de vibraciones musculares.

Si el flujo final es dirigido lejos de las células ocu- rre que el nema no sólo para el bombeo sino que se desvía, -- así permite que el citoplasma exude y salga del sitio de pene- tración. Los nemas usualmente toman de 2-3 minutos desde el - principio del movimiento endoplásmico y después separan sus - labios que tenían adheridos apretadamente en la célula. Sólo- después de su desprendimiento ellos retiran sus estiletes. Es- te comportamiento se observó en D. destructor alimentándose - de Botrytis cinerea.

En la ingestión hay movimientos regulares intestinales - mezclando contenidos.

Los factores asociados que inician la exploración, pene- tración y alimentación probablemente incluyen estímulos físi- co-químicos, sintiéndolos en su fuente o a alguna distancia -

lejos de un gradiente de concentración. Entre los estímulos físicos se consideran, por ejemplo, el contorno (curvatura), suberización y deformabilidad de la superficie encontrada por los labios táctiles, estilete y anfidios, así como el tono y estiramiento de los músculos de la pared del cuerpo asociado con el llenado del esófago durante la alimentación (65,68,219).

Al final de la alimentación los parásitos se alejan.

3.3. Sistema excretor

El sistema excretor del género Ditylenchus es característicamente asimétrico y tubular con el canal simple lateral -- confinado a un cordón, se abre al exterior a través del poro excretor, que está situado en la línea medioventral y usualmente se encuentra relacionado con el anillo nervioso. Un ducto largo terminal se conduce posteriormente del poro excretor a el canal lateral y un gran núcleo está presente en la pared del canal lateral (27,82)(Figura 7).

Ese canal lateral fué observado cerca del bulbo medio faríngeo, localizado en un hueco (sinus) en la unión con el canal posterior. De este hueco, el ducto se extiende anteriormente y las regiones anterior y posterior son distintas, esta última aparece ser más engrosada excepto donde se dilata en intervalos de espacio irregulares. La región anterior es corta, con paredes paralelas delgadas y terminando en el poro excretor, y a una corta distancia del hemizonidio.

Una constricción separa la región posterior y la anterior del ducto terminal, ésta es causada por un músculo operando la estructura como válvula conteniendo unas piezas densas, las cuales controlan la liberación del material excretado.

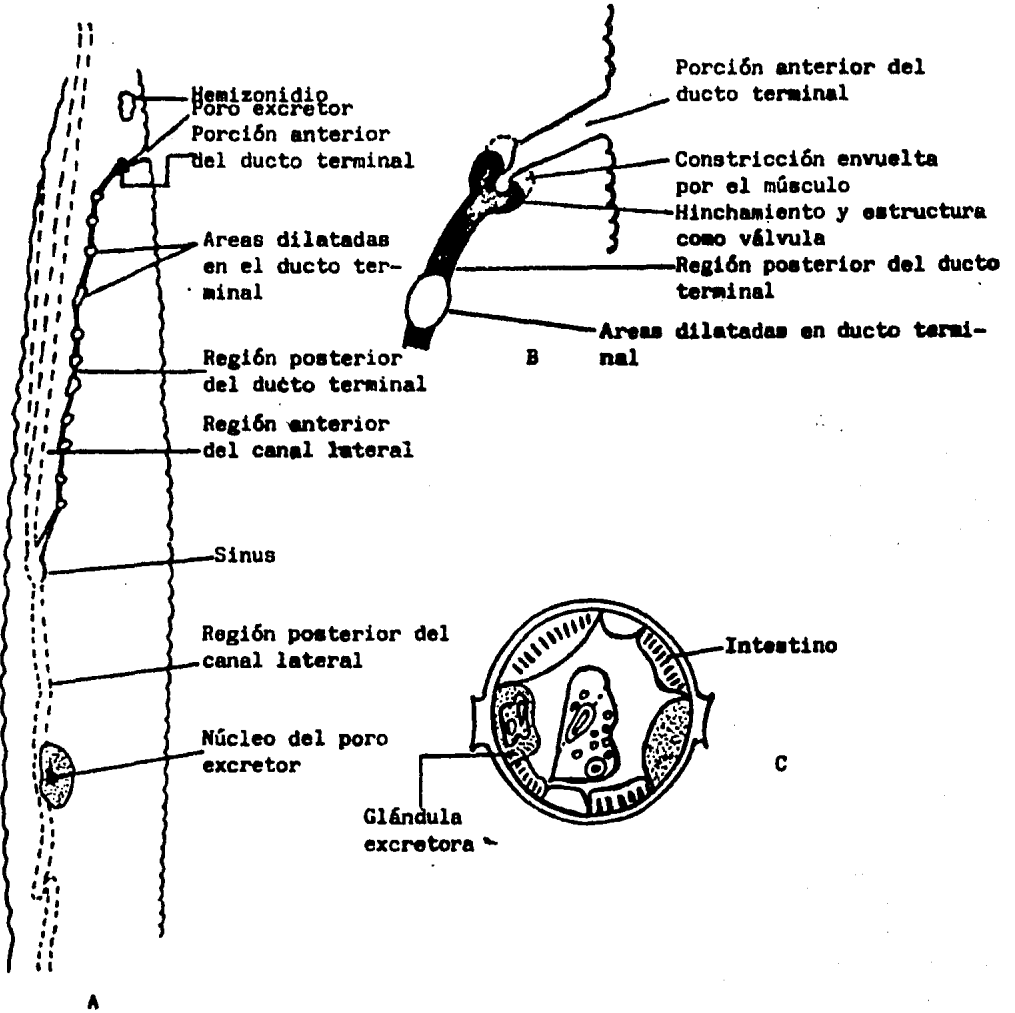


Fig. 7A. Diagrama de el sistema excretor (82).

7B- Sección aumentada, mostrando la unión de la región anterior y posterior del ducto terminal

7C. Sección transversal a nivel de célula excretora (49).

Así, inmediatamente posterior a la constricción, la estructura como válvula parece bloquear el ducto terminal causando presión y un hinchamiento en el ducto en este punto.

En otros especímenes analizados no hay constricción o áreas dilatadas en el ducto terminal y la posición de la estructura con válvula fue marcada sólo por 2 densas piezas, con un claro pasaje entre ellas sugiriendo que el ducto estaba abierto. Ya que el ducto terminal en especímenes vivos de *D. dipsaci* parecen tener 2 diferentes estados, cerrado o abierto.

En individuos observados de *D. destructor* y *D. myceliophagus* no aparece ni las densas piezas ni la estructura como válvula, solamente un hinchamiento en el ducto terminal.

El material de deshecho es colectado en el canal lateral de pared delgada y se mueve hacia el poro excretor. En el ducto terminal en la porción engrosada, el material de deshecho se concentra en pequeños glóbulos ovoides los cuales se dilatan en el ducto terminal, a su vez, eventualmente aflojan al exterior el poro excretor.

Los nemátodos vivos pueden abrir la válvula y cuando se muere, ésta se abre involuntariamente dejando salir el material.

Este sistema sirve para regular el balance de agua, excreta productos de deshecho nitrogenados, incluyendo algunos de gran peso molecular como polipéptidos y proteínas.

3.4. Sistema nervioso.

El sistema nervioso se divide en sistema nervioso central y sistema nervioso periférico (27,248)(Figura 8).

El primero es una comisura circunnesofágica, el anillo nervioso, el cual se encuentra alrededor del ano o recto y el

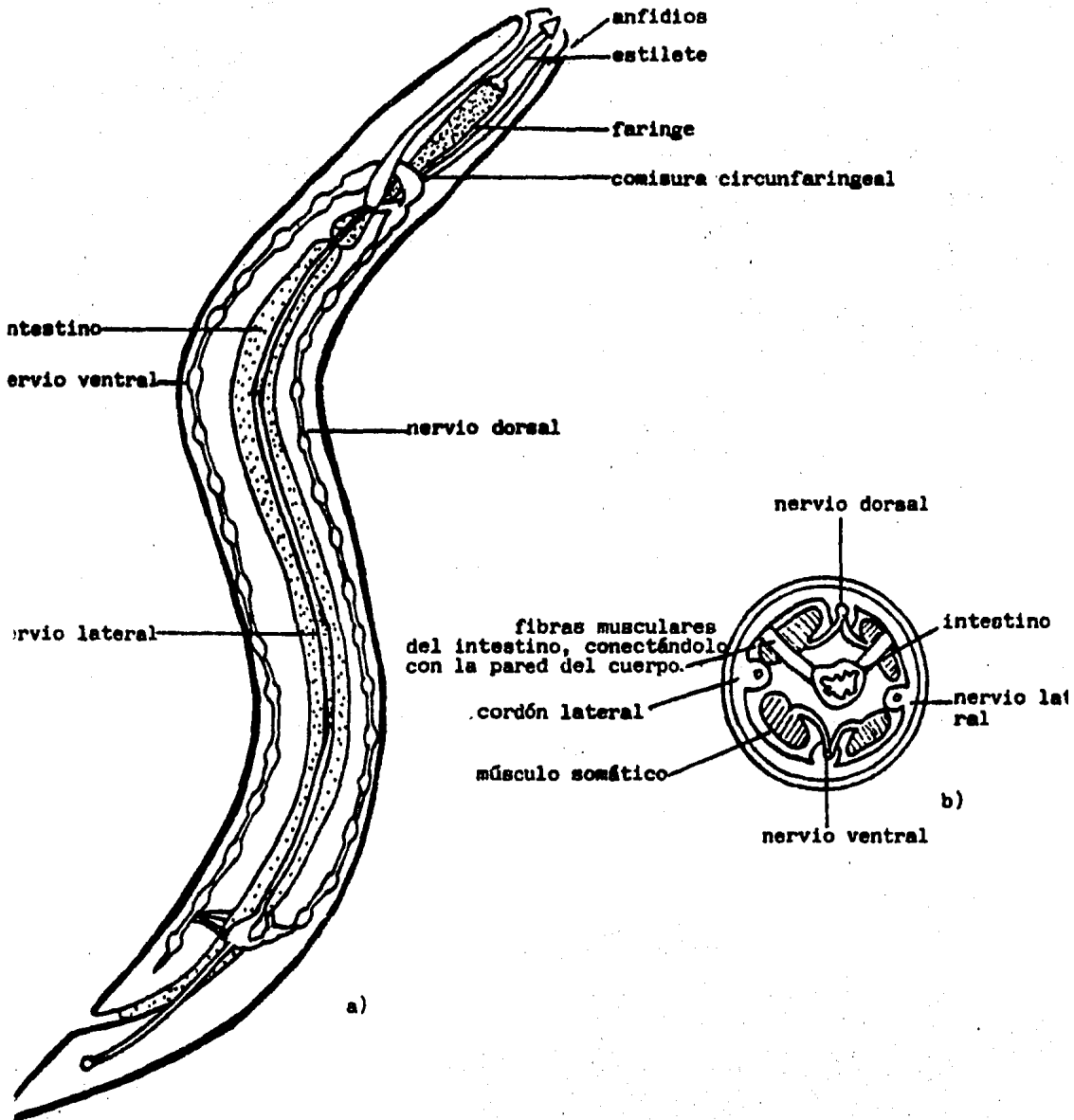


Figura 8. Sistema neuromuscular, a) individuo completo; b) Sección transversal de *Ditylenchus dipsaci*, para mostrar las características de la fisiología neuromuscular (60).

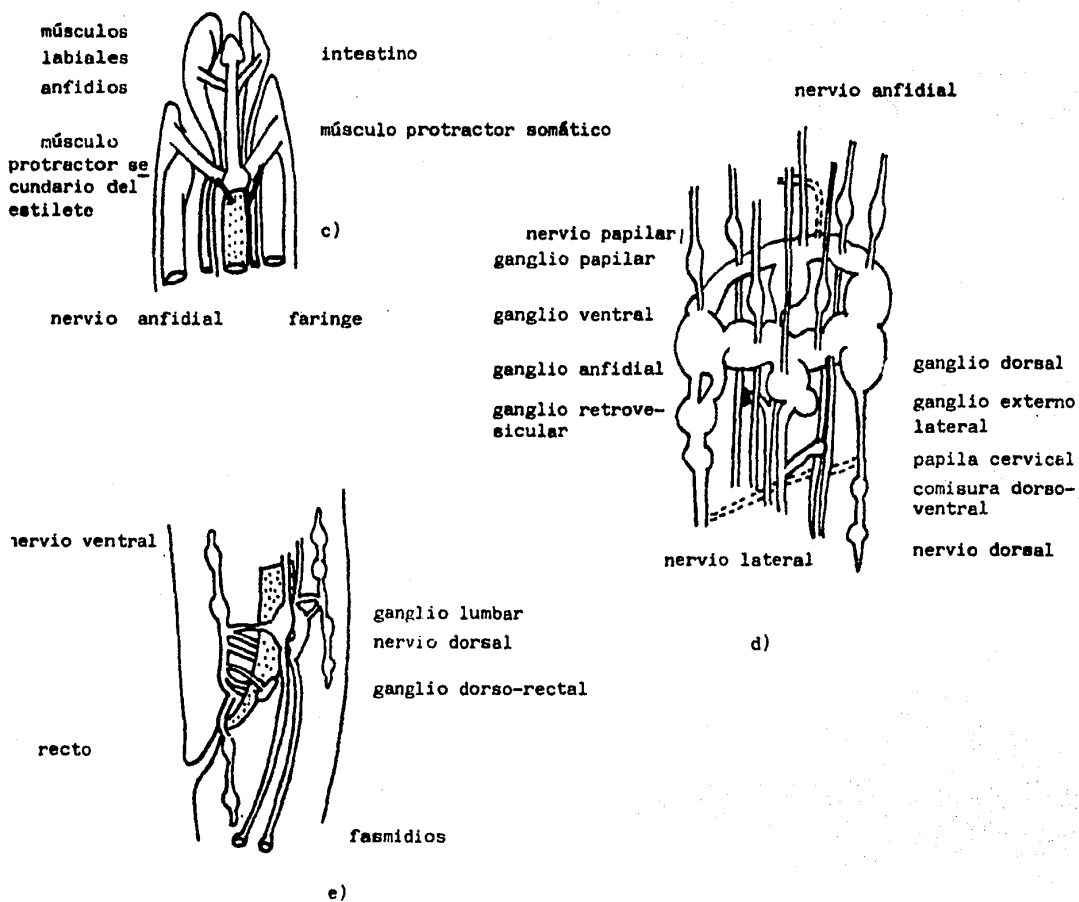


Figura 8'. Sistema neuromuscular de *Ditylenchus*, c) final anterior; d) comisura circunfaringeal, nervios asociados y ganglios; e) final posterior. (60).

istmus del esófago. Está compuesto principalmente de fibras y ganglios asociados, localizados en la parte anterior y posterior de esa comisura. Se hallan nervios que corren longitudinalmente en los ganglios anterior y posteriormente.

El anillo nervioso es usualmente asimétrico, comienza -- torciéndose hacia el ganglio retrovesicular en el lado ven---tral. Unidos al lado anterior al anillo nervioso hay 6 pequeños ganglios papilares cefálicos (2 subdorsales, 2 laterales- y 2 subventrales), de los cuales 6 nervios papilares se en---cuentran en la parte anterior de la innervadura de los órga---nos sensoriales (16 papilas o setas); de estos 6 son nervios- cefálicos y 10 localizados en el borde exterior de los labios (250).

Luego unido al lado posterior del anillo nervioso se encuentra un pequeño ganglio dorsal en el que el nervio somático medio se origina, desembocando posteriormente en el cordón -- dorsal, en esta parte, existen pocos ganglios en toda su longitud. Este ganglio se conecta directamente con procesos de - innervación de los músculos somáticos y son considerados prin---cipalmente como su nervio motor.

Los ganglios principales son los 2 grandes ganglios, ven---trales y 2 laterales, los últimos dan lugar a los nervios se---máticos laterales, que son principalmente de naturaleza senso---rial con protuberancias gangliónicas en su curso a lo largo - de los 2 cordones laterales.

Una subdivisión del ganglio lateral, son los ganglios an---fidiales que se conectan anteriormente con los nervios del -- mismo nombre (sensoriales pero también motores), los cuales - innervan a los anfidios. Los ganglios ventrales dan lugar al-

nervio ventral, que es el principal nervio del cuerpo (particularmente motor y sensorial) y consiste de una unión de ganglios. Usualmente estos se encuentran unidos en su origen atrás del poro excretor donde se fusionan para formar el ganglio retrovesicular. Atrás de este ganglio el nervio simple ventral continúa como un cordón ganglionado a la región anal. El nervio ventrolateral puede ser rama del nervio ventral.

Hay distintas comisuras, corriendo en la hipodermis, conectando los nervios a lo largo del nema, en la región anal - de la hembra, los nervios laterales forman el ganglio lumbar del cual continúan los nervios caudales laterales que innervan a los fasmidios en las hembras. En el nervio ventral se inicia un ganglio preanal, del cual se extienden un par de conexiones al ganglio lumbar. Posteriormente el nervio ventral da lugar a 2 ramas internas, la comisura rectal, que se extiende a toda la cavidad del cuerpo y une la dorsal al recto. La innervación del final posterior es más complicada en machos, ya -- que la papila preanal genital es innervada por células nerviosas sensoriales y bipolares que forman una rama longitudinal, el nervio bursal, en cada lado o cerca de los cordones laterales. La papila genital postanal es innervada por procesos del ganglio lumbar que se alarga y ramas de los nervios laterales caudales.

Hay 2 sistemas nerviosos llamados simpáticos: el sistema entero faringeal, que consiste de 3 nervios, los cuales corren a lo largo del esófago, son conectados con otros por comisuras y también con el anillo nervioso. Y el sistema entérico rectal, donde a su vez tiene comisuras, ganglios y nervios en la región posterior del intestino.

El sistema nervioso periférico consiste de un enrejado de nervios que conecta, las papilas y las setas con el sistema nervioso central.

3.4.1. Organos sensoriales

Los más importantes de este género son los anfidios y -- fasmidios. Los primeros son un par de órganos laterales, que se encuentran en la región cefálica (Figura 1), se abren y se conectan a un ducto que se amplía para formar una "bolsa", -- que contiene la sensila (Figura 9), ésta es representada por un número de cilias, que a su vez consisten de fibrilas periféricas y centrales, así como de un cuerpo basal, que se conecta con procesos nerviosos de los nervios anfidiales (27, - 250).

Los fasmidios aunque no son muy distinguibles en Ditylenchus son igual que los anteriores, quimiorreceptores (Figura 1), se encuentran en un par de estructuras como "bolsas" en la región posterior del nemátodo, se observan sólo en una vista ventral o dorsal.

Otros órganos sensoriales son la sensila labial, que -- consta de 2 neuronas , que se extienden por la cutícula, en las especies de este género se encuentran en un surco o en papilas cortas justo afuera de la boca (243). También tienen hemizonidios que aparecen como una banda delgada refringente -- abajo de la cutícula, creyendo que son comisuras hipodermales se localizan adyacentes al poro excretor (220,250)

3.5. Pseudoceloma

La cavidad del cuerpo o pseudoceloma está alineado por - células músculo somáticas e internamente por las células del canal alimenticio, también con una red de membranas fenestradas, que ayudan a soportar órganos viscerales, así como permi

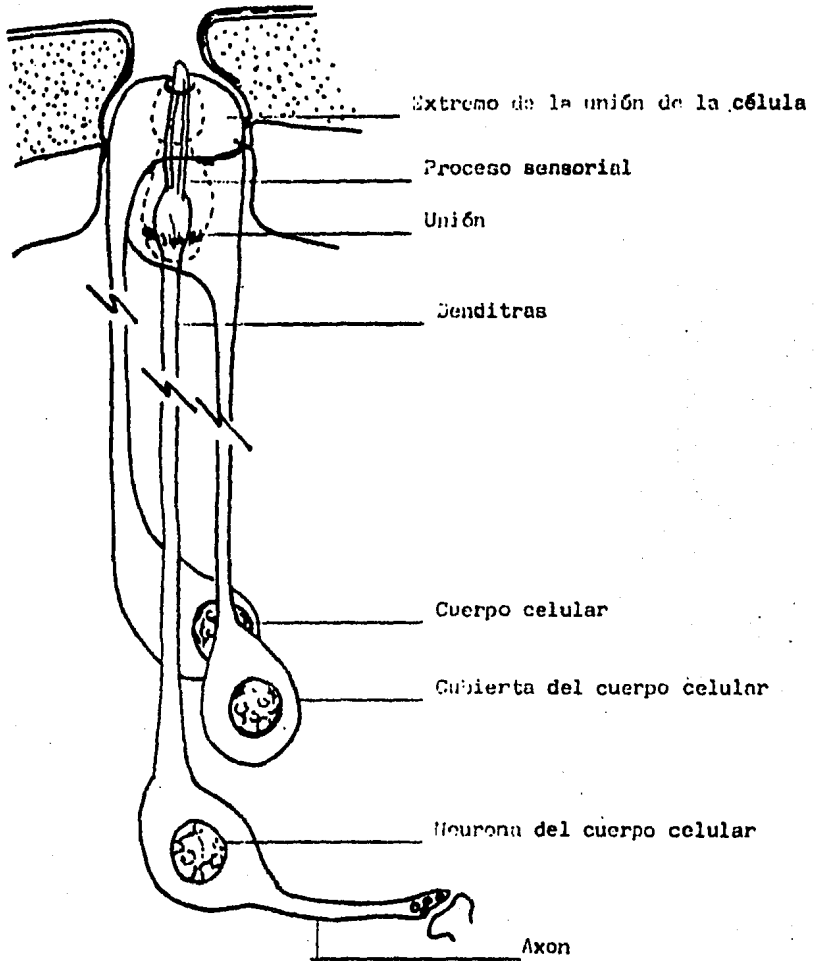


Fig. 9. Anatomía de quinosensillum de D. dipsaci (243).

te que el líquido pseudocelomático fluya. Sus membranas tienen una función excretora (27).

El líquido baña a todos los órganos internos y funciona como parte de un sistema de presión de turgencia, es de color rosa pálido, con un pH neutral y proteínas. Contiene además - glucosa, sodio, fósforo, cloro, potasio, magnesio, pequeñas - cantidades de cobre, zinc, hierro, hematina y ácido ascórbico.

3.6. Sistema reproductor

3.6.1. Hembra

El sistema reproductor de la hembra se divide en: ovario, oviducto, útero, vagina, vulva y saco postuterino.

a) Ovario, es de forma alargada y se encuentra atrás del esófago. En algunos especímenes se extiende hasta el final -- posterior de él o más, usualmente cerca del bulbo basal; ocasionalmente con una o dos flexiones. Tiene dos subdivisiones, una pequeña zona germinal apical, donde los oocitos se encuentran en 2 hileras, la otra más grande llamada zona de crecimiento, donde se localizan los oocitos maduros en una simple fila, en la parte próxima final del ovario, los especímenes - de este género generalmente tienen un ovario simple (88,244,- 250)(Figuras 1 y 10).

b) Oviducto, se encuentra entre el ovario y el útero, se compone de 2 hileras de células, 4 a 6 en cada una (243).

c) Utero, se divide a su vez en receptáculo seminal, - quadricolumela, área anterior.

1.-Receptáculo seminal, se encuentra en el final distal del útero, su pared está compuesta de un número de células grandes con apariencia de glándulas. Estas células son -- muy elásticas y pueden ser estiradas a una extensión considerable para formar una pared delgada. Asimismo, cuando este es llenado con espermatozoides o durante el pasaje de un óvulo, - aparece como un tubo dilatado (244,250).

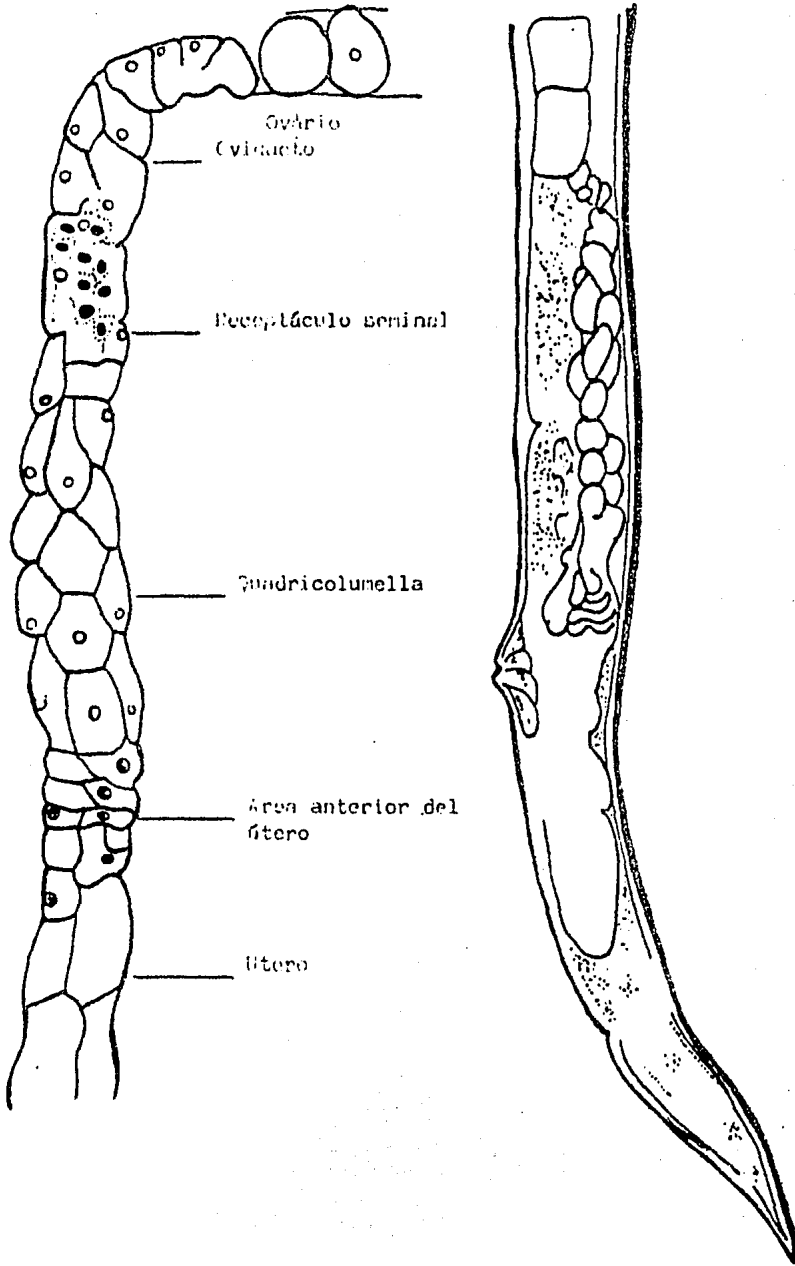


FIG. 10. Aparato reproductor de la hembra (245).

2.- Quadricolumela, es la región inmediatamente próxima al receptáculo seminal, consiste de 16 células (4 hileras de 4), siendo muy similares a las del receptáculo cuando --- no está estirado, también son elásticas y pueden ser tensionas grandemente para el pasaje del óvulo. Se observa de color obscuro y densamente granular, por esto se piensa que puede tener una función secretora.

3.- Area anterior del útero, es la región más próxima de el útero y tiene a su vez dos espacios. La región anterior es una estructura delgada y su pared tiene una cantidad de células pequeñas y gruesas. En la región posterior, es ligeramente oval a oblonga y su pared muy delgada. Cuando el útero está vacío la parte anterior tiende a meterse algunas veces dentro de la posterior y se forma un pliegue. Otras veces, el -- útero se encuentra estirado a una considerable extensión para acomodar distintos huevos a una vez. En algunas especies, el útero tiene una ramificación, que se extiende cerca de la mitad posterior al ano.

d) Vagina, se encuentra próximamente al útero, como un tubo común, está alineada con la cutícula y conformada con -- músculos, es corta y funciona como ovinyector, anterior a la vulva.

e) Vulva, es una estructura prominente con los labios algo elevados, con una abertura transversal, situada cerca del 75-80% de la longitud del cuerpo. Tiene dos tipos de células, un par glandulares y otro par musculares, estas son ligeramente granuladas y más oscuras que las primeras (131, 245).

f) Saco postuterino, la forma del saco postuterino varía - con la edad, ya que en hembras jóvenes es delgado, mientras - que en las maduras el diámetro es mucho más grande. Aquí se v

encuentran generalmente células sexuales masculinas (245)

3.6.2. Macho

El sistema reproductor del macho se divide en: testícu-- los, vaso deferente, vesícula seminal, ducto eyaculatorio y - espículas.

a) Testículo, varía en longitud, el extremo anterior - puede alcanzar más allá de la unión esófago-intestinal, pero también es usual que se encuentre a alguna distancia atrás de este punto, es simple y reflejado en sí mismo. Los espermato- citos desarrollados se encuentran en 1 o más hileras, se for- man en la parte anterior del testículo y son usualmente alma- cenados en la vesícula seminal (27,88,131,221,245,250)(Figura 11).

b) Vaso deferente, aunque no existe una demarcación - prominente separando esta región del testículo, es una enti-- dad funcional. Aquí se han observado múltiples hileras de pe- queñas células, lo que indica que los espermatoцитos sufren- divisiones celulares (245,250).

c) Vesícula seminal, la porción posterior que se en- cuentra dilatada del tubo genital del macho funciona como una vesícula seminal, donde se encuentra una gran acumulación de células sexuales masculinas que son finamente granuladas, su- tamaño varía, finaliza cerca de la cloaca (245).

d) Ducto eyaculatorio, se encuentra en la parte inter- media de la vesícula seminal y la cloaca.

e) Espículas, este género tiene un par, en forma de - arco y exhiben un patrón esclerotizado. Cada una tiene una mi tad basal y ancha y otra distal que es delgada, pero de apa-- riencia gruesa, parecen tener sus bordes enrollados. Cerca de la punta se adelgazan abruptamente para formar un ápice como- dedo. La mitad basal de ellas parece ser más ligeramente dura que en la región distal, dando la apariencia de una es -----

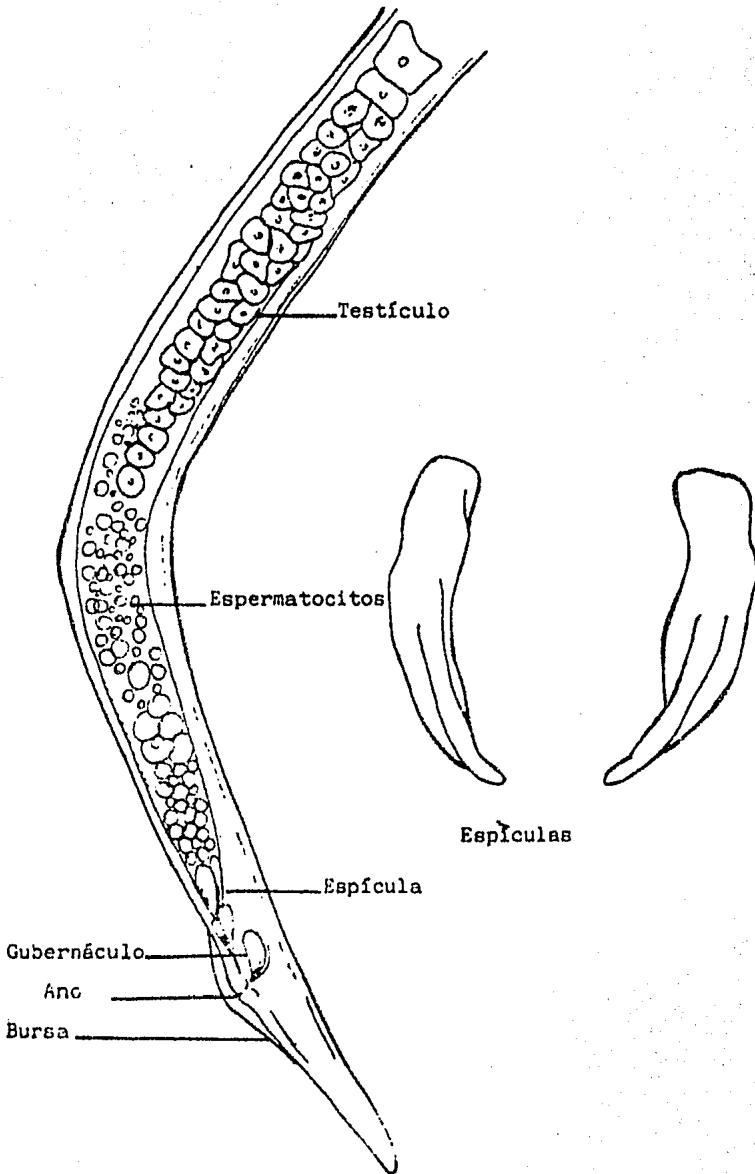


Fig. 11. aparato reproductor del macho y espículas (245).

estructura como anillo cruzando el tercio basal. Tiene 2 fajas gruesas conduciéndose en los puntos donde la reducción toma lugar. Cuando ambas espículas son vistas del lado ventral, estas franjas que se dirigen hacia el lado cóncavo y cerca de la línea media son usualmente más largas. Esas bandas parecen bastones, pero hay algunas con bordes como cuchara, o sea son aparentemente engrosadas y enrolladas hacia dentro. Estas estructuras sirven para abrir la vagina al momento de la copulación (131, 220, 245) (Figura 11).

Las espículas tienen una pieza accesoria llamada gubernáculo, el cual es una esclerotización de la pared dorsal de el saco espicular y sirve para guiar a estos órganos, en este género es pequeño y simple.

Otro accesorio del aparato reproductor es la bursa aunque es una prolongación de la cutícula localizada en la parte terminal del nemátodo inmediatamente después de la cloaca, está constituida de nervios gruesos, sirve para sostener a la hembra cuando copulan. En Ditylenchus, ésta nace en el final próximo opuesto de la espícula y se extiende a 3/4 partes de la longitud de la cola (Figura 1), aunque también puede extenderse a 1/4 parte como en D. intermedius (23).

3.6.3. Especie bisexual

En este género existe una especie, D. triformis, en la que se producen machos, hembras y bisexuales, es decir que éste presenta caracteres masculinos y femeninos combinados - (121) (Figura 12).

En apariencia es semejante a la hembra en forma y tamaño, es decir, el ovario desarrollado normalmente, simple, alargado con ramificación del útero, posterior. El útero lle-

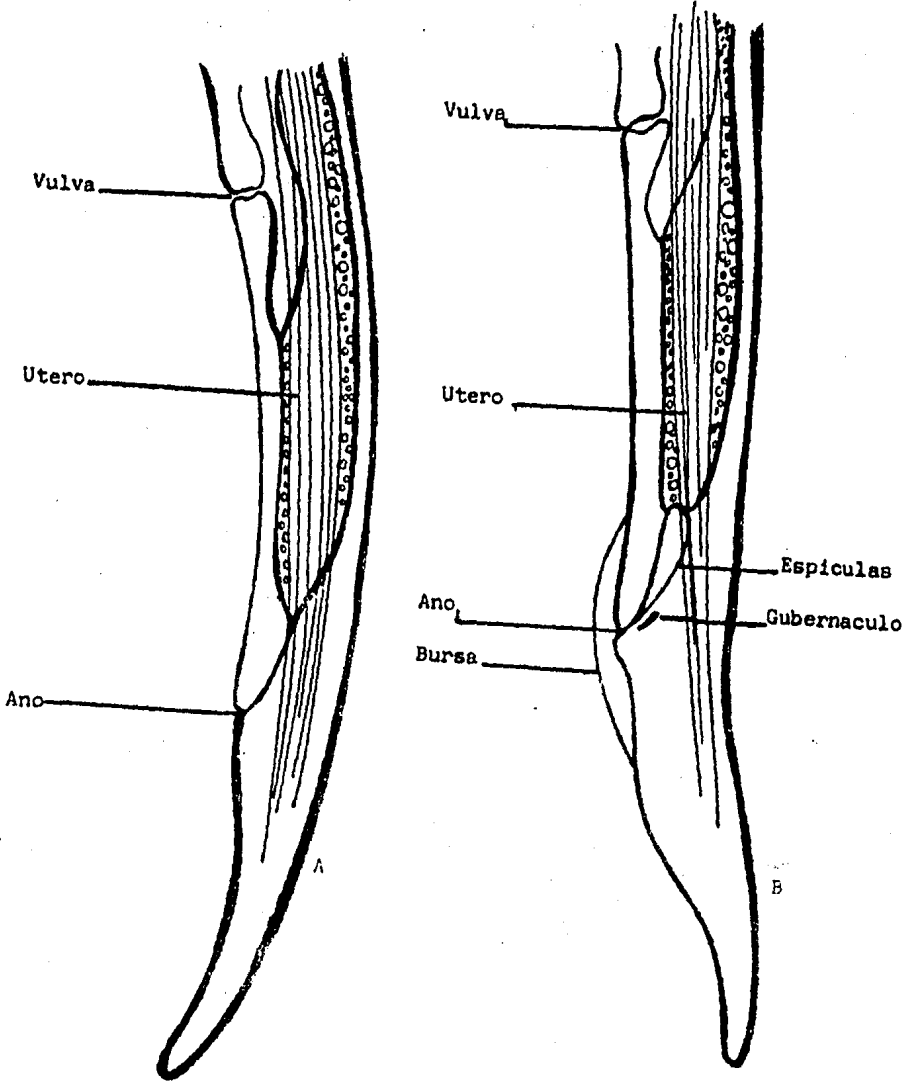


Fig. 12. Parte posterior de *O. trifurcatus*, A: hembra; especimen bisexual, B (101).

nado con espermatoцитos, vulva y vagina también desarrolladas. La cola es semejante a la hembra pero con espículas, gobernáculo y bursa, no termina en punta. Las alas bursales varían en amplitud; las espículas y gobernáculo como en el macho pero ligeramente más cortas (245). Estas hembras bisexuales copulan con machos y son fértiles, produciendo machos, bisexuales y pocas hembras. Con la copulación de machos y hembras, la progenie es normal y cuando los machos se cruzan con hembras de la línea bisexual, hay población de machos y hembras como resultado (120).

3.6.4. Reproducción

Se han observado los procesos de copulación en D. destructor, donde las hembras son sexualmente activas hasta una semana después de la última muda, mientras que los machos hasta después de 3 semanas de la muda final. Los especímenes pueden copular con varios individuos en su época receptiva (7).

Así, el macho se mueve directamente hacia la hembra, su cabeza primero toca la vulva, se enrosca y forma una espiral paralela a esa, el macho hace distintos pases antes que la vulva y espículas se alinien. Durante este proceso, la bursa parcialmente se enrosca a la hembra permaneciendo juntos; las espículas son insertadas profundamente dentro de la vagina inyectando de 6-20 espermatozoides dentro de la porción posterior del útero, el macho posteriormente se aleja, asimismo si la copulación no se lleva a cabo, a pesar de haber localizado a la hembra.

Los anfidios y fasmidios del macho probablemente funcionan en parte como órganos sensoriales para localizar a la hembra y orientarse antes de la copulación. No hay deposición -

de huevos sin copulación por lo que los machos son necesarios para la reproducción, tampoco la hay sin que la hembra esté bien alimentada (248).

3.6.5. Desarrollo embrionario

La división de los oocitos ocurre en la zona apical del ovario y migran a la zona de crecimiento, donde aumentan de tamaño. Así las células masculinas también se dividen en la zona germinal de el testículo y la maduración de los espermatoцитos en la zona de crecimiento del mismo. Los dos tipos de células sufren 2 divisiones de maduración (228).

Una vez que se ha llevado a cabo la inseminación por el macho, los espermatozoides viajan por la vía reproductiva de la hembra, fertilizando los huevos maduros. Posteriormente una membrana de fertilización aparece alrededor del huevo y el protoplasma de este se contrae. El cascarón comienza a formarse por un proceso endógeno. La capa exterior del oocito llamada vitelina es gruesa y de naturaleza lipoidal.

La primera división ocurre transversalmente en el extremo del huevo (Figura 13,I) y produce 2 células de diferente tamaño, la gran célula anterior se divide de la misma forma y la posterior de esas 2 sufre consecuentes divisiones, 1 transversal y 1 longitudinal (Figura 13,II). La segunda división da por resultado 4 células, las cuales son primero en forma de T, pero después cambian a la forma romboidal característica del cuarto estado de los nemátodos. Subsecuentemente en la división mitótica se forma una celoblastula, que es generalmente aplanada, dorsoventralmente y alargada en dirección anteroposterior. La celoblastula es seguida por el estado grástula. La gastrulación usualmente ocurre por epibolia. Los lados epidérmicos de el crecimiento embrionario bajan y se ex---

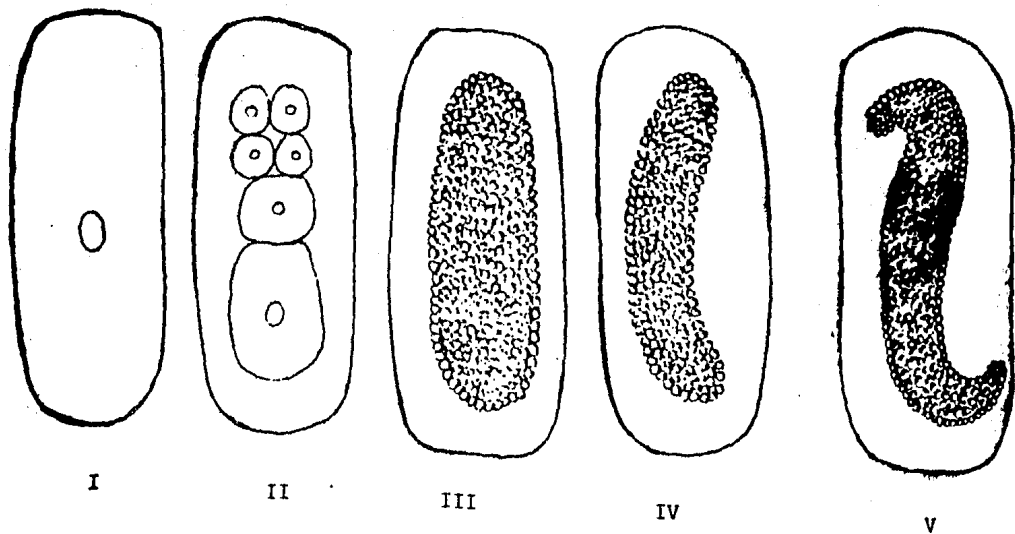


Fig. 13. Desarrollo embriónico de D. dipsaci (228).

tienden a la superficie ventral dentro del interior. Las formas del material invaginado en masa ovalada se extienden anterior-posteriormente del blastocele. Por los procesos de gastrulación, el embrión inicialmente aplanado es modificado a forma cilíndrica (Figura 13,III). En sección transversal el embrión consiste de un epitelio ectodérmico encerrando una columna -- central que está formada de un endodermo atravesado con un filamento de mesodermo en cada lado. El embrión continúa cre--- ciendo y se reorganiza rápidamente como una larva dentro de - la membrana del huevo (Figura 13,IV,V).

La cantidad de células o núcleos presentes en este tiempo permanecen constantes a todo lo largo de la vida del nemátodo. Esta condición es conocida como constancia celular, subsecuentemente el crecimiento de el parásito es acompañado por alargamiento de las células.(228).

3.6.6. Ciclo de vida y desarrollo postembrionario

La primera muda como se mencionó anteriormente toma lugar dentro del huevo, aquí el esófago no está enteramente desarrollado, sólo la parte anterior del estilete (120)(Figura-14a).

Acercándose la muda, la larva se hace más y más lenta -- hasta que permanece inmóvil. La primera indicación, es una retracción del protoplasma en la región cefálica lejos de la cutícula. Al completarse el nuevo estilete, se forma la nueva capa y la larva del segundo estado aparece dentro de la cutícula vieja. El proceso es similar en todos los estados - (120). Miden cerca de 0.4 mm de longitud, esta forma es conocida como larva infectiva (221)(Figura 14b). Cuando se encuen

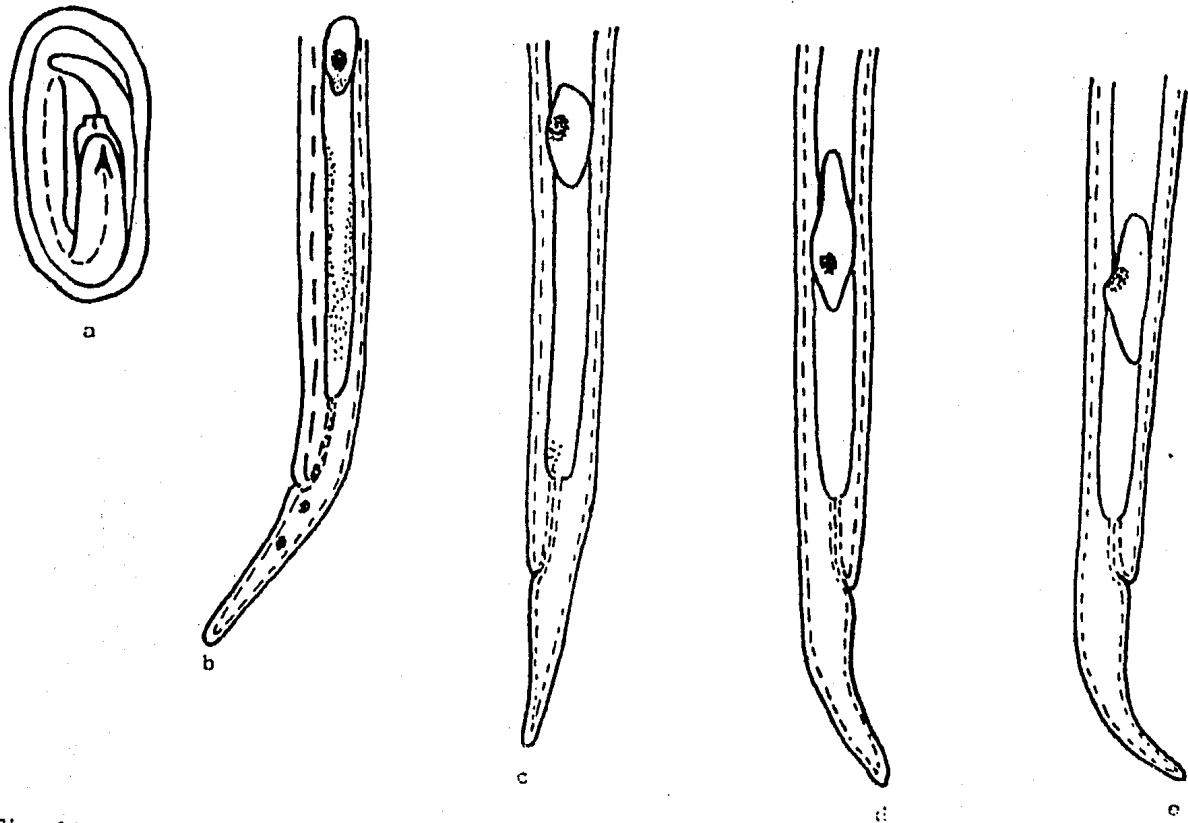


Fig. 14. Desarrollo postembrionario de *Ditrioneus*. a) Larva enrollada en el interior del huevo; b) Parte posterior de la larva recién nacida del segundo estado; c) Parte posterior de la larva en la segunda muda; d) Parte posterior de la larva macho en el tercer estado; e) Parte posterior de la larva hembra en el tercer estado (42).

tra dentro del huevo, se distingue el primordio genital, su forma es oval y su longitud media es de 15 μ . Se puede distinguir al centro un gran núcleo germinal y 2 núcleos somáticos-- muy pequeños en las extremidades anterior y posterior (43, -- 120).

Durante la segunda muda, la primera división nuclear ocurre en el primordio genital. Los 2 núcleos somáticos se dividen y cuando se completa la muda, el núcleo en resultado se -- arregla en patrones típicos de cada sexo (42).

En las larvas macho, el núcleo somático se divide repetidamente para formar distintos núcleos que dan lugar al gonoducto. En las hembras, el núcleo somático posterior es el que se divide varias veces formando un núcleo que posteriormente forma el gonoducto femenino (42)(Figura 14c). Asimismo, el -- primordio genital conserva su forma oval pero se alarga ligeramente y puede alcanzar una longitud de 18 μ (43).

Al principio del tercer estado, las diferencias morfológicas entre larvas de diferentes sexos vienen a ser más pronunciadas, así como en los bisexuales(12). Con las larvas machos, la parte posterior de la gónada es oval e inflada y encierra el núcleo germinal y el núcleo de la célula polar. La porción anterior alargada está formada por muchas pequeñas células somáticas. Por el contrario, en las larvas hembras, estas dos partes se hallan presentes, pero los núcleos están -- dispuestos a la inversa (42).

Cuando el núcleo germinal está inclinado ligeramente hacia el dorso y se endereza al mismo tiempo, la larva de la -- vieja cutícula emerge, produciéndose la tercer muda (120).

Con la tercera muda, el primordio genital prosigue su evolución y las diferencias se afirman entre los sexos. En las larvas hembras, la parte terminal conserva su morfología precedente (Figura 14c). En los machos, la porción somática se contrae y se alarga posteriormente mientras que la parte anterior se desplaza ligeramente hacia la región cefálica (42)(Figura 14d).

Durante el 4o. estado, las gónadas de las larvas continúan creciendo en longitud y se van desarrollando. Se observan las primeras divisiones del núcleo germinal mientras que la porción somática comienza su diferenciación en gónadas. En las larvas hembras, el núcleo germinal queda indivisible, pero en la parte posterior se empiezan a observar el oviducto y la vagina, en los machos los testículos y el vas deferens (42).

Durante la 4a. muda donde emerge el adulto, adquieren su madurez sexual, en las larvas machos se observan nuevas divisiones de los núcleos germinales de los cuales el número puede alcanzar hasta 8 al final de la muda. En la porción somática, el canal deferente se alarga y su parte posterior se pone en contacto con el rectum, el cual se abrirá cuando sea adulto (42, 120).

Los bosquejos celulares de las espículas aparecen dispuestos en 2 lóbulos en la región anal y finalizan su diferenciación en el transcurso de la muda.

Con las larvas hembras, el núcleo germinal comienza a dividirse mientras que la porción somática da nacimiento al oviducto y a las cuadrícolumellas así como el útero, al saco uterino, la vagina y la vulva aunque todavía no funcionan, están perfectamente formadas, utilizándolos cuando maduran totalmente.

Por otra parte, D. triformis cultivado en hongos (posiblemente Helminthosporium o Fusarium) a temperaturas de 24°- a 26°C, el promedio de longevidad de las hembras es de 63 días y de los machos 74 días, después de 2 días las hembras maduras comienzan a poner huevecillos que pueden ser de 50-100 -- (120).

En D. dipsaci, las hembras adultas comienzan la deposición de huevecillos a los 3-7 días después de la última muda (248), la observación hecha en nemátodos cultivados a 15°C en plántulas de cebolla y la cantidad de huevecillos ovipositados es de 8-10/día, siendo en todo su ciclo de 207-498, aunque tienen un período de descanso de 5-7 días, donde al parecer almacenan comida, para posteriormente reanudar su proceso (248).

En la tabla I se expresa el tiempo en el que se lleva a cabo el ciclo de vida de algunas especies del género.

Tabla I. Tiempo requerido del ciclo de vida (Días)

Edo. larvario	<u>D. triformis</u> ^I	<u>D. dipsaci</u> ^{II}	<u>D. myceliophagus</u> ^{III}
Primero	3-5	5-5½	-----
Segundo	4-6	7	12-18 (1 ^h) 6-12 (2 ^h) 6 (3 ^h)
Tercero	5	10-10½	24 (1 ^h) 12 (3 ^h)
Cuarto	6-8	9-10	24 (2 ^h) 18 (3 ^h)
Adultos	9 (machos)	9-11	42 (1 ^h) 24 (2 ^h) 18 (3 ^h)
Ciclo completo	16-21	19-23 18-60 21	42 (1 ^h) 24 (2 ^h) 18 (3 ^h)

Los experimentos I y II fueron realizados a temperatura ambiente (230,248 respectivamente).

En el caso de D. myceliophagus se hicieron 3 experimentos, con temperaturas de 13°(1'), 18°(2') y 23°C(3') y con una humedad relativa de 95%. La velocidad de desarrollo de esta especie aumenta considerablemente con la elevación de la temperatura hasta un límite térmico de 26°C, después de la cual las facultades de reproducción son inhibidas (42).

3.7. Distribución geográfica

La especie más importante, D. dipsaci se ha encontrado en: Suecia, Noruega, Dinamarca, Holanda, Inglaterra, Irlanda, Alemania y sus estados protegidos de Bohemia y Moravia, Polonia Francia, Suiza, Rumania, URSS, España, Sicilia en Italia, Argelia, Unión de Sud Africa, Australia, Japón, Kenya, Tasmania Hawaii, Corea y Grecia; en Estados Unidos en los estados de, Massachusetts, Connecticut, New York, New Jersey, Pennsylvania Maryland, Virginia, el norte y sur de Carolina, Florida, Kansas, Oklahoma, Texas, Colorado, Utah, Washington, Oregon, California, Wisconsin. En el Caribe y Sudamérica; República Dominicana, Colombia, Perú, y Brasil (12,34,51,55,88,139,142,--178,184,205,207,212,231).

En México, en los estados de: Nuevo León, Guanajuato, Hidalgo, Morelos, Puebla, Guerrero, Michoacán, D.F., Zacatecas, Colima, Aguascalientes, Quintana Roo, Coahuila. En Sonora* en los municipios de Ocotape, Nayón, Bacoachi, Bacanuchi, Arispe Banamichi, San Pedro El Saucito, Huepac, Aconchi, Baviacora, Ures, y el Distrito de Río #51, situado en la costa de Hermosillo (3,150,165 y comunicación personal con el Ing. Pacheco Covarrubias J.J.).

*Investigador del Centro de Investigación Agrícola del Noroeste (CIANO).

D. destructor ha sido localizado en: noroeste de los Estados Unidos, Isla Príncipe Eduardo, Canadá, límites oeste y sureste de la URSS, de Estonia a Kazakh, Suecia, Columbia Británica, Sudáfrica y zonas aisladas de Sudamérica (4,5,80,-121,204,221).

En México, en los estados de, Guanajuato y Nuevo León -- (150).

D. angustus, este de Paquistán, delta del Ganges y Uttar Pradesh en la India, Malaya, Burma, Filipinas, República Árabe Unida, Phatalung en Tailandia, Madagascar, Bangladesh (130 145,168).

Ditylenchus sp. especies no identificadas parasitando plantas en: Bélgica, Checoslovaquia, Inglaterra, Alemania, Irlanda, Italia, Polonia, Suiza, Países Bajos, URSS y Puerto Rico. (157).

En nuestro país: Morelos, Oaxaca, San Luis Potosí, Sinaloa, Tamaulipas, Tabasco, Chiapas, Guanajuato (Irapuato) y en Michoacán (Zamora) (150).

D. myceliophagus, en Francia, Polonia (34,41,236)

D. radicolus, en Noruega, Holanda, Escandinavia, Alemania, Suecia, Inglaterra, Finlandia, Dinamarca y Escocia (88).

D. clarus, Pakistán (145).

D. procerus, en Venezuela (168)

D. phyllobius, en Verde Valle, Arizona, Estados Unidos - (88).

D. pustulicolus en Nogales, México (88)

D. arboricolus, en Santiago de Chile (88)

D. balsamophilus, en Uta, U.S.A (88)

D. durus, en Virginia, U.S.A (88)

D. pinophilus en Utah, U.S.A. (88)

D. major en Alemania (88)

D. gallicus, en Estados Unidos (88)

D. graminophilus, en Inglaterra, Alemania (88)

D. ortus, en Alemania Oriental (88).

III.-ECOLOGIA

1.-Habitat

En la tabla siguiente se menciona el habitat de algunas especies del género (161).

Tabla II. Habitat de algunas especies del género.

Espece	Habitat
<u>D. intermedius</u>	Hospederos (varios hongos)
<u>D. dipsaci</u>	hospederos (plantas superiores)
<u>D. myceliophagus</u>	hospederos (hongos: Ficomycetos y Deuteromicetos)
<u>D. triformis</u>	varios
<u>D. radicicola</u>	pantano, praderas bajas y fan- gos profundos
<u>D. destructor</u>	hospederos (plantas superiores- y hongos).

2.- Influencia del medio ambiente abiótico

2.1. Tamaño de partículas y porcentaje

Los nemátodos de este género se desarrollan mejor en partículas de suelo que van desde 250-500 μ a 0.002 mm, este tamaño corresponde a las arcillas (228,250).

En un tamaño menor, el nema se mueve lentamente con muchas ondas de corta longitud y gran amplitud, mientras que en una medida óptima, se deslizan a gran velocidad en ondas de larga longitud y corta amplitud.

Por lo que toca a el porcentaje de arcillas, se ha observado que es más abundante y más destructiva la especie D. dipsaci en suelos arcillosos (73,194); por otra parte, se ha men

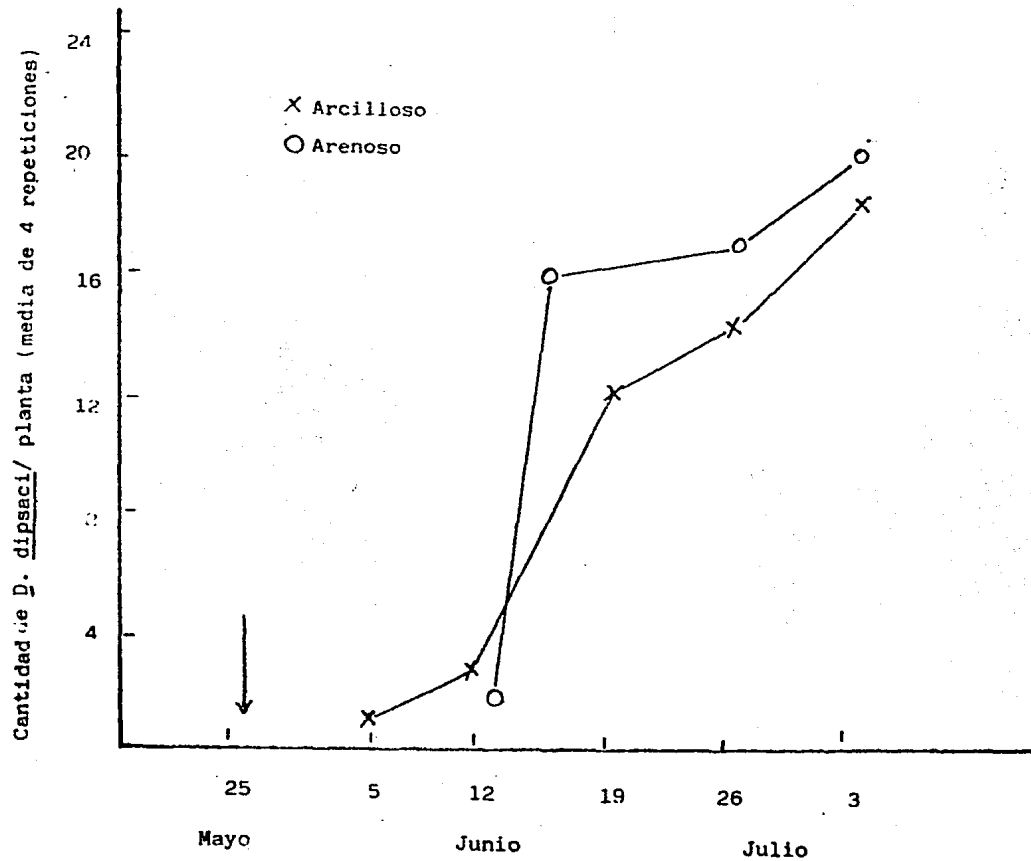


Fig. 15. Infestación por Ditylenchus dipsaci de plántulas de avena crecidas en un suelo arenoso y en suelo arcilloso. La flecha indica el dato cuando los nemas fueron introducidos dentro del suelo y las semillas de avena fueron sembradas (227).

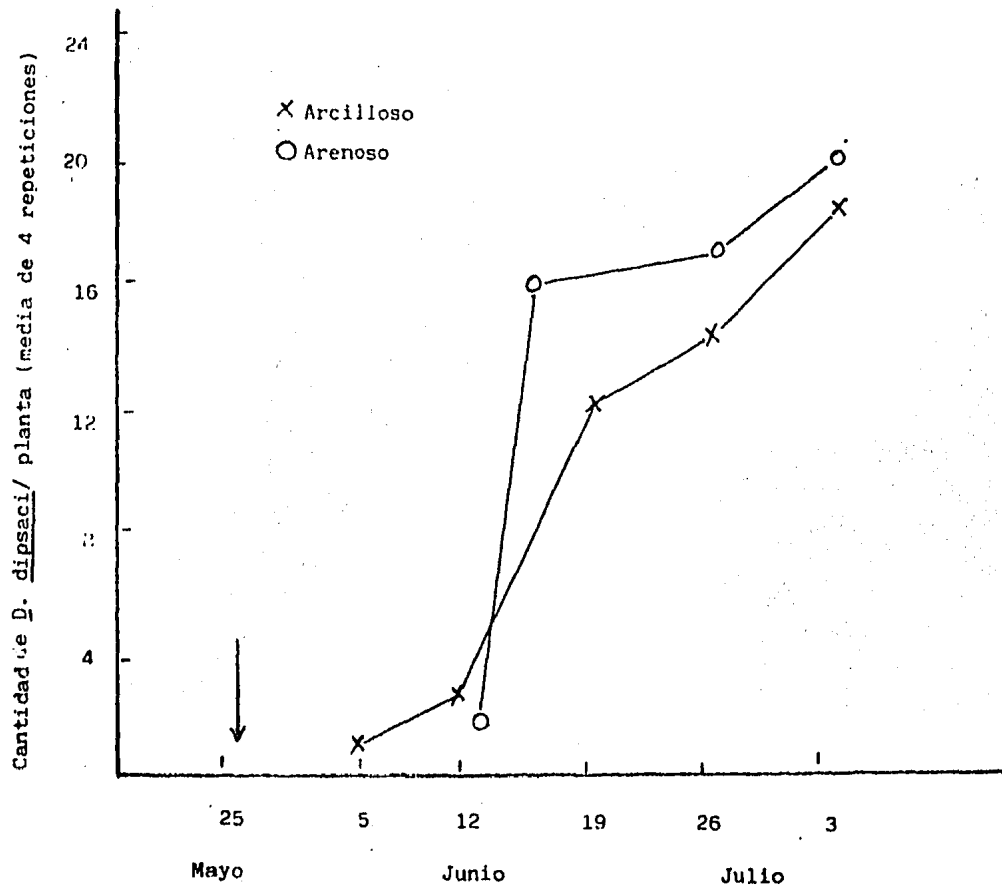


Fig. 15. Infestación por Ditylenchus dipsaci de plántulas de avena crecidas en un suelo arenoso y en suelo arcilloso. La flecha indica el dato cuando los nemas fueron introducidos dentro del suelo y las semillas de avena fueron sembradas (227).

cionado que en plántulas de avena la infestación es más grande cuando son crecidas en suelo arenoso (217)(Figura 15). Pero el movimiento es más rápido en el primero, desplazándose a distancias tan grandes como 125 cms (13,227,228). Asimismo se ha evaluado que en suelos arenosos y ligeros la población decrece (19). La infestación en suelos pesados es circular, en cambio en los ligeros se extiende en la dirección del cultivo (142).

2.2. Poros del suelo

Estos parásitos son hábiles para vivir en los poros del suelo ya que su pequeño tamaño les permite moverse a través de sus cavidades. El modo general de alargarse es adecuado para desplazarse a través de pequeñas aberturas. Acortan las -- distancias entre puntos aislados de agua en el suelo y así obtienen la máxima cobertura del líquido a lo largo del cuerpo; como la cutícula es hidrofílica, se asegura que el agua entra en contacto en el nema distribuyéndose en una película sobre el cuerpo (228). Pero el espacio no debe ser tan chico que inhiba la aereación.

2.3. Aereación

Los fitonemátodos necesitan una buena aereación ya que aumentan sus actividades como: fecundidad, eclosión de huevecillos, desarrollo de la larva, etc. La concentración óptima de oxígeno debe ser de 2% (159,248).

Por lo que respecta al bióxido de carbono, la tasa de -- respiración de la especie D. dipsaci aumenta más de 6 veces -- cuando la concentración de este gas se incrementa de 0.5-1.0% pero si aumenta la fuente de 1-2%, disminuye la tasa, así como la eclosión y el desarrollo en general (25,158).

Este compuesto es cuantitativamente el más importante -- exudado de la raíz, se libera durante la respiración de éstas y de los microorganismos de la rizosfera (136).

2.4. Agua del suelo

a) Succión

Cuando hay baja succión, si el suelo es saturado, la emergencia de larvas es menor, en cambio cuando ésta se incrementa, la invasión a la planta hospedera alcanza su máximo (227). Pero no debe ser tan alta la fuerza porque decrecería el contenido de agua en las partículas, dando por resultado la inactivación de los nemas (228).

b) Presión osmótica

La especie D. dipsaci tolera presiones osmóticas de 10--20 atm (228,250). Aunque parece ejercer poca influencia en la actividad de los nemas en el suelo ya que las concentraciones salinas raramente alcanzan niveles inhibitorios, sin embargo, esto refleja la gran tolerancia de estos nemas a la desecación (228,250).

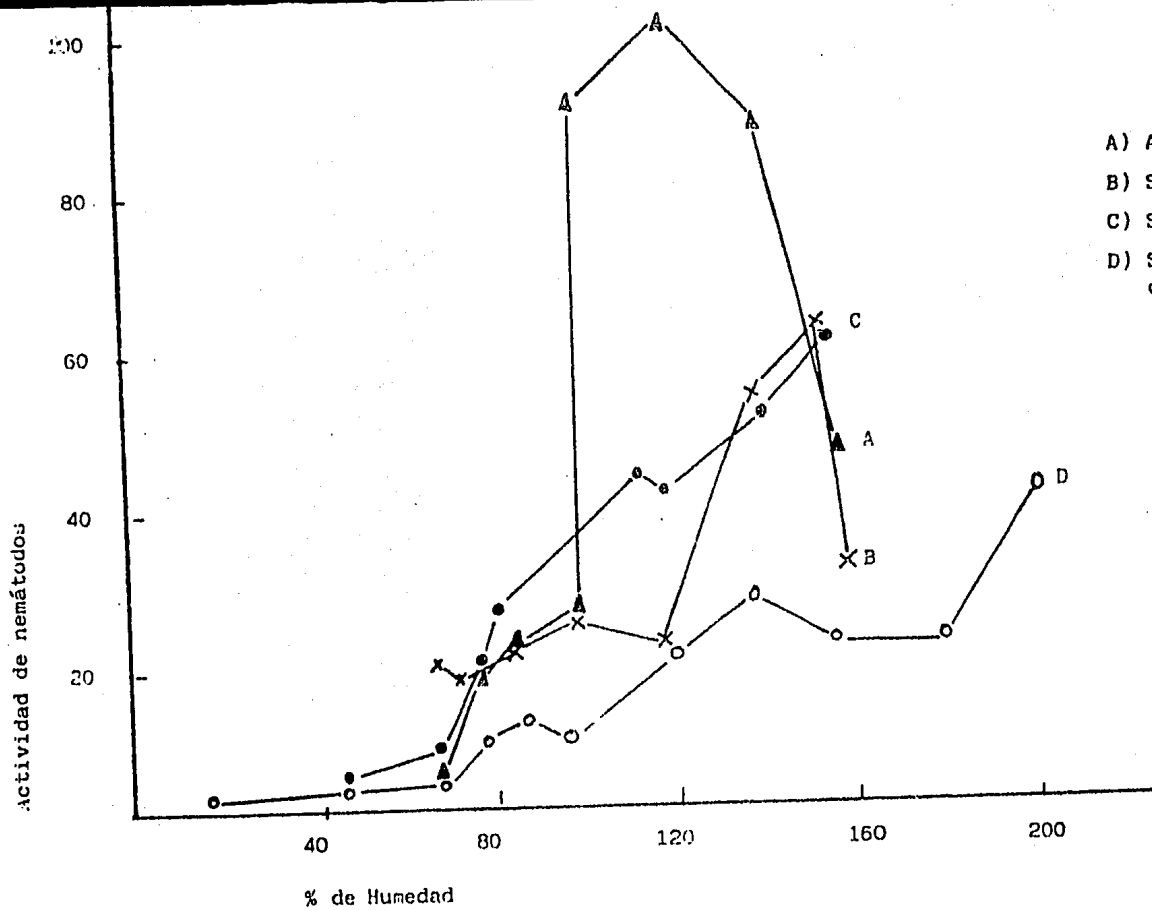
Igualmente se afirma que la respiración de la misma especie es mayor dentro de un rango de presión osmótica de 0 a --44.8 atm y la respiración de sus estados resistentes a la sequía es estimulada por el incremento de esta unidad, la cual coincide con el principio de seca (25).

c) Potencial osmótico

El movimiento de la especie D. dipsaci parece ser independiente del potencial, ya que soporta hasta 0.3 M de úrea y es letal a concentraciones de 1 y 2 M de la misma solución, y a 1,000 ppm de dextrosa (136,228).

2.5. Humedad

La humedad tiene un papel imprescindible en las actividades



- A) Arcilloso, parcialmente estéril
- B) Suelo de aluvi3n
- C) Suelo arcilloso
- D) Suelo arenoso con gran contenido de humus.

Fig. 16. Influencia de la humedad en el suelo en Ditylenchus dipsaci (229).

des de los nemátodos, principalmente para el movimiento (13).

Estas especies resisten un secamiento de 50% de humedad relativa, equivalente a una tensión de pF de 6 por 34 días, sobre todo las larvas del cuarto estado (227). Aunque la eclosión puede reducirse en condiciones secas (228) (Figura 16).

Del mismo modo después de las lluvias el número de especies aumenta, por consiguiente la severidad del ataque de este nema en trébol rojo es asociado con la cantidad de lluvia en mayo y junio (en New York), por el mejor desarrollo de los parásitos (142). También hay grandes pérdidas de cosecha de cebolla en años con abundante lluvia en el mes de mayo --- (228).

El agua corriente no es esencial para asegurar la movilidad, ya que pueden moverse en una superficie sólida provista de humedad relativa de la atmósfera, que ha sido determinada como óptima en 85% (13).

2.6. Temperatura

Esta también es un factor importante para el desarrollo de este género.

La reproducción máxima se da a 8 y 18°C en avena, callos de zanahoria y alfalfa, respectivamente. La movilidad de 15 - 20°C; la infección mayúscula es a 20°C, aunque el rango puede ampliarse de 5-30°C (161, 188). Se afirma asimismo que la actividad es inmensa a 31°C y a bajas temperaturas como 5°C (13).

Otros investigadores mencionan que la inhibición puede ser a bajas temperaturas como 7-13 y 15°C; hasta altas como 30-38°C (228) (figura 17).

En cuanto a la especie D. myceliophagus la infestación es grande a 18°C (228) y a 25°C, donde la población aumenta - (81).

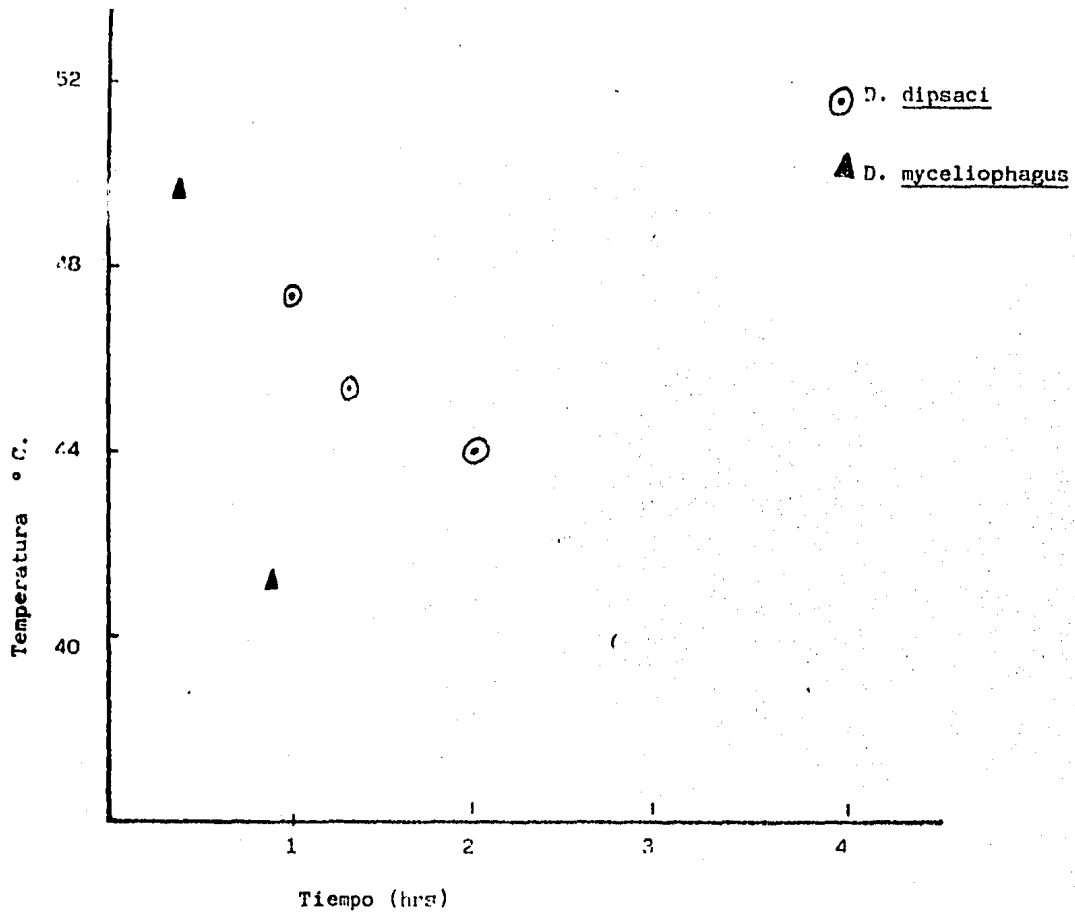


Fig. 17. Temperatura y tiempo necesarios para matar neofitos (228).

Algunos trabajos sobre D. myceliophagus y D. destructor consistieron en observar los cambios morfológicos por el efecto de la temperatura y las modificaciones se produjeron en la longitud del cuerpo, del estilete, longitud y amplitud del esófago y de la cola; los machos fueron menos perturbados que las hembras, lo más notable fué a 15°C (21).

Por lo que toca a la influencia de este factor en la respiración, se afirma que la tasa de la especie D. dipsaci permanece alta a más de 5°C, pero decrece cuando aumenta a 22°C. Así, se confirma que el rango de temperatura para el movimiento y reproducción de esta especie es de 15-20°C, el cual coincide con la tasa de respiración máxima (25).

2.7. Substancias químicas

Los químicos en el suelo pueden prevenir de 5 fuentes: - a) microorganismos, principalmente bacterias; b) exudados radiculares; c) material de residuos vegetales; d) químicos adicionados al suelo por el hombre (por ejemplo nematicidas y fertilizantes); e) de los mismos nemátodos.

Estas sustancias pueden afectar a los fitoparásitos indirectamente a través del área de las plantas o directamente actuando en la orientación del estímulo. También pueden tener un efecto metabólico, como en el caso del ácido butírico (producto de la descomposición de plantas de arroz) que tiene actividad nematicida, mostrando que los ácidos grasos volátiles son tóxicos a este nemátodo (189).

2.8. Orientación por estímulos

a) CO_2 , estos parásitos se pueden mover bajo orientación de la fuente artificial de este gas a una distancia de 3 cms (135) y natural de semillas germinando de col blanca, cebolla, poro y trébol rojo (134). Se necesita de 0.08 a 0.15% de el bióxido por cm para una provocación directa y exhibe unmovimiento dirigido en un gradiente ascendente (25), siendo imprescindible para la eclosión de los huevecillos de D. myceliophagus siendo el óptimo de mas de 10% (158).

Se concentran también en una fuente combinada de CO_2 y oxígeno (135), así como el calor (27.3°C) y el gas (131).

b) Químicos, existe una captación de D. dipsaci hacia ácido glutámico y ácido aspático, -2 exudados de raíces comunes a una concentración de 1:100 000, igualmente hacia la tirosina (136).

c) Calor, se observó que D. dipsaci cultivado en agar responde a un gradiente de temperatura de 0.033°C a 4 cms de la fuente de calor, ya sean filamentos calientes, radiación con infrarrojos y semillas de alfalfa germinando (74,75).

d) En la especie D. dipsaci no hay geotaxis, rheotaxis, ni se agregan en un gradiente de luz intensa, ni responden al límite luz-oscuridad (136). Aunque por otro lado se afirma que son activos mayormente en luz que en oscuridad (25).

2.9. Distribución horizontal

Se ha observado la distribución horizontal de D. dipsaci inoculado en narciso, donde los parásitos se diseminan principalmente desde el centro de infestación, causando nuevos lugares de infección en plantas con anillos adyacentes (161).

Al igual que la distribución vertical en el suelo, ésta se ve dominada por las condiciones del medio ambiente, y la migración máxima ocurre después del drenaje de agua o en el -

nivel de capacidad de campo (228).

2.10. Distribución vertical

Estos nemátodos se encuentran en los primeros 15 cms de suelo orgánico (142); asimismo en los 20 cms de suelos arcillo-limosos, decreciendo el número con la profundidad, esto es, en periodos de lluvias (227)(Figura 18).

Observaciones hechas en alfalfa cultivada durante 6 años las densidades de fitonemátodos son más grandes de 0-10 cms de profundidad y declinan a los 30-60 cms en suelos limosos sedimentados (161). Al final del verano se localizan en los 10-cms superiores del suelo y en las primeras lluvias, seguido por un cultivo de cebolla, se apunta demás (142).

Se ha sugerido que el alimento, profundidad de raíces, precipitación, humedad del suelo, tipo del mismo, profundidad del subsuelo y temperatura influencián la distribución vertical del suelo. Así, estos parásitos emigran hacia la superficie en el otoño y hacia abajo en la primavera (142).

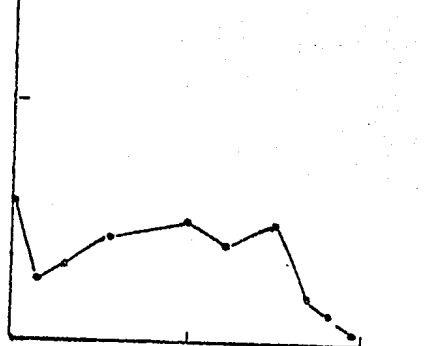
3.- Influencia del medio ambiente biótico

3.1. Materia orgánica

La principal característica de su importancia es el hecho de que incrementa la disponibilidad de enemigos naturales; de igual modo la materia orgánica cambia las condiciones físicas y químicas de el suelo, que pueden alterar la relación huésped-parásito, ya que mejora la utilización de los nutrientes del suelo y las plantas se desarrollan mejor (250).

19 de abril, 1.22 cm
de lluvia, una semana
antes del muestreo

17 de mayo, sin lluvia

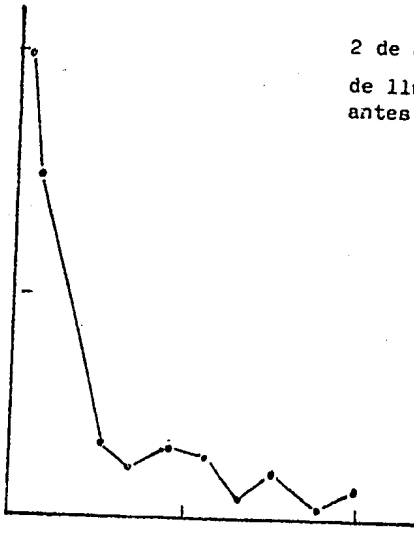
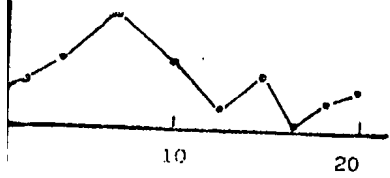


Profundidad del suelo (cms)/
Cantidad media de nemátodos

Profundidad del suelo (cms)/
Cantidad media de nemátodos

24 de mayo, sin
lluvia

2 de Junio, 0.74 cms
de lluvia, una semana
antes del muestreo



Profundidad del suelo (cms)/
Cantidad media de nemátodos

Profundidad del suelo (cms)/
Cantidad media de nemátodos.

Fig. 14. Distribución vertical de *D. dipsaci* en una parcela infestada de avena, muestreo en 100 ml. de suelo (220).

3.2. Organismos del suelo

Se verán con mayor amplitud en el capítulo de control, - pero estos pueden ser: hongos predadores y nemátodos predadores principalmente.

IV.- PATOLOGIA

1.-Producción de sustancias por el nemátodo

Ditylenchus dipsaci, Kühn, 1857

En esta especie se han encontrado un gran número de substancias tales como enzimas, sustancias orgánicas, auxinas, - etc. Enzimas como: celulasa, invertasa, pectinasa, pectolíticas (endopoligalacturonasa y pectinmetiltranseliminasa), oxidasa, citocromo activo, amilasas, proteasas, ácido fosfatasas y estererasas (38,50,154,176).

Las enzimas más importantes son las pectolíticas, ya que determinan su habilidad para atacar plantas superiores. Este nemátodo está asociado con la separación de células del hospedero por maceración del tejido, y se piensa que está directamente relacionado a la sobrevivencia del parásito (176).

Aunque se ha probado que el agallamiento producido en -- plántulas de alfalfa por este nema, no está ligado con la cantidad de enzimas pectolíticas (poligalacturonasa) liberada -- (50,154) se ha visto que agudiza el ablandamiento de las paredes celulares y localmente ayuda a la penetración del estilete, tal actividad es ventajosa para el nemátodo, especialmente con el estilete tan débilmente desarrollado como el de esta especie (138). Se afirma entonces que el agallamiento de -- tejidos en respuesta a la infección de D. dipsaci, es más que nada un efecto regulador del crecimiento de la planta (138).

También produce una auxina termolábil que provoca disturbios en el hospedero (224).

Por lo que toca a las substancias orgánicas liberadas se han encontrado: alanina, arginina, asparagina, ácido aspártico, cisteína, ácido cisteico, ácido glutámico, glutamina, iso-leucina o leucina, lisina, metionina, sulfuro de metionina, -ornitina, fenilalanina, serina, treonina, tirosina, valina, -citrulina y ácido aminobutírico (las 2 últimas probablemente-presentes) y triptofano que se ha localizado en agallas de alfalfa y no en tejidos sanos, lo que sugiere que esta substancia es convertida en ácido indolacético, el cual induce el --efecto de agallamiento (131,154).

Ditylenchus destructor Thorne, 1945

En este se han aislado: celulasa, invertasa, pectinasa, -poligalacturonasa; son secretadas en sus glándulas salivales y no sólo son liberadas en células de plantas vivas, sino tam-bién en sustratos de células libres (98,154,251).

Por otro lado se ha mencionado que el amoniaco descargado por este nemátodo ha sido el principal factor del daño en las plantas infectadas (155). Asimismo libera indolacético --que inactiva principalmente el crecimiento en coleóptilos de Solanum tuberosum e Ipomea batatas (224).

Ditylenchus trifomis Hirschmann y Sasser, 1955

Se han descubierto amilasa, pectinmetilesterasa, proteasas, esterases, ácido fosfatasa (154). Del nitrógeno total -deshechado por este, el 53-69% es amonio, esto es durante 24-horas. Los aminoácidos que se hallan presentes son: alanina, -arginina, asparagina, ácido aspártico, citrulina (probablemen-te), cisteína, ácido cisteico, ácido aminobutírico, ácido glu-támico, glutamina, glicina, histidina, HO-prolina, isoleucina

o leucina, lisina, sulfuro metioniná, ornitina, fenilalanina, prolina, serina, treomina, tirosina, valina; todas ellas dentro de los tejidos secretados de las plantas parasitadas y -- contribuyendo a los síntomas de la enfermedad (155).

Ditylenchus myceliophagus J.B. Goodey, 1958

Los estudios en esta especie son menores, se han hallado solo poligalacturonasas, pectinmetilesterasas (251) y aminoácidos: alanina, arginina, asparagina, ácido aspártico, citrulina (probablemente), ácido glutámico, glicina, isoleucina o leucina, lisina, metionina, sulfuro metionina, ornitina, serina, treonina, tirosina y valina.

Todas estas substancias tienen que ver en la relación -- hospedero-parásito, parece que, la calidad y cantidad de los aminoácidos son importantes (155). En las razas fisiológicas de estos nemátodos existen diferencias en el contenido de enzimas, esto es que hay una correlación entre los 2 términos - (154).

2.- Rango de hospederos

Ditylenchus dipsaci (Kühn, 1857)

Es uno de los nemátodos parásitos de plantas más cosmopolitas, comprende cerca de 50 familias botánicas, incluyendo -- las clases monocotiledóneas y dicotiledóneas.

TABLA III. Rango de hospederos parasitados por D. dipsaci

Especie Nombre científico*	Nombre vulgar
1.- <u>Aethusa cynapium</u> L.	Apio de perro''
++ 2.- <u>Agropyron repens</u> (L)Beauv.	Trigo silvestre'
3.- <u>Agrostemma githago</u> L.	Neguilla del trigo'''
4.- <u>Allium ascalonicum</u> L.	Ascalonia''
5.- <u>A. altaicum</u> L.	
6.- <u>A. altissimum</u> L.	
0++ 7.- <u>A. cepa</u> L.	Cebolla'
8.- <u>A. caeruleum</u> L.	
++ 9.- <u>A. fistulosum</u> L.	Cebollaja'
10.- <u>A. galanthum</u> Kar y Kir.	
11.- <u>A. giganteum</u> Reg.	
12.- <u>A. longicuspis</u> L.	
13.- <u>A. oblicum</u> L.	
14.- <u>A. odorum</u> L.	
15.- <u>A. oreophilum</u> C.A.M.	

Sigue...

NOTA:

*Nombres científicos (22,34,61,62,88,89,91,96,102,112,150,161,177,178,185,207)

'Nombres vulgares en México (56,146);''en el extranjero (habla inglesa)(88);

'''en el extranjero (habla hispana)(16).

+ Se encuentra otra especie pero del mismo género en México

++ Concuerda con la misma especie en el país.

0++ Especies que son atacadas por individuos del género en México.

Estas 3 últimas especificaciones son válidas para todas las especies de parásitos.

- 16.-A. ostrowski anum Regel
++ 17.-A. porrum L.
18.-A. proliferum L.
19.-A. pskemense L.
20.-A. qualanthum L.
0++ 21.-A. sativum L.
22.-A. schoenoprasum L.
23.-A. sphaerocephalum L.
24.-A. triquetrum L.
25.-A. tuberosum Rottl, ex Spreng.
26.-A. vavilovii Popov y Vued.
27.-A. vineale L.
28.-Alopecurus geniculatus L.
+ 29.-Amaryllis sp.
++ 30.-Ambrosia elatiior L.
31.-Amsinckia intermedia Fisch y Mey.
++ 32.-Anagallis arvensis L.
33.-Anemone coronaria L. (var. hibridas)
34.-A. hepatica L.
35.-A. japonica Sikb y Zucc.
36.-Anemone sp.
37.-Angelica archangelica L.
38.-Anthoxanthum odoratum L.
39.-Anthriscus sylvestris (L.) Bernh.
40.-Anthurium cystallinum Linden y André
41.-Antyllis vulneraria L.
42.-Apera spica venti (L.) Bean.
43.-Apium dulce Mill
44.-A. dulce Mill v. Rapaceum
++ 45.-A. graveolens L.
+ 46.-Arabis alpina L.
47.-A. aubrietioides Boiss
48.-Arenaria serpyllifolia L.
49.-Armoracia custicana Gaerth.
50.-Arnoscris minima (L.) Schwigg y Korte
- Porro', puerro''

Ajo'
Cebollaja''

Ajo de campo''
Cola de zorra''''
Lirio'
Ambrosia'
Amsinckia de la costa''''
Saponaria'

Anémoma japonesa ''
Anémoma bulbosa''''

Gramma de olor ''''
Hierba cicutaria''''

Veza''

Apio'
Bola de nieve''

- 51.-Arrhenatherum avenaceum Beauv. v. bulbosum
52.-A. therum elatius (L.)U. y C.Presl.
++ 53.-Asparagus plumosus Baker v. nana Espárrago plumoso'
54.-Asphodeline lutea Reichb
++ 55.-Aster squamatus (Spring)Hieron Atlacote'
56.-Atriplex patula L. Armuelle doméstico''
++ 57.-Atriplex sp. Chamiso '
58.-Aubrieta deltoidea (L.)D.C.
59.-Aucuba japonica Thunb Aucuba japonesa''
60.-Avena fatua L. Avena falsa''
61.-A. nuda L. Avena silvestre''
++ 62.-A. sativa L. Avena'
63.-A. sterilis L.
+ 64.-Baccharis subpingraea Herring Jaral'
65.-Bartsia odontites Huds Barstia''
+ 66.-Begonia hybrida Hort Begonia'
+ 67.-B. tuberhybrida Voss
++ 68.-Bellis perennis L. Dormilona'
++ 69.-Beta vulgaris L. Remolacha'
++ 70.-Bouvardia humboldti Hort. Mirto'
71.-Brachypodium pinnatum L.
++ 72.-Brassica alba L. Mostaza blanca'
73.-B. arvensis L.
+ 74.-B. napus L. v. arvensis Nabo'
75.-B. napus L. v. napobrassica
++ 76.-B. nigra (L.)Koch Mostaza negra'
++ 77.-B. oleracea L. v. acephala Col'
0++ 78.-B. oleracea L. v. botrytis Colinabo'
79.-B. oleracea L. v. bullata
++ 80.-B. oleracea L. v. capitata Repollo
81.-B. oleracea L. v. gongyloides
82.-B. rapa L. Mostaza'''

++ 83.- <u>Bromus unioloides</u> H.B. y K.	Cebadilla'
++ 84.- <u>Bursa bursa pastoris</u> L.	Bolsa de pastor'
++ 85.- <u>Calathea linbergii</u> Petersen	Quelite'
+ 86.- <u>Calceolaria integrifolia</u> L.	Portamonedas'
87.- <u>C. polyrrhiza</u> L.	
88.- <u>Callistephus chinensis</u> Nees	
89.- <u>Camelina sativa</u> Crantz	Colza'''
+ 90.- <u>Campanula persicifolia</u> L.	Campanilla'
++ 91.- <u>Cannabis sativa</u> L.	Mariguana'
++ 92.- <u>Capsicum annuum</u> L.	Chile'
93.- <u>Cardamine pratensis</u> L.	Berros de prado''
94.- <u>Cardaria draba</u> L. Desv.	Mastuerzo'''
95.- <u>Carduus acanthoides</u> L.	Cardo plumoso''
96.- <u>C. defloratus</u> L.	
++ 97.- <u>Carex</u> sp.	Carrizo'
98.- <u>Carlina vulgaris</u> L.	Cardo común''
++ 99.- <u>Centaurea cyanus</u> L.	Cabezuela'
100.- <u>C. jacea</u> L.	Cártamo silvestre'''
101.- <u>Cerastium arvense</u> L.	Hierba del cuerno'''
102.- <u>C. vulgatum</u> L.	Oreja de ratón'''
103.- <u>Ceratochloa unioloides</u> (Willd)Beav.	
++104.- <u>Chaetochloa</u> sp.	Zacate pegajoso'
105.- <u>Cheiranthus alironi</u> Hort. v. moonlight	
106.- <u>C. cheiri</u> L.	
107.- <u>C. mutabilis</u> L'Herit v. old cotagge	
++108.- <u>Chenopodium album</u> L.	Quelite cenizo'
+109.- <u>C. polyspermum</u> L.	Epazote'
110.- <u>Chionodoxa gigantea</u> Whitthall	
111.- <u>C. luciliae</u> Boiss	Gloria de la nieve''
112.- <u>C. sardensis</u> Bair y Sudgen	
++113.- <u>Crysanthemum cinerariifolium</u> (Trev.)Vis.	Crisantemo'
114.- <u>C. leucanthemum</u> L.	Lilita'''
115.- <u>C. segetum</u> L.	

- 116.-Cichorium intybus L. Achicoria''''
117.-Cirsium arvense Scop. Cardo blanco''''
+118.-C. bulbosum Scop. Cardo'
119.-C. heterophyllum (L.)Hill.
120.-C. lanceolatum Hill.
121.-C. oleraceum Scop.
122.-C. palustre (L)Scop.
123.-C. tartaricum All.
124.-C. tuberosum (L)All.
125.-C. vulgare (Savi.)Ten. Cardo del toro''''
126.-Colchicum agrippinum Baker
127.-C. bornmulleri Freyn.
128.-Colchicum sp.
129.-C. speciosum Stev.
130.-C. speciosum Stev. v. album
+131.-Coleus blumei Beuth v. verschaffeltii Coleus'
++132.-Coleus sp.
133.-Collomia coccinea Lehm
134.-C. grandiflora Dougl.
++135.-Convallaria majalis L. Jacinto de verano''
136.-Convulvus arvensis L. Gloria de la mañana''
137.-Coronopus spmamatus (Forsk)Aschers.
138.-C. ruellii All.
139.-Crepis biennis L. Almirón áspero''''
140.-C. bulbosa Tausch.
141.-C. capillaris (L)Wallr. Crévido sedoso''''
142.-C. foetida L.
143.-C. foetida L. v. hispida Waldst.
144.-C. leantodontoides All.
145.-C. taraxacifolia Thuill.
146.-C. versicaria L.
++147.-Cucumis sativus L. Pepino
148.-Cyclamen persicum Mill.
+149.-Cyclamen sp. Violeta de los alpes'
+150.-Cynara cardunculus L. Alcachofa'

- 151.-Cynosurus cristatus L. Cretela de los prados'''
+152.-Dahlia sp. Dalia
153.-Dactylis glomerata L. Dactilo aglomerado'''
++154.-Daucus carota L. Zanahoria'
155.-Delosperma lavisiae L. Bolus.
++156.-Delphinium asacis L. Espuela de caballero
+157.-D. trolliifolium A. Gray Conejito'
++158.-Dianthus barbatus L. Clavelina'
++159.-D. caryophyllus L. Clavel '
160.-D. deltoides L.
161.-D. plumarius L. Pasto rosado de jardín''
162.-Digitalis ferringinea L.
163.-D. pariciflora Jacq.
++164.-D. purpurea L. Digital'
++165.-Digitalia sanguinalis L. Zacate cangrejo velludo'
++166.-Dipsacus fullonum L. Cardo'
167.-D. sylvestris (Mill.)
+168.-Disa uniflora Berg. Orquídea'
169.-Dryss octopetala L.
170.-Echinochloa crus-galli (L.)Beauv. Arroz de monte'
171.-Encymon hispanicus (Mill.)Chouard.
172.-E. nonsarriptus (L)Garcke
+173.-Erechtites prealta Raf.
+174.-Erigeron annuus (L)Pers Erigeron anual'''
++175.-E. canadiensis L. Hierba del burro'
++176.-Erodium cicutarium L. Aguja del pastor'
177.-Erysimum allionii Hort. v. moonligt
178.-Eucharis sp. Lila del amazonas''
++179.-Fagopyrum esculentum Moench. Trigo sarraceno''
+180.-Festuca pratensis Huds. Zacate criollo'
++181.-Festuca rubra L. Paja'
182.-Fragaria x ananassa Duch.
183.-F. chilensis Duch. Fresa silvestre americana''
184.-F. elatior Ehrb. Fresa falsa''
185.-F. indica Andr.
++186.-F. vesca L. Fresa'

- 187.-Freesia retracta Klatt
+188.-Fumaria vaillantii Lais Fumaria'
189.-Galanthus hybridus L. v. Arnott y Ophelia
190.-G. nivalis L.
191.-Galiopsis angustifolia Ehrb.
192.-G. dubia Leers.
193.-G. ladanum L.
194.-G. speciosa Mill.
195.-G. tetrahit L. Hierba benjamina''
++196.-Galinsoga parviflora Cav. Estrellita
+197.-Galium aparine L. Pegarropa
198.-G. tricorne Stokes
199.-Galtonia andicans Decne Jacinto de verano''
+200.-Geranium dissectum L. Geranio'
201.-G. molle L. Geranio muelle''
202.-Gilia achilleaefolia Benth.
203.-G. coronipifolia Pers.
204.-G. minima A. Gray v. caernulea
205.-Gladiolus hybridus Hort.
0++206.-G. primulinus Baker Gladiolo'
207.-Glycine hispida Max.
++208.-G. soja Sieb y Zucc. Soya'
209.-Gypophila cerastoides D. Don.
210.-G. paniculata L.
+211.-Helenium sp. Manzanilla'
+212.-Helianthemum guttatum (L.) Mill. Girasol'
+213.-Helianthus annuus L. Janajuana'
214.-H. tuberosus L. Castaña de tierra ''
215.-Helichrysum orientale Gaertn.
216.-Heliborus orientalis Lem.
+217.-Hibiscus sp. Malva'
218.-H. trionum L. Aurora común''
+219.-Hieraceum auricola L. Lechuguilla'
220.-H. pilosella L. Oreja de ratón''

++221.- <u>Holcus lanatus</u> L.	Nombre antiguo del sorgo'
222.-H. <u>mollis</u> L.	Heno blanco alemán'''
++223.- <u>Hordeum vulgare</u> L.	Cebada'
++224.- <u>Humulus lupulus</u> L.	Lúpulo'
+225.- <u>Hyacinthus orientalis</u> L.	Jacinto común
226.-H. <u>romanus</u> L.	Jacinto romano''
227.- <u>Hyacinthus</u> sp.	
228.- <u>Hydrangea macrophylla</u> Ser	
229.- <u>Iris filifolia</u> Boiss	
230.-I. <u>tingitana</u> Boiss y Rent.	Iris morocco''
231.-I. <u>xiphioides</u> Ehrb.	Iris inglés''
232.-I. <u>xiphium</u> L.	Iris español''
233.- <u>Isatis tinctoria</u> L.	Hierba de San Felipe'''
++234.- <u>Juncus bufonius</u> L.	Tubillo o junco'
235.- <u>Kickxia spuria</u> (L.)Dum.	
236.- <u>Knacitia arvensis</u> Conlt.	
+237.- <u>Kniphofia</u> sp. v. erecta	Bandera española'
+238.- <u>Koeleria pyramidata</u> Beauv.	Zacate de cresta'
239.- <u>Lactuca canadiensis</u> L.	Lechuga silvestre''
++240.-L. <u>sativa</u> L.	Lechuga'
241.- <u>Lamium album</u> L.	
242.-L. <u>amplexicaule</u> L.	Flor rubí'''
243.-L. <u>maculatum</u> L.	Ortiga muerta blanca'''
244.-L. <u>purpureum</u> L.	Ortiga encarnada''
++245.- <u>Lathyrus odoratus</u> L.	Chicharo de olor'
246.-L. <u>sativus</u> L.	
247.- <u>Lavandula vera</u> D.C.	
248.- <u>Leontodon hastilis</u> L.	Diente de león'''
249.-L. <u>hispidus</u> L.	
250.-L. <u>unicanus</u> Schrank.	
251.-L. <u>pyrenaicus</u> Govar.	
+252.- <u>Lepidium sativum</u> L.	Mastuerzo'
++253.-L. <u>virginicum</u> L.	Lentejilla'
254.- <u>Liatris spicata</u> Willd.	

255.- <u>Lilium longiflorum</u> Thune	Lila del este''
256.- <u>L. regale</u> E.H.Wilson	Lila royal''
257.- <u>Linaria canadensis</u> (L.)Dumort.	Linaria del Canadá'''
++258.- <u>L. vulgaris</u> Mill.	Barbas de chivo'
++259.- <u>Linum usitatissimum</u> L.	Linaza'
260.- <u>Lolium italicum</u> A.Br.	Pasto italiano''
++261.- <u>L. multiflorum</u> Lan	Pasto italiano'
++262.- <u>L. perenne</u> L.	Pasto inglés'
+263.- <u>Lupinus angustifolium</u> L.	Garbancillo'
+264.- <u>L. luteus</u> L.	Lupino amarillo'
++265.- <u>Lycopersicum esculentum</u> Mill.	Jitomate'
266.- <u>Lycopus arvensis</u> L.	Marrubio'''
267.- <u>Lysimachia</u> sp.	Hierba de la moneda'''
++268.- <u>L. punctata</u> L.	
++269.- <u>Manihot esculenta</u> Grants.	Yuca'
+270.- <u>M. utilisissima</u> Pohl.	Pata de gallo'
+271.- <u>Matricaria maritima</u> L. esp. <u>inodora</u> L.	Manzanilla alemana''
272.- <u>Medicago falcata</u> L.	
273.- <u>M. glutinosa</u> Bieb.	
+274.- <u>M. hispida</u> Gaertn.	Carretilla'
+275.- <u>M. denticulata</u> Willd.	
++276.- <u>M. lupulina</u> L.	Carretilla'
277.- <u>M. minima</u> (L.)L.	Cadillo'''
278.- <u>M. arbicularis</u> All.	
O++279.- <u>M. sativa</u> L.	Alfalfa'
280.- <u>Melampyrum arvense</u> L.	
281.- <u>Melandrium noctiflorum</u> Fries	
++282.- <u>Melilotus alba</u> Desr.	Trébol dulce'
++283.- <u>Mentha cruentata</u> L.	Menta'
284.- <u>Mercuriales annua</u> L.	
++285.- <u>Mollugo verticillata</u> L.	Culantrillo'
286.- <u>Monarda</u> sp. vars.	Monarda'''
287.- <u>Muscari botryoides</u> Mill	Muscarino común'''
288.- <u>M. neglectum</u> Guss.	
289.- <u>Muscari</u> sp.	

- ++290.-Myosotis intermedia Lenk No me olvides'
291.-M. stricta Lenk
292.-Myriophyllum verticillatum L. Mil en rama ''
+293.-Narcissus bulbocodium L. spp romainierii Narciso'
294.-N. cyclamineus Baker
295.-N. filifolius Rony
296.-N. juncifolius L.
297.-N. odorus L.
+298.-N. poeticus L. Narciso de los poetas''
299.-N. poeticus ornatus L.
300.-N. pseudonarcissus L. Narciso común''
301.-N. tazeta L. Narciso polianthus''
302.-Nerine sp.
++303.-Nicotiana tabacum L. Tabaco'
304.-Odontites verna (Bell.)Dum.
+305.-Oenothera fruticosa L. Hierba de santiago'
306.-O. fruticosa L. v. major
307.-O. fruticosa L. v. cuthbertson
308.-O. fruticosa L. v. youngii
309.-O. glauca Mich. v. fraseri
310.-O. lamarckiana Ser.
311.-O. linearis Michx.
312.-O. odorata L.
313.-O. pilgrimii Hort.
314.-O. riparia L.
315.-Onobrychis sativa Lam Mielga''
316.-O. viciifolia Scop.
317.-Ornithogalum sp. Leche de gallina''
318.-Ornithonus sativus Brat.
+319.-Oxalis sp. Agritos
320.-O. stricta L. Oxalis amarillo común''
++321.-Paeceria officinalis L. Peonia'
++322.-Panicum miliaceum L. Mijo'
++323.-Papaver rhoeas L. Amapola'
++324.-P. somniferum L. Amapola de opio'

- ++325.-Pastinaca sativa L. Chirivía'
- ++326.-Pentstemon barbatus Roth. Jarritos'
- 327.-P. eatonii A. Gray
- 328.-P. hartwegii Benth.
- 329.-P. shonholseri
- ++330.-Petroselinum hortense L. Perejil
- 331.-P. hortense L. v. hamburgo
- ++332.-Phacelia heterophylla Pursh. Tomasita'
- 333.-P. tanacetifolia Benth. Facelia ''
- 334.-Phaseolus multiflorus Willd.
- ++335.-P. vulgaris L. Frijol'
- ++336.-Phleum pratense L. Zacate timothy'
- 337.-Phlox amoena Sinus
- 338.-P. divaricata L.
- ++339.-P. drummondii Hook. Flox'
- 340.-P. drummondii Hook v. cuspidata
- 341.-P. drummondii Hook v. grandiflora
- 342.-P. drummondii Hook v. nana compacta
- 343.-P. paniculata L.
- 344.-P. subulata L.
- 345.-P. subulata L. vs.: atropurpúrea, Betty,
fairy, lilacina, sampson, sensation, temiscanning.
- 346.-P. suffruticosa Vent. 2 vars.
- ++347.-Physalis pubescens L.
- ++348.-Pistacia vera L. x P. terebinthus L. Pistache x ramón'
- ++349.-Pisum sativum L. Chicharo'
- +350.-Plantago lanceolata L. Llantén menor''
- ++351.-P. major L. Llantén mayor''
- 352.-P. marítima L.
- 353.-P. rugelli Decne. Llantén de semilla negra''
- ++354.-Poa annua L. Pastillo de invierno'
- ++355.-P. arvense L. Alverjón forrajero'
- ++356.-P. pratensis L. Zacate azul de kentucky
- 357.-P. trivialis L.

- ++358.-Polygonum tuberosa L. Nardo'
+359.-Polygonum aviculares L. Lengua de pájaro'
+360.-P. convulvum L. Alforfón común''
+361.-P. lapathifolium L. Pata de perdiz''
362.-P. pennsylvanicum L. Moco de guajolote''
++363.-P. persicaria L. Moco de guajolote'
364.-Polygonum sp.
+365.-Potamogeton micronatus Paesl. Granza'
+366.-Potentilla anserina L. Hierba colorada'
367.-Primula anisiaca Stapf.
368.-P. anisodora Balf. y Forr.
369.-P. busiana Forr.
370.-P. burmanica Balf y Ward.
371.-P. chionantha Balf. y Forr.
372.-P. chingensis Balf. y Ward.
373.-P. crispata Balf y Smith
374.-P. denticulata Sin.
375.-P. farinosa L.
376.-P. florindae Ward.
377.-P. frondosa Janka
378.-P. helodoxa Balf.
379.-P. japónica A. Gray
380.-P. juliae Kusnez
381.-P. latisecta W.W. Smith
382.-P. lichiangensis Ferr.
383.-P. luteola Rupr.
384.-P. megaseaeifolia Boiss.
385.-P. microdonta Franch.
386.-P. mooreana Balf y Smith
387.-P. polyantha Mill.
388.-P. pseudosikkimensis Forr.
389.-P. pulverulenta Duthie
390.-P. rosea Royle

391.- <u>Primula saxatilis</u> Komarov	
392.- <u>P. seclusa</u> Balf. y Forr.	
393.- <u>P. sinensis</u> Sabine	Primavera'
394.- <u>P. veitchii</u> Duthie	
395.- <u>P. veris</u> L.	
396.- <u>P. viscosa</u> All.	
397.- <u>P. vitlata</u> Burr y Franch.	
398.- <u>P. vulgaris</u> Huds vars. blue	
399.- <u>P. wanda</u> Hart	
400.- <u>P. wilsoni</u> Dunn	
401.- <u>P. winteri</u> W.Wats	
++402.- <u>Prunus pennsylvanica</u> L.	Cereza'
403.- <u>Puschkinia scilloides</u> Adams	
404.- <u>Ranunculus acris</u> L.	Botón de oro'''
405.- <u>R. auricomis</u> L.	
406.- <u>R. abortivus</u> L.	Ranúnculo de flor pequeña'''
407.- <u>R. arvensis</u> L.	Ranúnculo del maíz'''
408.- <u>R. asiáticas</u> L. vs.	
409.- <u>R. bulbosus</u> L.	Pata de gallina'''
410.- <u>R. fuaria</u> L.	
411.- <u>R. occidentalis</u> Hutf.	
412.- <u>R. repens</u> L.	Ranúnculo rastrero del prado'''
++413.- <u>Ranunculus</u> sp.	Botón de oro'
++414.- <u>Raphanus raphanistrum</u> L.	Rábano cimarrón'
++415.- <u>R. sativus</u> L.	Rábano'
++416.- <u>Rheum rhaponticum</u> L.	Ruibarbo'
+417.- <u>Rosa</u> sp. v. Gloria di Roma	Rosa
++418.- <u>Rumex acetosa</u> L.	Acedera'
++419.- <u>R. acetosella</u> L.	Acederilla'
420.- <u>R. conglomeratus</u> Murr.	Romaza aguada'''
++421.- <u>R. crispus</u> L.	Lengua de vaca'
422.- <u>R. obtusifolius</u> L.	Izcoa'
++423.- <u>Saccharum officinarum</u> L.	Caña de azúcar'
424.- <u>Saponaria officinalis</u> L.	Jabonera'''

- +425.-Saxifraga cotyledon L. Oreja de oso'
426.-S. cotyledon L. v. caterhamondis
427.-Schizanthus retusus Hook Rosa naranja''
428.-S. wisetonensis Lov.
++429.-Scilla bifolia L. Botellón'
430.-S. hispanica Mill.
++431.-S. nonscripta Hoffm. y Link. Jacinto silvestre''
432.-S. siberica Andr.
433.-Scleranthus annus L. Escleranto anual''''
434.-Scorzonera tan-sagys Lip. y Boss.
+435.-Senecio vulgaris L. Lechuguilla'
436.-Sherardia arvensis L. Revula redonda''''
+437.-Silene schafta Gmel y Hohen. Clavel del monte'
438.-Simethis planifolia (L)Gen y Gadr.
439.-Sinapsis alba L.
440.-S. arvensis L.
441.-Solanum antipoviczii Buk.
442.-S. carolinense L. Solano de carolina''''
443.-S. demissum Lindl.
++444.-S. nigrum L. Hierba mora'
0++445.-S. tuberosum L. Papa'
446.-S. tuberosum L. ssp. andigena Juz y Buk.
447.-S. tule L. ssp. tuberosum L.
448.-S. villosum Willd. Hierba mora vellosa''''
-449.-Solidago canadiense L. Lechuguilla'
450.-Sonchus arvensis L. Cerraja de los campos''''
++451.-S. asper L. (Mill.) Cerraja'
452.-S. oleraceus L. Cerraja común'
453.-Spergula arvensis L. Esparcilla''''
454.-S. sativa Boenn L.
++455.-Spinacea oleracea L. Espinaca'
++456.-Sprekelia formosissima Herb. Flor de mayo
+457.-Stachys arvensis L. Mirto'
458.-S. palustris L. Hierba de las heridas''''
+459.-Stellaria media (L.)Vill. Matanza'
++460.-Stenotaphrum secundatum (Walt) Camalote morado'

461.- <u>Sternbergia lutea</u> (L)J.A. y J.H.Schult.	Narciso de otoño''
++462.- <u>Syringa vulgaris</u> L.	Lila'
463.- <u>Sisymbrium thalianum</u> J.Gay	
++464.- <u>Tagetes patula</u> L.	Compañichil'
465.- <u>Taraxacum kok-sagyi</u> Rodin	
++466.- <u>T. officinale</u> L.	Diente de león'
467.- <u>Thlaspi arvense</u> L.	Bolsa de pastor'''
+468.- <u>Tigridia ferraria</u> L.	
++469.- <u>Tragopogon porrifolius</u> L.	Salsiff'
470.- <u>Trifolium hybridum</u> L.	Trébol alsique'''
++471.- <u>T. incarnatum</u> L.	Trébol encarnado'
472.- <u>T. involucratum</u> Off.	
473.- <u>T. medium</u> L.	
++474.- <u>T. pratense</u> L.	Trébol rojo'
++475.- <u>T. repens</u> L.	Trébol blanco'
477.- <u>T. repens</u> L. var. Ladino	
++478.- <u>Triticum vulgare</u> Vill.	Trigo'
+479.- <u>Tropaeolum polyphyllum</u> Cav.	Mastuerzo'
480.- <u>Tulipa</u> sp.	Tulipán''
481.- <u>T. gesneriana</u> L.	Tulipán''
+482.- <u>Urtica ureus</u> L.	Ortiga'
483.- <u>Varelianelia dentata</u> (L)Poll.	Valerianilla'''
484.- <u>V. locusta</u> (L)Betcke	
485.- <u>Veronica agrestis</u> L.	Verónica de los campos'''
486.- <u>V. arvensis</u> L.	Verónica de los prados'''
487.- <u>V. hederefolia</u> L.	Verónica de hojas de hiedra'''
++488.- <u>V. peregrina</u> L.	Verónica'''
489.- <u>V. serpyllifolia</u> L.	Verónica hoja de tomillo'''
++490.- <u>V. spicata</u> L.	Verónica'
491.- <u>Vicia cracca</u> L.	Arveja de caballo'''
++492.- <u>V. faba</u> L.	Haba'
++493.- <u>V. sativa</u> L.	Veza'
++494.- <u>V. villosa</u> Roem.	Veza velluda de invierno'

- | | |
|--|----------------------|
| 495.- <u>Viola arvensis</u> Murr. | Violeta del campo''' |
| ++496.- <u>V. tricolor</u> L. | Pensamiento' |
| ++497.- <u>Vitis vinifera</u> L. | Uva' |
| ++498.- <u>Yucca flaccida</u> Haw | Palma' |
| ++499.- <u>Zea mays</u> L. | Maíz' |
| 500.- <u>Zerna inermis</u> (Leyss)Lindl. | |

CRIPTOGAMAS

-Equisetum arvense L.

BRIOFITAS

- 1.-Didymodon alpigenus Vent.
- 2.-Grimmia spec.
- 3.-Hypnum illecebrum L.
- 4.-H. cupressiforme L.
- 5.-Pogonatum aloides (Hedw.)P. Beauv.
- 6.-P. nanum (Hedw.)P. Beauv.
- 7.-Racomitrium protensum Braun.
- 8.-Scleropodium caespitosum B. y S.
- 9.-S. illecebrum B. y S.

TABLA IV. Rango de hospederos parasitados por D. destructor (Thome1945)

Especie Nombre científico *	Nombre vulgar
++ 1.- <u>Agropyrum repens</u> (L.)Beauv	Trigo silvestre'
++ 2.- <u>Allium cepa</u> L.	Cebolla'
++ 3.- <u>A. sativum</u> L.	Ajo'
++ 4.- <u>Apium graveolens</u> L.	Apio'
5.- <u>Arachis</u> sp.	
++ 6.- <u>Artemisia vulgaris</u> L.	Ajenjo'''
7.- <u>Barbarea vulgaris</u> R.	Juliana amarilla'''
++ 8.- <u>Begonia</u> sp.	Begonia'
++ 9.- <u>Bellis perennis</u> L.	Dormilona'
++10.- <u>Beta vulgaris</u> L.	Remolacha'
++11.- <u>Canna indica</u> L.	Bardana de México'
12.- <u>Cicer arietinum</u> L.	
13.- <u>Cimicifuga racemosa</u> (L.)Nutt.	
14.- <u>Cirsium arvense</u> (L.) Scop.	Carda'''
15.- <u>Colchicum bornmulleri</u> Frey.	
16.- <u>C. giganteum</u> Hort.	
17.- <u>C. speciosum</u> Stev.	
+18.- <u>Crocus</u> sp.	Azafrán'
19.- <u>C. vernus</u> Hort.	
++20.- <u>Cucumis sativus</u> L.	Pepino'

Sigue...

*Nombres científicos (8,79,102,150,178,204,207,220,231)
Nombres vulgares, la misma observación que en la tabla anterior.

+21.- <u>Dahlia</u> sp.	Dalia'
22.- <u>D. variabilis</u> Desf.	
++23.- <u>Daucus carota</u> L.	Zanahoria'
+24.- <u>Festuca pratensis</u> Huds.	Zacate criollo'
25.- <u>Fragaria chilbensis</u> L.	Fresa silvestre americana''
26.- <u>Fumaria officinalis</u> L.	Fumaria '''
+27.- <u>Gladiolus covillii</u> Sin.	Gladiolo'
28.- <u>G. hybridus</u> Hort.	
29.- <u>G. nanus</u> Andr.	
++30.- <u>Glycine hispida</u> Max. y G.	Soya'.
++31.- <u>Helianthus annuus</u> L.	Girasol silvestre'''
++32.- <u>Hordeum vulgare</u> L.	Cebada'
++33.- <u>Humulus lupulus</u> L.	Lúpulo
34.- <u>Hyacinthus</u> sp.	Jacinto'
++35.- <u>Ipomea batatas</u> L.	Camote'
36.- <u>Iris tingitana</u> Boiss y Reut.	
37.- <u>I. xiphium</u> L.	
38.- <u>I. xiphium</u> L. <u>hybridum</u>	
39.- <u>I. xiphoides</u> Ehrb.	
+40.- <u>Lathyrus hirsutus</u> L.	Ortiga'
41.- <u>L. latifolius</u> L.	
42.- <u>Liatris spicata</u> Willd. v. <u>callilepsis</u>	
++43.- <u>Linaria vulgaris</u> Mill.	Barbas de chivo'
++44.- <u>Lycopersicon esculentum</u> Mill.	Jitomate
++45.- <u>Medicago sativa</u> L.	Alfalfa
+46.- <u>Melilotus officinalis</u> (L) Pall.	Trébol'
47.- <u>Mentha arvensis</u> L.	Menta'
++48.- <u>Narcissus</u> sp.	Narciso'
++49.- <u>Pastinaca sativa</u> L.	Chiriviva'''
++50.- <u>Plantago major</u> L.	Llantén mayor'''
+51.- <u>Potentilla anserina</u> L.	Hierba de la plata'''
++52.- <u>Raphanus sativus</u> L.	Rábano'
++53.- <u>Rheum rhaponticum</u> L.	Ruibarbo'
++54.- <u>Rumex acetosella</u> L.	Acederilla'
55.- <u>R. obtusifolius</u> L.	Izcua'

- ++56.-Saccharum officinarum L. Caña de azúcar'
57.-Sisyrinchium angustifolium Mill. Purole'''
- ++58.-Solanum nigrum L.
O++59.-S. tuberosum L. Papa'
+60.-Solidago graminifolia (L.)Elliot. Vara de oro'''
61.-Sonchus arvensis L. Cerraja de los campos'''
++62.-S. asper L.(Hill) Cerraja
63.-Stachys palustris L. Hierba de las heridas'''
++64.-Stenotaphrum secundatum (Walt) Planta de ranura angosta'
++65.-Syringia vulgaris L. Lila'
++66.-Taraxacum officinale L. Diente de león'
67.-Tigridia pavonia Ker-Gawl.
68.-Trifolium hybridum L. Trébol alsique'''
++69.-T. pratense L. Trébol rojo'
70.-T. repens L.
71.-Tripleurospermum maritimum (L.)W.D.J.Koch.
++72.-Triticum aestivum L. Trigo'
+73.-Tropaeolum polyphyllum Cav. Mastuerzo'
74.-Tulipa australis L.K.
75.-T. hageri Heldr.
76.-T. humulis Gerb.
77.-T. linifolia Regel
78.-T. praestans Hoog.
79.-T. pulchella Frenzl.
80.-T. saxatalis Sieb.
81.-T. tarda Stapf.
82.-T. violacea Boiss y Bukse.
83.-Tussilago farfara L. Pata de mulo'''
84.-Vicia sativa L. Veza'''
85.-Vigna unguiculata (L)Walp.
86.-V. sinensis L.

HONGOS *:

- 1.-Absidia butleri Lendner
- 2.-Acrostalagmus spp.
- ‡ 3.-Agaricus hortensis Cooke
- ≠ 4.-Alternaria solani (Ell y Mart) L.R.
- = 5.-A. tenuis Nees
- = 6.-A. tenuissenia (Fr)Wiltshire
- ≠ 7.-Armillaria mellea (Fr)Quel.
- ≠ 8.-Aspergillus flavipes Bainier y Sartorg
- = 9.-A. fumigatus Fresemlus
- = 10.-A. terreus Thom y Raper
- ≠ 11.-Botrytis sp.
- 12.-Cephalosporium spp.
- = 13.-Chaetomium indicum Coida
- = 14.-C. subterraneum Swift y Panah.
- ≠ 15.-Coniothyrium spp.
- 16.-Cylindrocarpon sp.
- = 17.-Dematiaceae (3 especies de)
- = 18.-Diplodia zeae (Shuv) Lev
- 19.-Emiricelopsis sp.
- ≠ 20.-Fusarium oxysporium Schlechtendahl.
- ≠ 21.-F. oxysporium f. licopersici (Sacc)Snyder
- = 22.-F. oxysporium f. niveum (E.F.Sm.)Snyder
- = 23.-F. reseum (L.K.)Snyder y Hansen
- ≠ 24.-F. solani (Mart.)Sacc.
- = 25.-F. solani var. pisi (F.R. Jones)Snyder y H.
- ≠ 26.-Gibberella zeae (Schw) Petch.
- ≠ 27.-Hormodendrum sp.
- = 28.-Heterosporium terrestre Atkinson
- 29.-Mesorbotrys sp.

Sigue...

NOTA:

- = Hongos parásitos de plantas (4,221)
- ≠ Hongos parásitos del hombre y animales (4)
- ‡ Hongos de importancia comercial (221)
- ≠ Hongos fitoparásitos en México (92).
- Nombres científicos (102,217).

- 30.-Monascus sp.
- 31.-Mortierella sp.
- 32.-Mycelia sterilia (4 especies de)
- 33.-Myrothiciella sp.
- 34.-Myrothecium gramineum Lib.
- 35.-M. striatisporum Preston
- 36.-M. verrucaria (Alb. y Scw) Ditmar
- 37.-Oidiodendron nigrum Robark
- 38.-Papularia spp.
- 39.-Papulospora sp.
- =40.-Penicillium funiculosum Biourge
- =41.-P. implicatum Biourge
- =42.-P. javanicum Szilvinyi
- =43.-P. liliacinum Thom
- =44.-P. megalosporium Berk y Br.
- =45.-P. nigricans Bainier
- =46.-P. purpurogenum Stall
- =47.-P. raistrickii G. Smith
- =48.-P. restrictum Gilman y Abbott
- =49.-P. roseo-purpureum Diercke
- =50.-P. simplicissimum (Landemans) Thom
- 51.-P. spp.
- =52.-P. stoloniferum Thom
- =53.-P. thomii Maire
- =54.-Phoma conidiogena Schnegg
- =55.-P. lingam (Fr) Desm
- 56.-Phoma sp.
- 57.-Pyrenochaeta sp.
- 58.-Scopulariopsis sp.
- 59.-Spicaria elegans Corda.
- 60.-Spicaria sp.
- 61.-Sporormia leporina Niessl.

- 62.-Sporotrichum sp.
- 63.-Stachybotrys sp.
- 64.-Stilbaceae (especies de)
- 65.-Thielaniopsis sp.
- 66.-Tilacclidium sp.
- 67.-Torula sp.
- 68.-Trichoderma viridae Pers. x Fr.
- 69.-Verticillium albo-atrum Revike y Beeth
- 70.-Vigaria sp.
- 71.-Zygorrhynchus vuilleminii Nanyslowski

TABLA V. Rango de hospederos parasitados por D. radicolus (Greeff, 1872) Filip. 1936.

Especie (Nombre científico)*	Nombre vulgar
1.- <u>Agropyron cristatum</u> (L) Gaertn	
++ 2.- <u>A. repens</u> Beauv.	Trigo silvestre'
3.- <u>A. smithii</u> Rydb.	Gramas del oeste'''
4.- <u>Agrostis stolonifera</u> L.	
5.- <u>A. tenuis</u> Sibth	
6.- <u>Aira flexuosa</u> L.	Heno'''
7.- <u>Alopecurus geniculatus</u> L.	Cola de zorra'''
8.- <u>A. pratensis</u> L.	Alopecuro'''
9.- <u>Ammophila arenaria</u> (L) Link	Barrón'''
10.- <u>A. breviligulata</u> Fernald.	Barrón americano'''
11.- <u>Anthoxanthum odoratum</u> L.	Gramas de olor'''
++12.- <u>Asparagus plumosus</u> Baker v. nana	Espárrago plumoso'
13.- <u>Avena elatior</u> L.	
++14.- <u>A. sativa</u> L.	Avena
15.- <u>Dactylis glomerata</u> L.	Dactilo aglomerado'''

Sigue...

* Nombres científicos (88, 90, 102).

- 16.-Deschampsia flexuosa (L) Trin.
17.-Dodartia orientalis L.
18.-Elymus arenarius L. Elimo'''
19.-E. canadiensis L.
20.-E. rancouverinsis Macoun.
+21.-Festuca pratensis Huds. Zacate criollo'
22.-Holcus lanatus L. Heno blanco'''
23.-Hordeum distichon L.
++24.-H. vulgare L. Cebada'
++25.-Lolium perenne L. Pasto inglés'
++26.-Phleum pratense L. Pasto timoty'
++27.-Phragmites communis Trin. Correcilla'
++28.-Poa annua L. Espiguilla'''
29.-P. pratensis L. Zacate azul de kentucky'
30.-P. trivialis L.
31.-Puccinellia marítima (Hud)Parl.
++32.-Secale cereale L. Centeno'
33.-Sedum spp.
++34.-Triticum aestivum L. Trigo'

TABLA VI . Rango de hospederos parasitados por Ditylenchus sp.

Espece (Nombre científico)*	Nombre vulgar
++ 1.- <u>Allium sativus</u> L.	Ajo'
+ 2.- <u>Amaranthus</u> sp.	Alegría'
3.- <u>Ananas</u> sp.	
++ 4.- <u>Arachis hypogea</u> L.	Cacahuete'
0++ 5.- <u>Brassica oleracea</u> L.	Col'
6.- <u>Camellia sinensis</u> L.	
0++ 7.- <u>Capsicum annum</u> L.	Pimiento'
0++ 8.- <u>C. frutescens</u> L.	Chile'
9.- <u>Carduus defloratus</u> L.	Cardo'''
0++10.- <u>Carica papaya</u> L.	Papaya'
+11.- <u>Cirsium bulbosum</u> Scop.	Cardo'
12.- <u>C. heterophyllum</u> (L)Hill.	
++13.- <u>Citrus limon</u> Burn.	Limón
++14.- <u>C. reticulata</u> Blanco	Naranja tangerina'
15.- <u>C. revulare</u> L.	
++16.- <u>C. sinensis</u> Osbeck.	Naranja'
0++17.- <u>Citrus</u> spp.	
++18.- <u>Cocos nucifera</u> L.	Coco'
++19.- <u>Coffea arabica</u> L.	Café'
++20.- <u>Cucumis melo</u> L.	Melón
0++21.- <u>Echinochloa polystachya</u> Hitch.	Pasto alemán'
22.- <u>Ficus elástica</u> Toxb.	
++23.- <u>Gossypium hirsutum</u> L.	Algodón'
24.- <u>Hieracium cymosum</u> L.	Pelosilla'''
25.- <u>H. fallax</u>	
26.- <u>H. floribundum</u> Wimm y Grob	
27.- <u>H. pilosella</u> L.	Cerillejo'''

Sigue...

*Nombres científicos (102,141,150,168,178,179).

++28.- <u>Lactuca sativa</u> L.	Lechuga'
++29.- <u>Lycopersicum esculentum</u> Mill.	Jitomate'
0++30.- <u>Malus</u> sp.	Manzano'
++31.- <u>Mangifera indica</u> L.	'ango'
++32.- <u>Medicago sativa</u> L.	Alfalfa'
++33.- <u>Nicotiana tabacum</u> L.	Tabaco'
34.- <u>Odontites verna</u> (Bell)Dum.	
0++35.- <u>Oryza sativa</u> L.	Arroz'
36.- <u>Panicum maximum</u> Jacq.	Zacate de Guinea'''
37.- <u>Passiflora ligularis</u> Juss.	Granadilla'
0++38.- <u>Persea americana</u> Mill.	Aguacate'
0++39.- <u>Pirus communis</u> L.	Pera'
40.- <u>Poa pratensis</u> L.	Pasto azul de kentucky'
0++41.- <u>Prunus persicae</u> (L.)Batsch.	Durazno'
0++42.- <u>Saccharum officinarum</u> L.	Caña de azúcar'
++43.- <u>Sesamum indicum</u> L.	Sésamo'
44.- <u>Sida</u> sp.	
0++45.- <u>Solanum tuberosum</u> L.	Papa'
0++46.- <u>Sorghum vulgare</u> Pers.	Sorgo'
47.- <u>Xanthosoma</u> spp.	Yautfa'''
48.- <u>Zaysia matrella</u> (L.)Merr.	

--Musgos

Hongos (102)

- *1.-Agaricus hortensis Cooke
- #2.-Fusarium oxysporium f. licopersici (Sacc)Snyder
- #3.-Rhizoctonia solani Kühn

TABLA VII. Rango de hospederos parasitados por D. graminophilus

Especie (Nombre científico)(102)	Nombre vulgar
1.- <u>Agrostis canina</u> L.	
2.- <u>A. stolonifera</u> (L.)Roth	
+3.- <u>Bromus secalinus</u> L.	Bromo del centeno'''
4.- <u>Calamagrostis arundinacea</u> (L.)Roth	Calamagrostis'''
5.- <u>C. canescens</u> (Weber)Roth	
6.- <u>C. canadensis</u> (Michx)Beauv.	Calamagrostis del Canadá
7.- <u>C. villosa</u> (Chaix)Gmel.	

HONGOS (102)

- *1.-Agaricus hortensis Cooke
- =2.-Alternaria tenuis Nees
- ≠3.-Botrytis cinerea Pers. y Fr.
- 4.-Dilophospora alopecuri Fr. (88)

TABLA VIII. Rango de hospederos parasitados por otros Ditylenchus.

Ditylenchus triformis Hirschmann y Sasser, 1955.

HONGOS

- #1.-Fusarium sp. (102,112)
- #2.-F. o Helminthosporium sp. (102,119)
- *#3.-Rhizopus nigricans (102,119)
- 4.-Trichoderma sp. (102)

Ditylenchus myceliophagus J.B. Goodey, 1958

- †- Agaricus spp. (34,44,93).

Nota:

~(T. Goodey, 1933) Filip., 1936

Ditylenchus procerus (Bally y Reydon, 1931) Filip., 1936

- ++1.-Coffea arabica L. (102, 178) Café
++2.-C. robusta Lindem (88, 102) Café

Ditylenchus angustus (90, 134, 145, 168) (Butler, 1913) Filip. 1936.

- 1.-Oriza alta L Arroz
2.-O. cubensis L
3.-O. eichingeri L
4.-O. glaberima L
5.-O. latifolia L
6.-O. meyriana L
7.-O. minuta L
8.-O. officinallis L
++9.-O. sativa Arroz'
10.-O. sativa v. fatua

Ditylenchus pinophilus (Thorne, 1935)

En galerías hechas por el escarabajo de pinos, Dendroctonus monticolae, (220).

Ditylenchus balsamophilus (Thorne, 1926) (88)

- 1.-Balsamorhiza macrophylla
2.-B. sagittata
3.-Helianthus annuus Girasol silvestre''''
4.-Whyetia amplexicaulis

Ditylenchus drepanocercus T. Goodey, 1953

-Evodia roxburghiana Benth (88)

Ditylenchus major Fuchs, 1915.

En galerías hechas por Ips trypographicus (88).

Ditylenchus durus Cobb, 1922

-Quercus montana (88)

Roble'

Ditylenchus sycobius (Cotte, 1920) Filipjev, 1936.

+Ficus sp. (88)

Ditylenchus phyllobius Thorne, 1934.

++Solanum elaeagnifolium Cav. (88)

Buena mujer'

Ditylenchus darbouxi Cotte, 1912.

++Thymus vulgaris L.

Tomillo'

T. vulgaris L.v. verticillata

Ditylenchus askenasy (Bütschli, 1813) T. Goodey, 1951

MUSGOS:

-Hypnum cupressiforme Hooker

-Thuidium delicatulum Hooker

Ditylenchus sibiricus Germán, 1969 (94)

++Hordeum vulgare L.

cebada'

Ditylenchus melongena Bhatnagar, 1969 (24)

-Solanum melongena L.

Ditylenchus clarus Maqbool, 1982 (145)

-Oryza sativa L.

Arroz'

Ditylenchus gallicus Steiner, 1915 (220)

-Ulmus sp.

Olmo''

Ditylenchus brenani (T. Goodey, 1945) T. Goodey, 1951 (220)

Musgos: Pottia bryoides L.

Ditylenchus dendrophilus Marcínowsky, 1909 (88)

En el flujo mucilaginoso de cerezas.

Ditylenchus ortus Fuchs, 1938 (88)

En galerías hechas por Polygraphus polygraphus

Ditylenchus pustulicola Thorne, 1934 (88)

-Pastos

Ditylenchus arboriculus Cobb, 1922 (88)

-Fagus obliqua

Haya''

Ditylenchus intermedius (De Man, 1880) Filip., 1936 (150)

O++-Zea mays

Mafz'

Nota:

- + Se encuentra otra especie pero del mismo género en México
- ++ Concuerda con la misma especie en el país
- O Especies que son atacadas por individuos del género en México
- '' Nombres vulgares en países de habla hispana (16)
- '' Nombres vulgares el extranjero (88)
- ' Nombres vulgares en México (56,146)
- = Hongos parásitos de plantas (4,221)
- ± Hongos parásitos del hombre y animales (4)
- ? Hongos de importancia comercial (221)
- # Hongos fitoparásitos en México (92)

3.- Sintomatología

3.1. Ditylenchus dipsaci KUhn, 1857

Alfalfa

La vía de entrada son las raíces a través de lenticelas, los tejidos de los botones primordiales o en la base de la planta, siendo el hipocotilo, peciolos cotiledonarios y en menor grado el epicotilo los invadidos en primer lugar, luego emigran dentro de la planta, o son llevados conforme la planta crece (47,114,157,167,220).

Cuando la infección comienza es ligera y el efecto permanece oculto, hasta después de 2 o 3 cortes (88). Los tallos sucumben a la infección, hinchándose, apareciendo un necrosamiento conforme el nemátodo se multiplica, hasta ponerse de color negro, y grandes cantidades de parásitos se encuentran en él, además los internudos se acortan. La cantidad de tallos por corona disminuyen mientras la corona es destruida (157). Los vástagos muestran coronas como ramillete y producen pequeñas rosetas, el decaimiento de estos da como resultado un producto delgado y magro, lo cual favorece el desarrollo de todo tipo de malezas (95,231,251)(Figura 19).

Cuando la infestación es muy grave los tallos se rajan, revelando cientos de nemátodos en todos los estados de desarrollo (220).

A la vez que la base del tallo se engrosa, en la corona crecen agallas negras alrededor de ella y en porciones de la subcorona (114).

El nemátodo del tallo es reportado por inducir una condición en alfalfa conocida como "Rayamiento blanco". Estos síntomas incluyen pérdida parcial o total de la pigmentación-verde normal de las hojas y tejidos del tallo; aparecen bajo condiciones de gran intensidad de luz, gran temperatura (35°C o más y una gran humedad relativa (47), causada por reciente-



Fig. 19. *D. dipsaci* en alfalfa, izquierda, planta sana, centro y derecha, plantas infectadas, notán
dóse el atrofiamiento y el hinchamiento (157).

suberización. La estructura de los cloroplastos en células de tejidos de hojas de plantas infestadas muestran una degradación progresiva y decrecimiento en la pigmentación, de verde-pálido a completamente blanco. La estructura laminar del cloroplasto se decolora también, los granos de almidón de él disminuyen en número y en células de hojas blancas no existen -- los cloroplastos (83).

Los parásitos extraen proteínas, probablemente de las hojas, las cuales provocan que el cloroplasto y otros organelos se rompan, asimismo hay una pérdida de clorofila y proteínas-- (35). Los fotosintatos almacenados en células del parénquima en la raíz de alfalfa proveen un excelente medio para el crecimiento y reproducción de D. dipsaci (114).

Los tejidos del parénquima son destruidos, haciéndose -- sus células más alargadas, más numerosas en el área limitada y los espacios intercelulares se alargan, formándose cavidades, involucrando toda la médula (Figura 20). En células concitoplasma infectado contienen más ribosomas, retículo endoplásmico, vesículas y aparatos de Golgi, sugiriendo que se incrementa la actividad metabólica con la infección, aumenta además el contenido de nitrógeno total hasta un 45% (47,88,220) (Figura 21).

Si las inflorescencias y las raíces son atacadas, ocasionalmente pueden sufrir daños y tener cavidades internas (157).

Los campos de alfalfa infestados exhiben parches circulares u ovals donde las plantas han muerto o grandemente dañadas (131).

En general, hay una correlación directa entre la temperatura de aclimatización de D. dipsaci y la temperatura en la que la infección es más alta, siendo de 20-25°C en este cultivo, pero hay que tomar en cuenta la diferencias entre razas y hospederos (107,108).

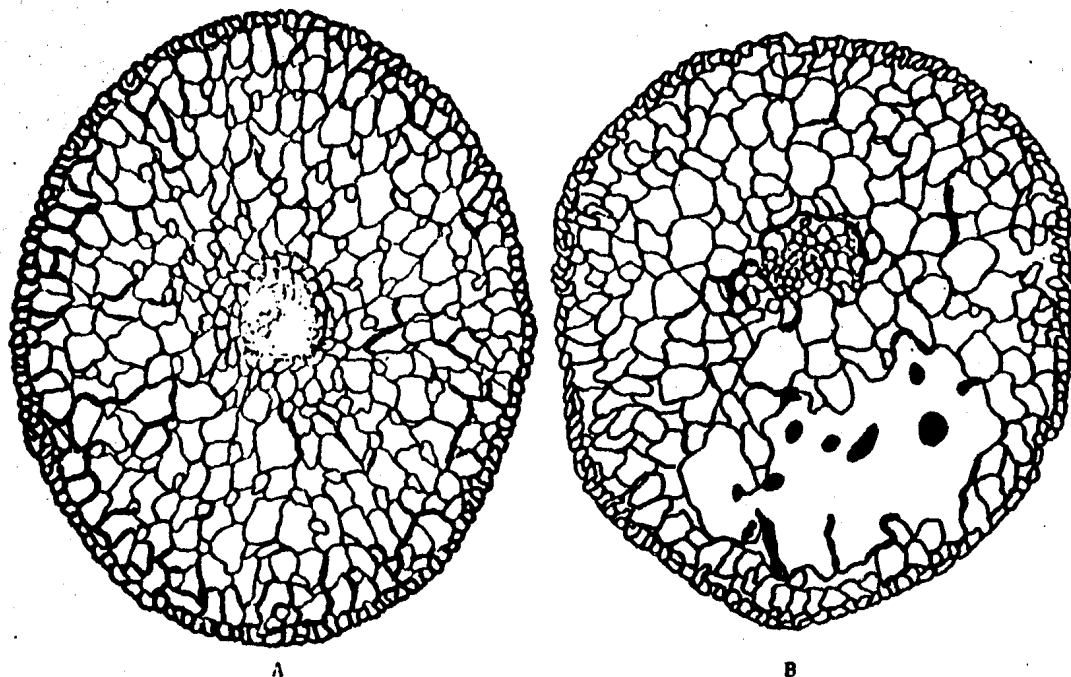


Fig. 20. Sección transversal de raíces de alfalfa mostrando los efectos de *D. dipsaci*.
A. una semana después de la inoculación; B, 4 semanas después de la inoculación mostrando destrucción celular con nemátodos en las cavidades (229).

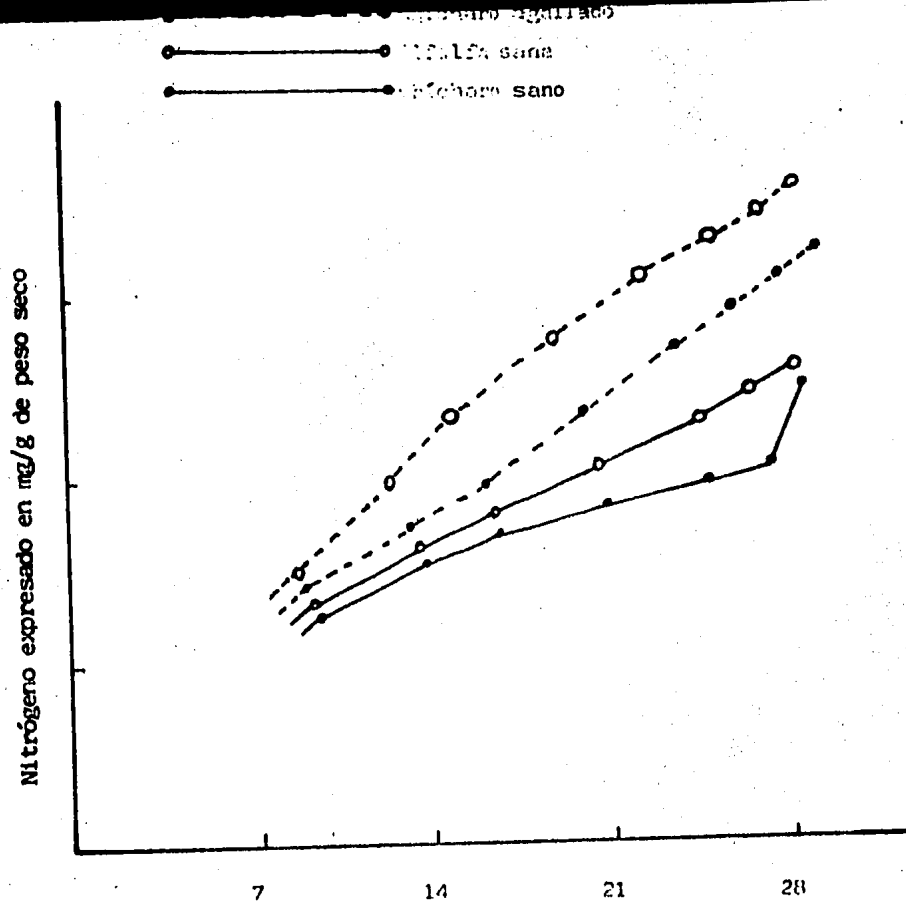


Fig. 21. Nitrógeno total en alfalfa agallada y tejidos de vástagos de chicharo colectados - 7, 14, 21 y 28 días después de la inoculación. Nitrógeno expresado en mg/g de peso seco (131).

Trébol

Los nemátodos invaden las hojas, las inflorescencias, tallos y botones, provocando su hinchamiento y atrofiamiento, - los internudos se acortan porque el crecimiento longitudinal es detenido, las hojas pequeñas y sus vainas son anormalmente pálidas, marchitas y arrugadas, esto último provocado por el agrupamiento de los nemátodos en las partes engrosadas, además hay pérdida de follaje. Persiste una proliferación de vástagos pero se desarrollan deformes y con las bases de los tallos hinchadas (88,220).

Los pequeños gusanos se encuentran en los tejidos de las plantas, causando separación de las células y alargamiento, - en el caso de trébol rojo, se vuelven esponjosos; los parásitos se pueden observar cortando el tejido (23,88,220).

Cuando la enfermedad es grave provoca la muerte de las - plantas. La infección en una parcela se manifiesta generalmente en parches, de aquí se distribuye en todas direcciones, sucede mayormente a principios de verano u otoño, así como con el frío y gran humedad (88, 220, 231).

Haba

La vía de entrada son los estomas, la enfermedad se manifiesta por manchas rojas o negras en los tallos así como su - engrosamiento y vejigas, las cuales pueden estar comunicadas entre sí; cuando es muy severa se produce un enanismo agudo, - ya que las plantas que generalmente crecen 100 cms, sólo llegan a los 30, además hay deformación de tallos y vainas (88,-178).

Centeno

En el centeno los síntomas se manifiestan en la incrementada formación de retoños, en la producción de tallos distorsionados, hinchados, acortados en los nudos, arrugamiento y -

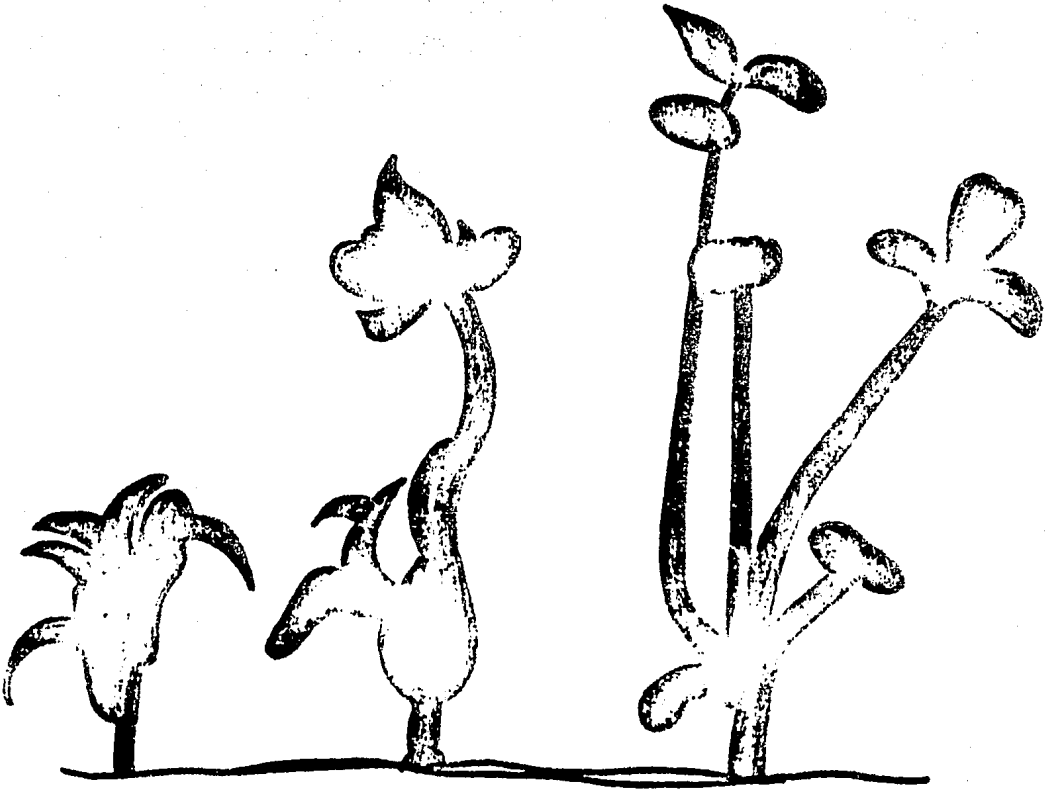


Figura 22. Hinchamiento de tréboles provocado por D. dipsaci, las 2 plantas de la izquierda muestran el daño, la planta de la derecha es sana (88).

torcimiento de las hojas que también exhiben ocasionalmente - hinchamiento en sus bases. No hay espigamiento, en casos muy - malignos, la planta muere antes de tiempo. Si el vegetal so-- brevive, las espigas permanecen estropeadas y las semillas pe-- queñas y encogidas. El sistema radicular se desarrolla pobre; los nemátodos se encuentran en el parénquima y el mesófilo de las hojas, algunas veces en los tallos florales, pero nunca - en las glumas de las flores (88,114).

Los parásitos viven en el vegetal hasta que comienza a - marchitarse. La severidad del daño se incrementa cuando el -- cultivo se siembra en la misma parcela durante muchos años en sucesión, especialmente en suelos arenosos ligeros. Se puede-- manifestar en primavera principalmente, pero también en in--- viernos benignos, el primer signo de la enfermedad se observa al principio de noviembre o diciembre.

Avena

Durante las primeras seis semanas después de la germinación se observa un incremento en los retoños así como la presencia de pequeñas rayas blanquecinas o "spikkles" hacia la - base de uno o más de los tallos de las hojas, donde se encuen-- tran los parásitos a veces, porque se manifiestan con más fre-- cuencia en los tejidos de la porción baja de las vainas de -- las hojas bajo la lígula. De la 6a. a la 9a. semana después - de la germinación hay poco desarrollo de los internudos, cau-- sando que las plantas permanezcan enanas, continúa la forma-- ción de retoños, dando a la planta una apariencia densa, (Fi-- gura 23), y el empardecimiento de la_s hojas.(231).

De la 9a. a la 14a. semana, pierden el color verde, --- hay decaimiento de los tejidos en la base de los tallos, en--

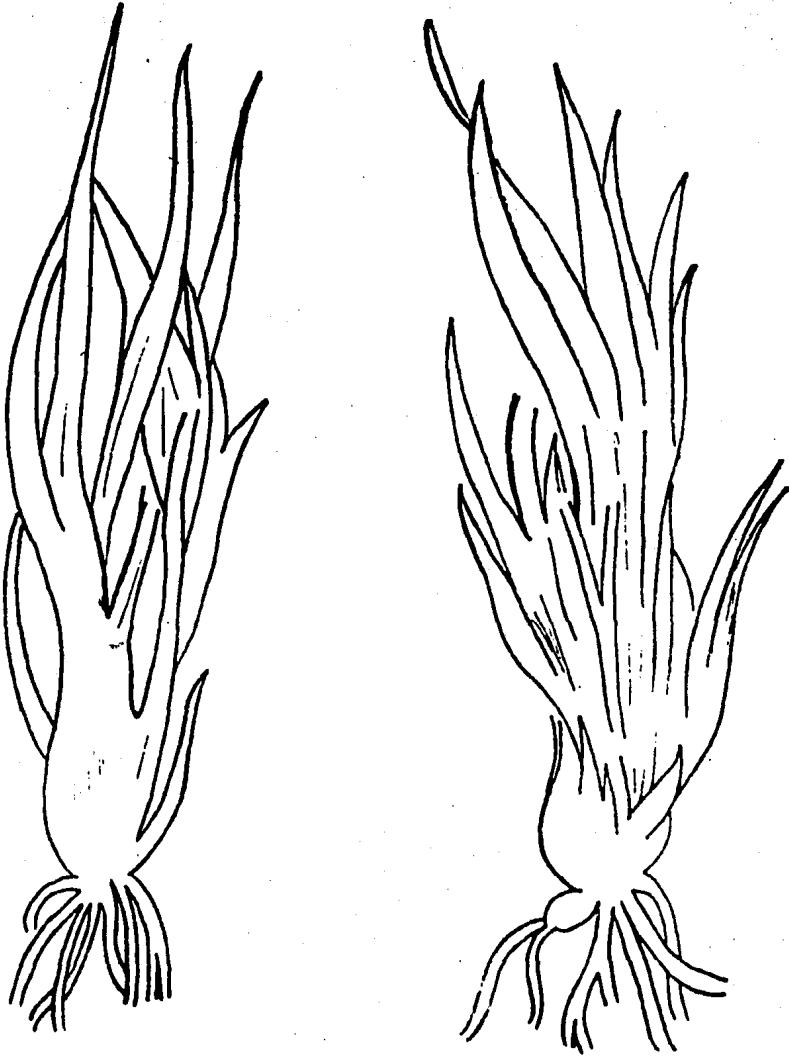


Figura 23. Daño en avena por D. dipsaci, izquierda planta no afectada; derecha enferma, mostrando hinchamiento de las bases de los vástagos y del incremento de ellos (228).

grosamiento y ensanchamiento de las hojas remanentes, las cuales se asemejan a las de la juncia. Después de la 16a. a la 19a. semana, las plantas que han sobrevivido permanecen enanas y con las hojas engrosadas. La panícula en desarrollo queda dentro de la vaina. Provoca acortamiento, engrosamiento y decoloración del tallo floral y de las ramas laterales, así como aborto de las flores, el parásito puede encontrarse en las glumas hinchadas, entre los granos y la palizada (88).

El ataque en avena, es particularmente severo, si ésta es dispersada en un campo donde anteriormente hubo centeno infestado. La mayor infección ocurre a los 15°C para este cultivo (108).

En la rizósfera, las larvas de D. dipsaci se orientan a lo largo de una concentración de gradiente de secreciones de la planta, mientras que otras se mueven casualmente. La acumulación de nemas depende de las larvas que llegan y de la humedad de la planta, en la corona de la raíz (28).

En el interior de los tejidos, causa alargamiento de células del mesófilo alrededor del nema; se desarrollan amplios espacios aéreos entre ellos, tornándose esféricas, estos efectos se observan de 4 células de distancia del parásito (112).

En general, los demás cereales tienen similares síntomas. Por otro lado se menciona que los suelos pesados, igual que en áreas de fuertes precipitaciones y estaciones frías de crecimiento, la enfermedad es un serio problema (157).

Maíz

D. dipsaci en este cultivo causa un acame, las plantas se tienden en el suelo, pueden aparecer parches de 5-60m con vegetales que presentan esta condición (88).

Los internudos son cortos, la base de los tallos se hincha, emnegrece, necrosa puede llegar a pudrirse y sus hojas presentan distorsión. Las raíces secundarias no se forman lo cual explica la debilidad de la planta. En Francia el daño es más severo en plantas que se siembran en abril que las que se plantan en mayo, presentándose los síntomas a finales de junio y a principios de julio (88). En Hesse, Alemania occidental el perjuicio es mayor después del cultivo de remolacha -- azucarera (139).

El frío y la humedad son necesarios para la infección y el desarrollo de esta enfermedad (157).

Pasto italiano

En primavera, en los meses de mayo y junio, las plantas producen vástagos rojizos y débiles que posteriormente se tornan amarillentos (88).

Ajo

Cuando el ataque es muy intenso se produce un oscurecimiento del disco, que luego se necrosa, la planta pierde altura y gana en grosor, debido a la hipertrofia de los tejidos; estos en general, se tornan esponjosos y poco consistentes, --naciendo al bulbo bofo y achaparrado. Las hojas adquieren una consistencia carnosa, pues aumentan su espesor al mismo tiempo que se vuelven quebradizas. El bulbo aparece partido en 2- o más secciones. En cortes longitudinales o transversales se observa una hipertrofia, que es más notable a medida que aumenta el número de parásitos. Las catáfilas se engrosan tornándose carnosas, lo que se ha dado en llamar "acebollamiento"; también pierden flexibilidad haciéndose más frágiles. Si

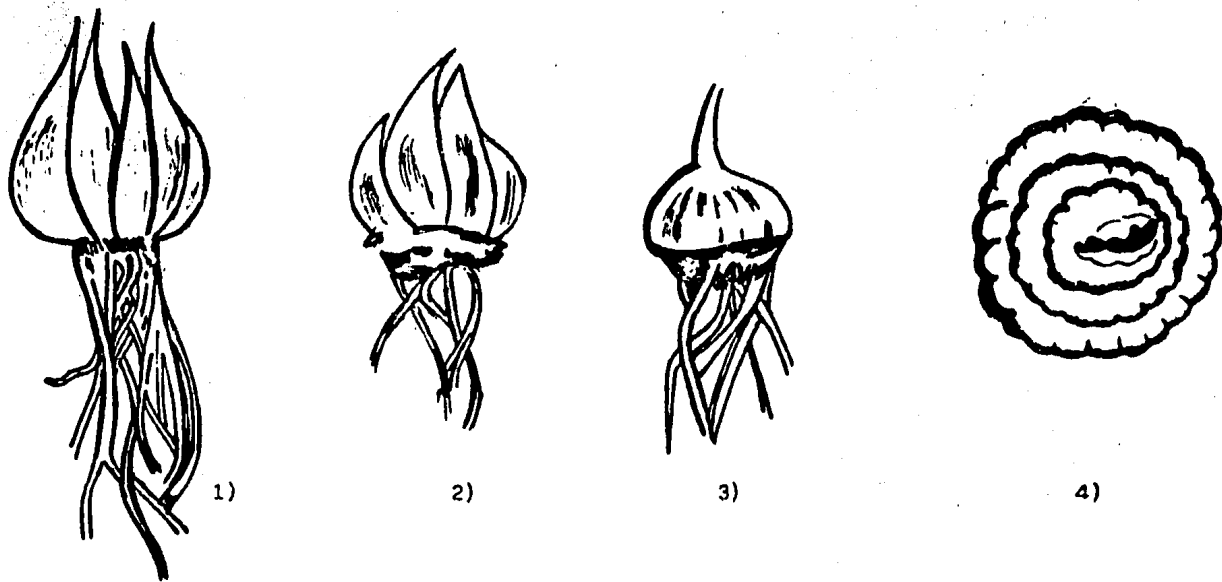


Fig. 24. Bulbillos de ajo desnudos sin las catáfilas protectoras. 1) bulbo libre de nemátodos con perfecta formación de bulbillos; 2) y 3) se aprecia la incipiente deformación por la acción del parásito; 4) sección transversal apareciendo la apariencia 'acebollada' (222).

estas se quitan se ve el atrofiamiento de los dientes, mientras progresa la decoloración (222)(Figura 24).

Las raíces también son parasitadas y se van desprendiendo del disco, aunque la mayoría de los parásitos se distribuyen en el bulbo, luego en las vainas, siguiéndole en orden -- las hojas y finalmente las raíces. Al quitarlas plantas del suelo, un número indeterminado de raíces o trozos de ellas quedan en él. Los saprófitos acaban por deteriorar la planta

En el caso de Francia, los dientes sembrados en febrero germinan generalmente a fines de marzo; los primeros signos de ataque se exteriorizan en mayo, evolucionan rápidamente durante el mes de junio, amenazando con dispersarse en casi todo el cultivo; los campos contaminados tienen una vegetación rala que se puede observar desde lejos. Hay reblandecimiento de tejidos de los dientes periféricos, muerte de las hojas en verano a partir de su extremidad y finalmente muerte de la planta entera. En este país, en pleno verano con una temperatura muy elevada, la intensidad de la multiplicación y los estragos son al máximo (45).

En México, en los cultivos de mediana edad aparecen las hojas secas, de las puntas para abajo como un tercio de su longitud; el arrancar las plantas se facilita, pero los bulbos son pegajosos y pastosos al tacto, despidiendo un olor penetrante de ajo descompuesto. Los cultivos más avanzados pueden presentar deformaciones en los dientes con agrietamientos múltiples en su base, con pérdida del nudo radicular (3,249). También se presenta marchitez o necrosis epidérmica (91,177).

El contenido de sacáridos solubles es más bajo en bulbos secos, almacenados e infectados que en bulbos sanos (172).

Cebolla

El nemátodo penetra en la semilla en germinación, a través de la cofia de la raíz del hipocotilo, viviendo en el parénquima cortical abajo del hilum o en el cotiledón, el cual se pone hinchado y exhibe una forma irregular (2,157). El daño a las plántulas es atribuido a la alimentación directa del nemátodo, el cual punza las células, al mismo tiempo que secreta por la saliva pectinasa, la cual disuelve la lámina media, posteriormente succiona el contenido de las mismas, además -- provoca que se separen cerca de la región invadida. En tejidos de almacén, las células se ponen redondas, lo que da a la estructura una apariencia blanquecina y una textura esponjosa; por último las mismas se debilitan y colapsan bajo la presión del cuerpo del nema (157).

Si penetra después de la germinación, las plántulas y -- brotes se desarrollan hinchadas, así como el tallo no crece - (Figura 25). Las hojas detienen su crecimiento longitudinal, -- se engrosan, escorean y necrosan en sus puntas, y exhiben manchas café o amarillas. Muchas hojas exteriores pueden mostrar una condición flácida lo que provoca que caigan cuando maduren (28), en vez de mostrar "spikkles", porque algunas sí presentan esta condición (2). El follaje muere progresivamente (178). A menudo el engrosamiento de las hojas interiores causa la ruptura de las exteriores.

El tallo y el cuello de el bulbo se ablandan, involucran do las escamas, las que en cortes longitudinal y transversal aparecen como anillos descoloridos, tomando un color gris después, en casos más avanzados, el bulbo puede ser afectado totalmente, tornándose hundido, mal formado o pueden producir brotes o bulbos dobles (2,88)(Figura 25C). Las escamas exteriores pueden extenderse aplicando una presión oblicua en la mitad superior del bulbo, revelando la apariencia congelada -



Fig. 22. A. Plántula de cebolla atacada por *D. dipsaci*. B. Planta de cebolla sana.
C. Cebolla doble, la base ennegrecida debido a invasión secundaria (88).

en la parte interior del tejido (2,157).

Si las plantas no mueren, los bulbos se desarrollan muy pequeños. Pero en plántulas, generalmetne el efecto es fatal.

En condiciones secas, el bulbo es harinoso, inodoro y -- muy ligero en peso. En condiciones húmedas, hay pudrición -- blanda debido a los invasores secundarios, como bacterias, -- hongos y saprófitos que se establecen en él, destruyendo el - bulbo y provoca un olor fétido (2,88,178). Los bulbos infecta dos son algunas veces superficialmente sanos, pero continúa - el decaimiento en el almacén, donde las escamas exteriores se desprenden exponiendo hinchamiento, ablandamiento, con la ca- racterística harinosa-congelada (2).

A medida que se descompone el bulbo, el nema migra ha--- cia la inflorescencia (178). En los Estados Unidos, los bul-- bos enfermos son fácil víctima de la mosca de la cebolla Eume rus strigatus Fallen, el cual causa el definitivo decaimiento de las cebollas enfermas también (88,187).

Las áreas infectadas severamente, muestran una postrada- posición del follaje en el campo, apareciendo como heridas - por un rayo. Los nemátodos pueden permanecer en las semi- llas hasta que se plantan o salen cuando hay humedad pre-- sente (88,220).

En México, el único síntoma que se nombra es el de pudri- ción de raíces (91,177).

La mayor infección ocurre a los 21°C en este cultivo.

Zanahoria

El nema ataca las raíces, las cuales no son más grandes- que 5-7 cms, mientras que el follaje no sobrepasa de 10-16cms. La región apical de estas, que representa al hipocotilo del - tallo es hinchado y pálido, exhibiendo muchas fisuras. Los pe



Fig. 25. Raiz de zanahoria, mostrando pudrición provocada por el ataque de dipsaci (178).

dúnculos son hinchados y cubiertos con una hipodermis ampollada, la base de las hojas se pudre. EN distintas instancias, - los tallos son distorsionados y enrollados, ocasionalmente con protuberancias locales como agallas, así como pudrición de -- los tejidos. En todas las partes enfermas se encuentra D. dip saci (88,178)(Figura 26).

Remolacha azucarera

Después de que las semillas germinan los nemas invaden - el hipocotilo, comenzando a alimentar y multiplicarse, alo--- jándose en las partes superiores de las raíces. La acción de este nema y sus secreciones cambian el teñido de la planta -- histológica y químicamente; las plantas severamente atacadas muestran los síntomas de tallos y peciolo torcidos, hojas -- distorsionadas, el follaje es mas delgado que lo normal, en - las yemas se localizan puntos blanquecinos, grietas y pronun_ ciada necrosis (88,231).

El principal daño -cuando es detectable-, ocurre al fina lizar la estación cuando patógenos secundarios entran al te jido dañado,causando pudrición hasta que completamente destru yen el tubérculo. Sin embargo ni el sistema vascular ni las - raíces adventicias son significativamente atrofiadas, el sis tema foliar tiene una apariencia sana. Durante el almacena--- miento la pudrición continúa, lo que decrementa su valor co mercial (231)(Figura 27).

La invasión de la plánta joven de remolacha es favoreci da por el frío y la humedad de la lluvia durante mayo, mien-- tras que a altas temperaturas y condiciones secas, disminuye la actividad del nemátodo. Durante el verano prácticamente no ocurre la invasión de las plantas y la humedad de la primavera determina la cantidad de daño al cultivo bajo condiciones de-

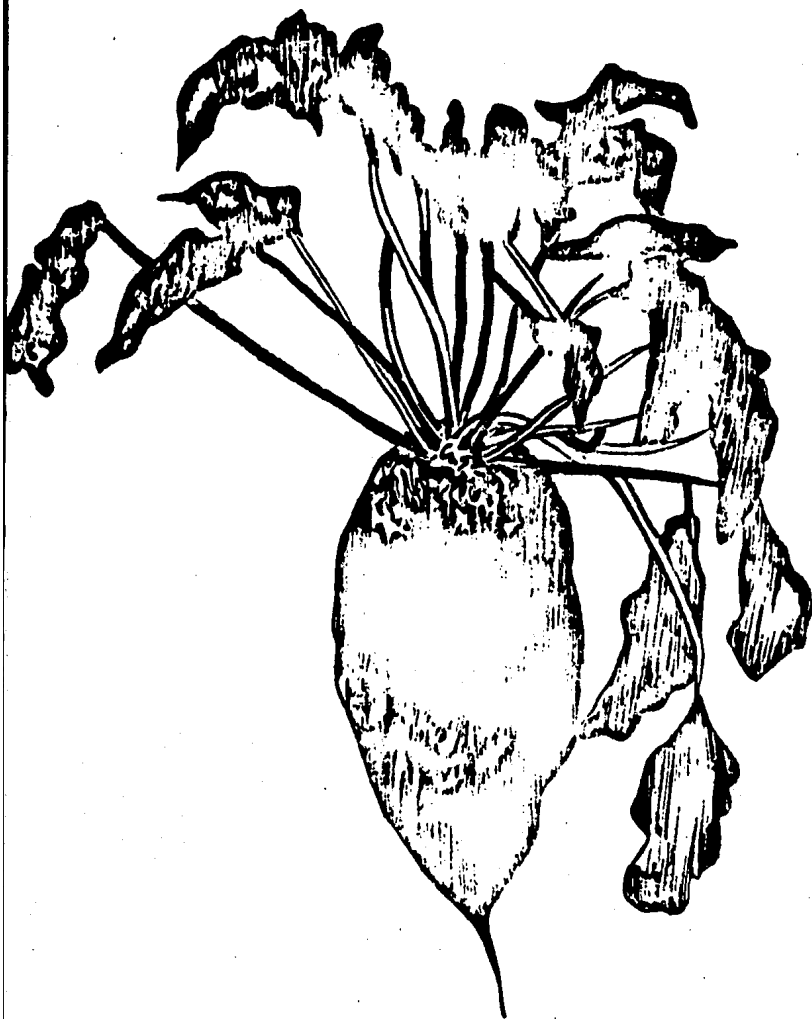


Fig. 27. Planta de remolacha con pudrición en la corona debido al daño por D. dipsaci (33).

Europa central (231). Observándose además densas masas blancas compuestas enteramente de nemas o moviéndose en procesión a lo largo de rutas definidas (97), igualmente en la otra especie que a continuación se define (97).

En cuanto a la remolacha forrajera, exhibe coloración -- parda, necrosamiento de el parénquima que crece esponjoso y - negruzco, y la cáscara se desprende, por último también se pudre (88,231).

Espinaca y Chenopodium son igualmente infestados (88).

Papa

El ciclo de la enfermedad comienza cuando los nemas invaden las partes aéreas de la planta durante temporadas húmedas, siendo los estomas esa vía de entrada; donde las paredes de ellos exhiben posteriormente una coloración parda, hinchamiento de sus células corticales abajo de ellos. D. dipsaci está bien adaptado -como se ha mencionado- para invadir los tejidos, disolviendo la lámina media entre las células. El hinchamiento de las células corticales forzan al estoma a abrirse, así los gusanos sucesores entran fácilmente en la hendidura. También las células subepidérmicas se redondean, proliferando los espacios intercelulares (88,157).

En el suelo, los tubérculos pueden ser también invadidos por medio de lenticelas y "ojos" (88).

En los estados iniciales se forman pequeños hinchamientos locales que comienzan en una axila o en una bifurcación, -ocasionalmente en un internudo o en las nervaduras del envés de las hojas (88).

Ya que el parásito está dentro del medio ambiente protector del tallo o tejidos, la multiplicación es rápida y la planta es severamente atrofiada, distorsionada, causando enanismo, engrosamiento y arrugamiento de tallos y hojas, esto puede -- ocurrir sin síntomas en el tubérculo. El nemátodo puede moverse a través de los tejidos del tallo enfermo, tubérculos o es

tolones. La infección de los tallos es confinada a las regiones inferiores (157,220,231).

Los tejidos enfermos muestran una coloración de gris a café y se esponjan. Todo el almidón almacenado desaparece de las células en la región afectada. Se forma un cambium suberoso entre la región enferma y la sana. La cáscara es de color gris a negruzca y fácilmente se separa, especialmente cuando el cambium ha sido destruido; los tubérculo demuestran una --marchitez o pudrición seca (88).

Parece que la enfermedad prolifera mejor en las especies donde la cáscara es muy desprendible, aunque puede atacar todas (68).

Por último, entran los nemátodos saprófitos y hongos -- a la cosecha muchos nemas regresan al suelo, e hibernan en estado de preadultos, otros quedan dentro de los tejidos secos de las plantas. Así, cuando las condiciones del medio ambiente son propicias, los primeros vuelven a ser infectivos o si los tubérculos son plantados, teniendo inóculo, el ciclo se cierra

En México se ha encontrado esta especie en el cultivo pero sin causar daños considerables (206, Ing. Fco. Biaz*, comunicación personal).

Camote

En los estados iniciales de la enfermedad puede escapar de la atención, sólo cuando las porciones podridas aparecen, pero no hay decoloración. Cuando el tubérculo es cortado transversalmente, una capa café oscura de 3-5 mm de grueso es observada alrededor de la corteza, así como anillos del mismo color, después esta capa se torna negra, es asociada con un oscurecimiento de las porciones interiores del tubérculo (88).

*Investigador del departamento de Sanidad Vegetal, SARH, CODAGEM.

Por otro lado se afirma que la enfermedad no se distribuye ampliamente pero causa grandes péridas en los camotes-almacenados. Los parásitos no se han localizado en las hojas- sin embargo, los vástagos jóvenes tienen una coloración oscura (88).

Posteriormente pueden aparecer hongos y ácaros, que descomponen el tyberculo, el cambium y los haces vasculares desaparecen. Los nemátodos migran dentro del suelo, primero los - especímenes maduros, después las formas juveniles, mientras - los huevos permanecen en la planta muerta. Algunos camotes -- contienen formas jóvenes en estado letárgico solamente (88).

Salsifi

Los nemas se encuentran en gran abundancia en todos los- estados en las bases hinchadas de las hojas maduras, jóvenes- justo donde comienza la corona, en esta región los tejidos son color crema hasta que se necrotizan volviéndose cafés. Sigue- un daño por organismos secundarios(96).

Trigo sarraceno

Este trigo muestra tallos llenos de una masa esponjosa,- y son conspicuamente enanos y caen antes de que las flores se desarrollen. En caso de que no caigan, las flores que se for- man son muy pequeñas (88).

Ruibarbo.

En plantas atacadas la corona de la planta es más fuertemente dañada, ya que es fácilmente desprendible. A menudo las partes enfermas son finamente limitadas con el tejido sano. - La infestación activa va siempre unida a la pudrición. Preva- lece en suelos ligeros (88).

Citrinia

En esta planta, las raíces son delgadas, la corona descolorida, sus regiones laterales rajadas y estriadas, exhibiendo necrosis en los tejidos. Los pedúnculos son pequeños, sus bases hinchadas, mostrando también rajaduras y arrugamiento. En las hojas --abajo de la epidermis--, se encuentran en la nervadura principal del haz, lo que constituye la principal trayectoria para los parásitos que invaden la lámina, así como en las venas principales. Cuando la cantidad de parásitos se incrementan en las hojas, las larvas migran a los tejidos del mesófilo o al envés. En estas también se produce un arrugamiento, lo que parece es un fenómeno de reacción a la presencia de aquellos, presumiblemente a las sustancias que ellos secretan.

En todos los tejidos mencionados se observan numerosos especímenes de D. dipsaci (88).

Tomate

En la planta de tomate, el tallo se tuerce y se raja --- (178).

Tabaco.

Durante el tiempo de humedad, los nemas entran a las hojas o al tallo de plántulas de tabaco e inducen el desarrollo de pequeños hinchamientos amarillos o agallas que pueden extenderse hasta 40 cms o más de el nivel del suelo.

Las agallas se pudren, la planta detiene su crecimiento, eventualmente el tallo se rompe por la corona y la planta es-

fácilmente derribada. Los hinchamientos incrementan en cantidad, el tallo se oscurece y los tejidos mueren prematuramente. Las hojas inferiores se desprenden y las superiores se tornan amarillas, permanecen pequeñas y lanceoladas, los retoños se deforman y ocasionalmente mueren. Un severo marchitamiento ocurre sólo en estados avanzados, ya que el sistema vascular permanece funcional por un considerable periodo de tiempo después de iniciarse la humedad. Las plantas jóvenes son más susceptibles que las maduras (29,88,90,157,178).

El nemátodo del tallo es favorecido por el tiempo frío y húmedo. La infección de la planta se presenta entre los 15-20 grados C, a niveles de contenido de humedad que varían desde el 40% hasta poco menos de la "capacidad de campo" (29).

Fresa

La enfermedad se manifiesta en fresas como hinchamiento de los tallo y peciolo, que además exhiben crecimiento lento o detenido, mientras que las hojas son enroscadas y distorsionadas, además agallamiento de flores y frutos. Ataca también fresas silvestres, y ocurre frecuentemente en localidades como un verano frío (88,157)(Figura 28A).

En México, se ha encontrado asociado con el cultivo en el suelo y partes aéreas, sin causar daños aparentes (185).

Perejil

Invaden las raíces, que cuando se remueven muestran regiones necróticas extendiéndose bien dentro de ellas, hacia la corona y el parénquima cortical. En otros casos, la necrosis cortical ocurre aparentemente independiente de la corona. Provoca además enanismo y distorsión de hojas y peciolo. --- Cuando hay una gran cantidad de invasores, aumenta la decoloración.



26 A. Píctula de fresco con típico hinchamiento basal de pedúnculos (88).

B. hinchamiento axilar del pedúnculo en Convolvulus arvensis (88).

ración en las raíces. La invasión de estas es independiente - también del de las hojas (96).

Narciso.

La entrada a las hojas cuando emergen del bulbo es vía estomas o también parte de algunos parásitos se quedan dentro de las escamas de las que las hojas se originan. Parece que se multiplican en tejidos principalmente después de la floración, cuando el follaje comienza a senecer y el recrecimiento del bulbo ocurre, esto sugiere que hay un cambio en la fisiología postfloración de la planta, la cual produce un medio ambiente más favorable en esta temporada (220).

Cuando las colonias se establecen forman puntos cafés en las escamas de los bulbos, las que gradualmente se diseminan hasta que se involucra la escama entera. En estados avanzados, en las hojas se forman pequeños hinchamientos conocidos como "spikkles", los que pueden ser detectados quitando la epidermis entre la nervadura central y el limbo. Además se forman anillos cafés que se observan cuando se corta el bulbo transversalmente (242)(Figura 29).

El bulbo se hincha y se esponja, puede aparecer transparente y no produce flores (219). Las hojas, vástagos y tallos florales se curvan, se atrofian y exhiben las características "spikkles" amarillas, que contienen agregaciones de nemas. El daño es más grande en escamas carnosas, cerca del cuello de los bulbos y en la región del disco basal (88,114,242).

Se muestra que los bulbos infestados con el nemátodo del tallo se deterioran en el almacén entre la cosecha y la plantación. La deterioración puede ser debida no sólo a la continua alimentación de los gusanos y los organismos secundarios sino también puede ser resultado de un incremento considera--



Fig. 29. Síntomas en narciso, mostrando anillos cafées incompletos y completos -
causados por D. dipsaci (2).

ble de parástios (242).

Los bulbos decaídos no son ya un habitat deseable para los nemas y los preadultos frecuentemente migran hacia el disco basal y emergen de las escamas para formar masas de "gusanos". Cuando los bulbos enfermos son plantados, muchos de estos migran dentro del suelo y se mueven hacia hileras de otros bulbos (220).

Parece que la población de los fitoparásitos está asociado con el final de la estación de crecimiento, con el incremento de temperatura-aire de 10-20°C, durante mayo a junio (219).

Iris

Se reconoce la enfermedad porque las escamas exteriores son café y son fácilmente removidas, de aquí la enfermedad se disemina, ahora el centro de infección cambia de café a un color plomo. En una sección transversal, el bulbo infestado muestra áreas circulares y estrías, éstas últimas se juntan, al mismo tiempo la escama se torna esponjosa. En Muchos casos avanzados se afecta todo el bulbo, corriendo en el interior pequeños túnes o canales que conectan los anillo. Los síntomas son restringidos al bulbo, no se observan "spikkles" en las hojas, aunque detienen su crecimiento y algunas veces se ponen amarillas y las flores no se desarrollan. Un bulbo puede ser aniquilado en 5 o 6 meses.

Algunas veces, como en I. xiphioides, es difícil detectar los síntomas en bulbos en dormancia a menos que las escamas exteriores sean removidas, ya que no exhiben lesiones superficiales ni pudrición húmeda. En bulbos fuertemente infestados, la región basal se rompe, presentando también anillos café.

En el campo los parches infestados pueden ser localizados después de observar que no hay un buen crecimiento de las plantas, en este caso la enfermedad se desarrolla lentamente (88).

Jacinto

Los pedúnculos en esta planta crecen hinchados, con puntos amarillos transparentes o pústulas, las hojas se acortan y se tuercen, el tallo floral es enano y de cabezas malformadas. En una sección transversal, los bulbos enfermos muestran decoloraciones café de diferentes escamas.

El almidón desaparece de las áreas afectadas, formándose un mucilago de color café, así como en las células parenquimatosas. Generalmente los parásitos se encuentran en las hojas enfermas, pero como la producción de dicha substancia comienza, migran a los nuevos bulbos formados y en primavera invaden las nuevas hojas. Contrariamente a las otras enfermedades los nemas permanecen en los tejidos de las plantas.

El mismo parásito es conocido en Scylla, Chionodoxa y Tulipa en Holanda, Kniphofia en Inglaterra. En Chionodoxa, las escamas superficiales afectadas son marchitas y muestran una coloración de café a negra, mientras que las escamas interiores exhiben los característicos anillos café.

También se ha observado D. dipsaci en las hojas superiores del tulipán, lo cual es remarcable, ya que el parásito generalmente es restringido a bulbos (88).

Clavel

Dianthus y Spergula, cuando son infectadas, se le conoce como enfermedad de Ananas; los internodos se acortan, las hojas en consecuencia son tan estrechamente unidas, que parecen una anona (88).

Flox

En las porciones terminales de los tallos jóvenes se forman hinchamientos elongados (de 1-2 pulgadas) en los cuales los nemas se congregan. En estas porciones abultadas, un grupo de hojas estrechamente dispuestas forman una roseta. Los tallos muy altos pueden servir de ejes con elongados nudos y pueden producir hojas deformadas y contorsionadas, con bordes irregulares, o muy elongadas, angostas y distorsionadas, o su crecimiento longitudinal detenido. Los tejidos de tallos y hojas son quebradizos. Por otro lado, las plantas pueden tener enanismo y los tallos afectados muestran una tendencia a curvarse, decolorarse, algunas veces toda la planta semeja un estado de "escoba de brujas".

Ocasionalmente los tallos pueden dividirse como los tejidos invadidos se desintegran. Los nemátodos penetran en la epidermis de las porciones subterráneas de los tallos y vástagos jóvenes y viajan a los tallos a través de la capa cortical. Aunque las flores son algunas veces penetradas por los nemas, no se localizan en las semillas; como las plantas se van muriendo, algunos fitoparásitos regresan al suelo a través de la capa medular que se encuentra alrededor de la zona vascular. Algunos son atrapados ahí, entrando en estado quiescente hasta que las condiciones sean favorables (88).

Se han encontrado los nemas en 127 variedades de Flox, dentro de hojas, tallos, sépalos y corola (217).

Primula

La invasión comienza en los botones florales, donde el receptáculo, los sépalos, pétalos y anteras son infestadas.

En general las plantas afectadas manifiestan enanismo, considerable hinchamiento de las bases de los pecúnculos, una pronunciada inflamación de los tejidos blandos en el interior del tallo, donde se localizan un buen número de huevos, a lo-

largo de la nervadura central y las principales venas de la hoja, tanto en el envés como en el haz. Como en chirivía las larvas invaden el mesófilo.

En Primula polyantha, las coronas son compuestas de hojas torcidas, donde la epidermis es inflada y los pedúnculos no exponen hinchamientos.

En especies muy susceptibles, los síntomas pueden dividirse en las de hojas y en tallos florales; donde la nervadura central y venas secundarias son finamente definidas; en color café o negro. Los limbos tienen una apariencia pustular - desarrollando primero un verde pálido o amarillento en la orilla, a continuación se extiende al centro, finalmente las hojas decaen, se tornan completamente cafés o negras. Los tallos son enanos y torcidos con pústulas blancas, las que se vuelven negras. También exhiben estrias longitudinales debido a las rajaduras del tejido interior, finalmente pueden partirse. Las flores son pequeñas, pálidas, y pobres en forma, no producen semillas, seguidamente se marchitan y mueren prematuramente (88).

Cardo

Los nemátodos entran en las plántulas de cardo durante períodos húmedos. Si grandes poblaciones son presentes, la muerte del huésped puede seguir en un corto tiempo, mientras que poco o moderadamente infestadas viven a través de la primera estación (ya que es un cultivo bianual). Cuando el desarrollo prosigue en el segundo año, los parásitos se congregan cerca del centro de la corona donde se reproducen rápidamente. Ellos entran en el punto de crecimiento, y son llevados en los tallos, donde se desarrollan, arribando finalmente al extremo donde el joven conglomerado de espinas es formado. Los tejidos vasculares leñosos de los mismos son atacados, produciendo enanismo, hinchamiento, en los que se encuentran cien-

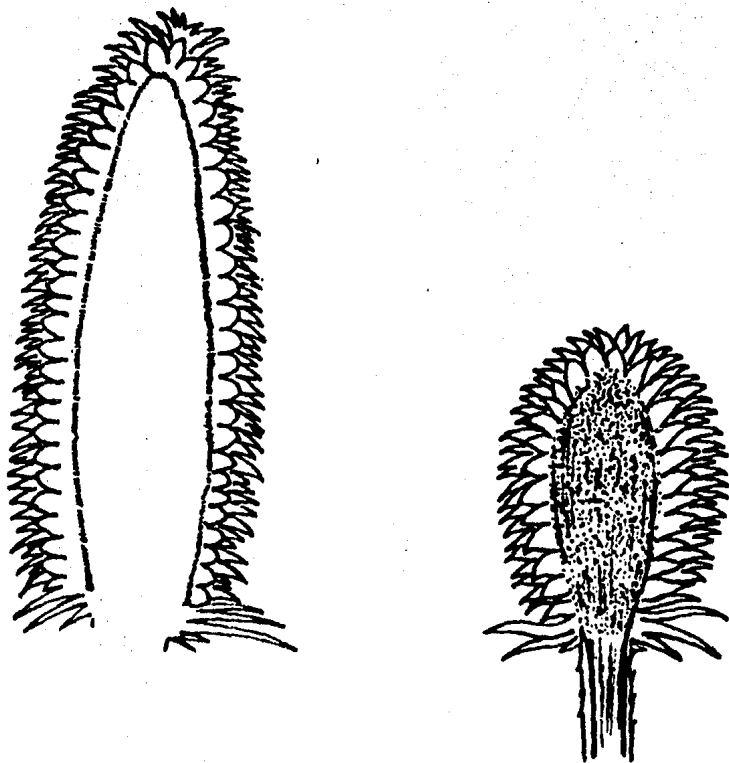


Fig. 30. Corte longitudinal de las cabezas de carda, izquierda normal y derecha infestada con D.
dipsaci, (220).

tos de nemas preadultos congregados en la capa exterior, formándose además blancas masas cerca de la médula. La infestación es mayor si es plantado donde anteriormente hubo narciso, alfalfa y trébol.

Las flores crecen descoloridas, abortan y se secan, hasta que finalmente la cabeza se vacía. Las semillas completamente son abortadas o quedan en la mitad del tamaño original en el caso de que los tejidos vasculares permanezcan indemnes (220)(Figura 30).

Malas micras

Plantago major , P. marítima e Hypochaeris radicata L. muestran una apariencia pustular, hojas desordenadas. En plantas ligeramente infectadas las agallas formadas por porciones hinchadas de las hojas tienden a encontrarse en las venas y son de color pálido. Ellas pueden involucrar todo el limbo. Consecuentemente las venas pierden su identidad como surcos y son parte del hinchamiento general.

Los estomas son anormales, sus células iniciales se dividen en tres, sus poros permanecen rudimentarios o se pierden. Las células del parénquima esponjoso son considerablemente alargadas. Los haces vasculares incrementan su contorno. El colénquima arriba y abajo de los haces son grandes en número, el espacio del sistema intercelular se alarga considerablemente, hay hipertrofia y formación de células multinucleadas, esta formación de agallas es una reacción de la planta a la presencia de los nemas. Los tejidos cambian de anormal a normal con la distancia del foco de infección.

En Ranunculus repens, los pedúnculos son los más afectados, hay hinchamiento y exponen una necrotización de las células epidermales, de color pardo o inflamación, esta afección-

da lugar a la proliferación del tejido interior y la formación de estructuras semejando lenticelas. Las raíces adventicias dan lugar a la formación de nuevas rosetas, las cuales son formadas donde las raíces tocan el suelo con sus internodos y en consecuencia esta formación de raíz es posible. Los parásitos viven primeramente en las plantas madres marchitas, posteriormente migran a esas rosetas e invaden los pedúnculos. La infección se propaga y da lugar a una múltiple infección secundaria. A menudo los gusanos se ocultan en las vainas de las hojas jóvenes y provocan un hinchamiento en la corteza.

Coronopus ruelli, desarrollándose en un cultivo de narcisos enfermos, muestran hojas torcidas . Limulus humulus, no ostenta hinchamientos pero si un enanismo en el tallo.

Galium aparine L., todas las plantas infestadas muestran amarillamiento de las hojas inferiores, sin algún signo de distorsión de tallos u hojas, también se observan los mismos síntomas en Calceolaria. Las plantas jóvenes muestran los primeros signos de infestación en los cotiledones, los cuales exhiben unas pequeñas manchas cloróticas que continúan con una lesión descolorida, extendiéndose a lo largo de un lado del peciolo del tallo principal y es notable una ligera distorsión, en ese lado del cotiledón el cual fué ligeramente más pequeño que los otros. Stellaria media y Calceolaria sirven como huéspedes intermedios entre avena y frijol (88).

Cirsium arvense, provoca en él, inducción de hinchamiento en o cerca del meristemo apical de vástagos. El hinchamiento es usualmente elíptico, con un diámetro 2 veces mayor que los tallos normales. Las hojas cercanas del hinchamiento son cloróticas como los tallos; estos en las primeras etapas de la infección son verdes, pero se vuelven cafés hasta que el hinchamiento alcanza su máximo tamaño. Las plantas infectadas llegan a tener 15 cms de longitud antes de que el crecimiento

cese.

Los tallos infectados son caracterizados por masas irregulares de forma de células extendiéndose dentro de la cavidad. Los nemas se concentran alrededor de la orilla de la misma y más nemas son asociados con la médula dentro del área de lineada por haces vasculares. En el hueco se encuentran las agallas, siendo caracterizadas por extensa hipertrofia e hiperplasia, diferenciación del tejido de nutrición y modificación nuclear.

Se afirma que las agallas producidas por estos parásitos son simplemente hinchamientos patológicos o alargamientos de una parte de la planta, independiente de la organización histológica o estructural. Sin embargo, en el sitio de alimentación se forma una capa de células que son llamadas nutritivas y son inducidas y comidas por los nemas, son ricas en citoplasma, contienen fragmentos de vacuolas, exhiben hipertrofia nuclear y nucleolar, ricas en mitocondrias y contienen una gran concentración de lípidos, enzimas hidrolíticas y aminoácidos.

Las células nutritivas no se forman hasta que la alimentación comienza en las células cercanas al meristemo apical, proliferan en el núcleo del parénquima y haces vasculares; se afirma que funcionan como vertedero fisiológico atrayendo así milados en la agalla y formadores de estas. El volumen de la capa nutritiva es una indicación de la extensión del efecto de vertedero (230).

Helenius spp., manifiesta distorsión del tallo y hojas, así como hinchamientos como agallas en el tallo, especialmente en nudos (183).

Aethusa cynapium , Avena fatua , Convolvulus arvensis (Figura 233), Polygonum convulvulus , P. persicaria , y Sonchus arvensis , ostentan hidrólisis de tejido, malformación de hojas, tallos y decaimiento de partes atacadas (183).

3.2. Ditylenchus destructor Thorne, 1945

Papa

Los nemas entran a los tubérculos a través de poros naturales (lenticelas) o los "ojos" donde se forman unas bolsas de tejidos infestados antes de que se note algún signo en la superficie. Cuando se pelan estos, las primeras bolsas de infestación pueden ser observadas como pequeños puntos blancos-diferenciándose de la pulpa sana (5,220,231). Después se alargan, oscureciéndose un poco y mostrando una textura lanosa, con una cavidad en el centro. La cáscara puede ser atacada, mostrando arrugamiento y ruptura en el caso contrario -- permanece muy delgada parecida al papel y al final se rompe -- debido a la tensión en el tubérculo (231)(Figura 31).

Hay una notoria diferencia entre la porción podrida y -- los tejidos no invadidos, lo que es llamado el frente de alimentación, en esta porción se encuentran nemátodos de todos -- los estados (220).

Exámenes de infecciones iniciales indican que los nemas -- después de la penetración a la peridermis, viajan a través de las 4-5 células corticales exteriores y se alimentan en ellas. Muchas de ellas en estas áreas se colapsan, mientras que otras permanecen intactas, donde toman una apariencia blanquecina. -- El contenido de almidón de las células adyacentes inmediata-- mente al área de alimentación es grandemente reducida (85), -- aumentando por otra parte el contenido de nitrógeno total y -- agua (182).

La presencia de D. destructor es difícil de determinar -- bajo condiciones de campo ya que los síntomas sólo se localizan en los tubérculos. Un tubérculo seriamente infestado muestra generalmente áreas de pudrición en la superficie, la cáscara hundida y arrugada, que es fácilmente desprendible; ---

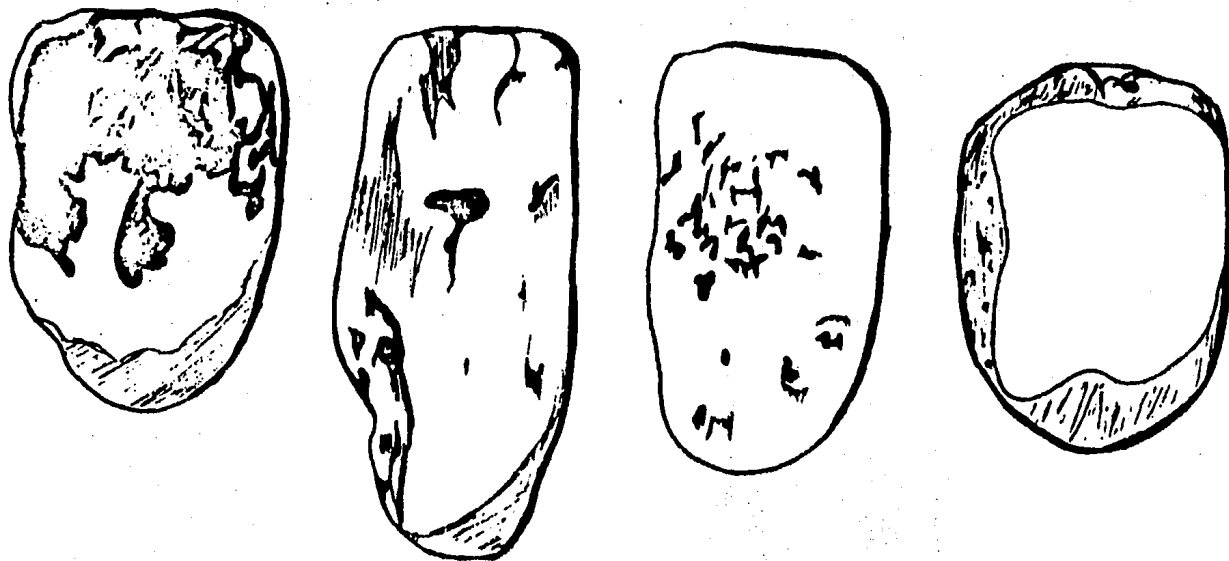
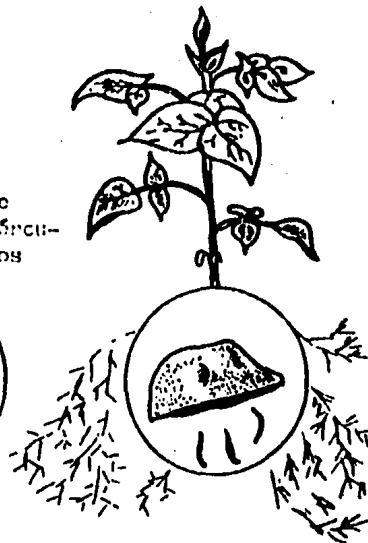
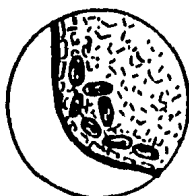
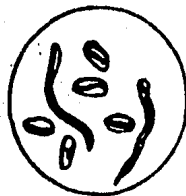


Fig. 31. Síntomas causados por D. destructor en papa, observándose la evolución de la enfermedad de derecha a izquierda (157,220).

hibernación de
huevos y larvas
en el suelo

hibernación de
huevos en tubércu-
los almacenados

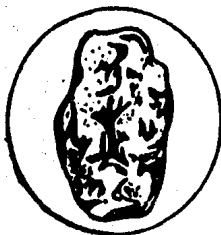


L2's, L3's, L4's, alimentándose
en malezas, en primavera

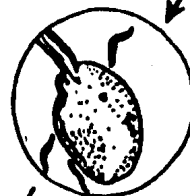


L2, emergencia del
pedazo de "semilla"

todos los estados entran
al tubérculo



daño del tubérculo



Algunas larvas viven
en tubérculos sanos

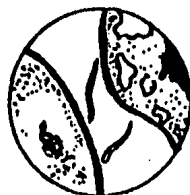


Fig. 32. Ciclo de la enfermedad en papa por D. destructor (157). L2's, L3's, L4's= larvas del segundo, tercero y cuarto estado respectivamente.

usualmente el tejido tiene una apariencia seca y harinosa, va ría en color, de gris a café oscuro o negro (14,85)(Figura -- 32).

Posteriormente entran los hongos, bacterias y nemátodos-saprófitos, que provocan una pudrición húmeda, en esta etapa los parásitos evacuan el tubérculo. Como se almacenan en seco las papas con inóculo se secan y momifican, flotando en el -- agua (85,220).

El fitoparásito que sirve de inóculo primario puede so-- brevivir en el suelo parasitando hongos y malezas o puede ser introducido cuando se utiliza como semilla, tubérculos enfermos. Las lesiones en las cuales los nemátodos y demás organismos involucrados están presentes, continúan desarrollándose - en tubérculos almacenados más o menos por 4 meses a 4°C (5,85, 231).

Cerca de los tubérculos sanos, hay migración de los nemátodos en sus vecinos enfermos hasta que los infestan. Si la - pudrición seca continúa en almacenamiento, los nemátodos so-- breviven en ellos, usualmente como huevos, si los tubérculos- son plantados, los huevos eclosionan y el ciclo es otra vez - iniciado. La mayor infestación ocurre entre 15-20°C y en hume dad relativa de 90-100% (5,157).

Iris

Los nemátodos entran a los bulbos a través de las raíces y el primer síntoma de ataque es un ennegrecimiento de los ha ces vasculares, sólo visibles cuando el bulbo es cortado trans versalmente cerca de la base (14).

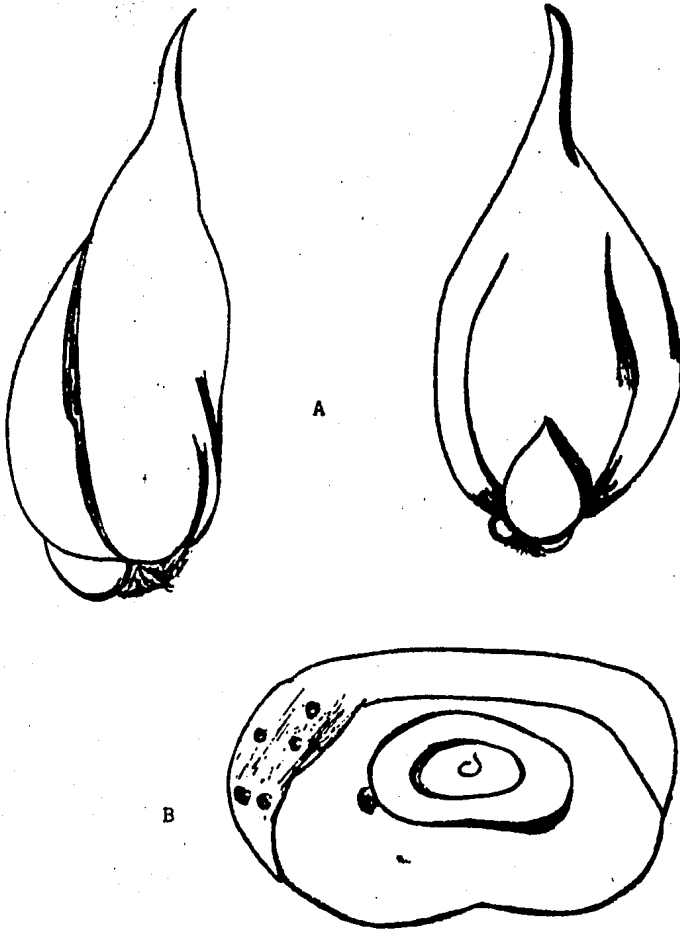


Fig. 33. Bulbos de iris atacados por el nemátodo de papa (*D. destructor*), muestra las líneas oscuras que se diseminan hacia arriba de la base (14). A. B. Sección transversal de bulbo de iris, mostrando el oscurecimiento de los haces vasculares (14).

Las cáscaras de los bulbos algunas veces se demenzan en la base, en el disco basal y las brácteas carnosas se separan por una grieta oscura y hundida, amarillenta, con rayas gris-a negras, usualmente en la base; tales rayas algunas veces se fusionan y pudren toda la escama y el bulbo. Las hojas son atrofiadas o ausentes bajo severas inestaciones, pero no forman "spikkles". Los tallos pueden tener áreas amarillas o --- gris claro unidas al bulbo. Los síntomas pueden variar con -- las variedades, pero la decoloración gris del disco basal es-- más constante, especialmente en iris ingleses. Las lesiones - oscuras se extienden hacia arriba del disco basal, usualmente son las marcas más conspicuas en infecciones avanzadas (220)- (Figura 33).

Cuando los bulbos enfermos son plantados, hay un desarro- llo desigual de raíces (a menudo sólo una parte de el plato - basal) y en consecuencia pobre crecimiento. Algunas plantas - no emergen o se mueren después de la emergencia, especialmen- te cuando hay ataque secundario por hongos. Dependiendo de -- las condiciones del suelo la proporción de bulbos infestados- puede incrementarse o decrecer considerablemente de una esta- ción a la siguiente. El daño es mayor en bulbos grandes que - en los pequeños (14).

Remolacha azucarera;

Los nemas entran a la remolacha, cerca de la corona, la- primera evidencia de su presencia es una pequeña área descolo- rida abajo de la corteza, la cual rápidamente se desarrolla - hasta que la corona entera es involucrada. Frecuentemente el- área se divide hacia el interior y una "verruga" elongada, os- cura, se forma. Típicamente los tejidos dañados tienen una -- apariencia seca, porosa; sólo las fibras y los haces vascula- res permanecen intactas (63,220).

Como la infección progresa la corteza se vuelve café y rugosa, sigue un rompimiento ya que los tejidos se contraen. Los nemas continúan avanzando dentro de los tejidos sanos y organismos secundarios como hongos y bacterias les siguen hasta que eventualmente la remolacha entera es destruida (63).

Trébol rojo

Se forman lesiones rugosas y hundidas, justo abajo de la corona y contienen a grandes cantidades de parásitos en todos los estados. Usualmente poco o algún daño es evidente en plantas maduras (220).

Menta

Daños visibles a las plantas no es evidente, pero la examinación de los rizomas creciendo en suelos infestados frecuentemente revela lesiones café o negras en las que ellos viven (220). Esta planta es el principal huésped de D. destructor al que invade, e infecta también a las raíces adventicias; en algunos lugares esta maleza (Mentha arvensis L) parece ser el principal factor de que el nema pueda persistir y ser una plaga seria (14,220).

Se han encontrado además en la corona de Taraxacum officinale; en las raíces adventicias de Sonchus arvensis y otras malas hierbas mencionadas en la lista (220).

Sonchus arvensis, juega un papel similar al de la Mentha pero es menos importante. Estas dos plantas son muy resistentes a los herbicidas, son malezas que persisten mucho en cultivos de cereales (14).

Hongos

Se ha demostrado que *D. destructor* se alimenta y reproduce en hongos. El micelio de las setas es el alimento adecuado para el crecimiento de colonias (220).

En este nemátodo existen cambios morfológicos, dependiendo del huésped, como por ejemplo cuando se ponen en un cultivo de hongos, si estos sobrecrecen, los nemas se acortan y regresan a su estado normal después de unas pocas generaciones en discos de hongos frescos como alimento (220).

3.3. Ditylenchus angustus (Butler, 1913) Filipjev, 1936

Arroz

La enfermedad es llamada "ufra", se observa mientras las plantas son jóvenes y con condiciones ideales. El primer síntoma es una marcada clorosis de las hojas seguido por un marchitamiento y muerte de las plántulas, posteriormente las hojas superiores son cloróticas en franjas, son delgadas y débiles o tipo mosaico, tornándose más evidente a medida que pasa el tiempo (178), ya que invaden los puntos de crecimiento (88, 166, 220).

Cuando las espigas han comenzado a formarse dentro del cogollo unas pocas manchas dispersas aparecen en las hojas y vainas. Si las vainas son removidas, las capas interiores se ven con el mismo tipo de síntoma y hay una tendencia al arrugamiento de las mismas. Las hojas superiores son principalmente afectadas y en los tallos aparecen también manchas sobre todo en los internodos superiores, las que después se oscurecen (134, 162).



Fig. 34. Panículas y hojas de arroz afectadas por *D. angustus* (71).

Se dice que hay dos tipos distintos de síntomas conocidos como "thor" ufra y "pucca" ufra. En la primera la espiga permanece enteramente encerrada dentro de la vaina y no emerge, toda la estructura comienza a alargarse dentro de un engrosamiento en forma de huso. La vaina es frecuente pero no siempre; algunas veces las manchas son reducidas, a oval o puntos elípticos no más de 5 mm de largo, algunas veces es enteramente ausente. La espiga se pone café oscura, toda la estructura se tuerce y distorsiona, no se forman los granos. Las partes florales se reducen en tamaño y són difíciles de identificar. La remoción de las vainas de las hojas revelan una decoloración café oscura del pedúnculo y de los internodos superiores. El torcimiento en espiral de la espiga se acompaña con el color café. Hay fuerte proliferación de retoños, en las porciones infectadas del tallo y a menudo la formación de 2 o 3 espigas distorsionadas alrededor de una vaina (162).

En "pucca" ufra, las espigas emergen de la vaina, usualmente producen algunos granos normales, especialmente cerca de la punta. El pedúnculo se torna café oscuro a negro y las flores en la parte baja de la espiga permanece infértil, con el color típico o puede tener granos parcialmente formados. Son comunes los tipos intermedios de "thor" ufra y "pucca" ufra (166).

Se menciona, por otro lado, que si el daño es temprano, la panoja se queda encerrada en la vaina y si el ataque es tardío, la panoja emerge y produce granos normales solamente en el ápice (178).

La malformación de las panículas puede deberse también al ataque de otros parásitos, así como algunos puntos necróticos en los tallos (168). Puede presentarse además enrollamiento en el pedúnculo de la panícula, junto con el raquis y los pedicelos de las espiguillas (168)(Figura 34).

Los síntomas del daño aparecen dentro de una semana en plantas jóvenes y en 10-15 días en plantas maduras previo al floreamiento (13).

Se alimenta en arroz cultivado y silvestre en todos los estados de crecimiento de la planta, en la ausencia de un cultivo de arroz, el nema sobrevive en plantas de la gramínea -- que quedan como rastrojos, retoños o silvestres, el primero -- además funciona como inóculo primario, o enrollándose en estado de preadulto dentro de una masa algodonosa de los rastrojos o en la superficie del suelo (13,166).

El factor secundario es el agua, ya que con la película de esta hay una distribución continua del inóculo, sucede lo contrario con el primario (157).

Las más severas infestaciones ocurren durante el período de lluvia (julio a diciembre, no antes de junio); menos efectos durante el otoño tropical (septiembre a junio), la que incluye una pequeña estación seca (157). Siendo la temperatura óptima de infección de 28-30°C (13).

3.4. Ditylenchus radicicolus (Greeff, 1872) Filipjev, 1936

Familia Graminae

En cebada, si el ataque es severo es aniquilada o si sobreviven permanecen atrofiadas y deformadas con el follaje amarillento. En Elymus arenarius puede ser deformado en las raíces si son densamente agalladas. Las agallas se forman en las puntas de las raíces, es en esta región donde causan una curvatura en espiral, el tamaño puede variar de 0.5 a 6.0 mm (220).

Todo el ciclo de vida de este nema desde el momento de la infección de las raíces, inmediatamente forma la agalla, hasta el momento en que la larva de la siguiente generación -

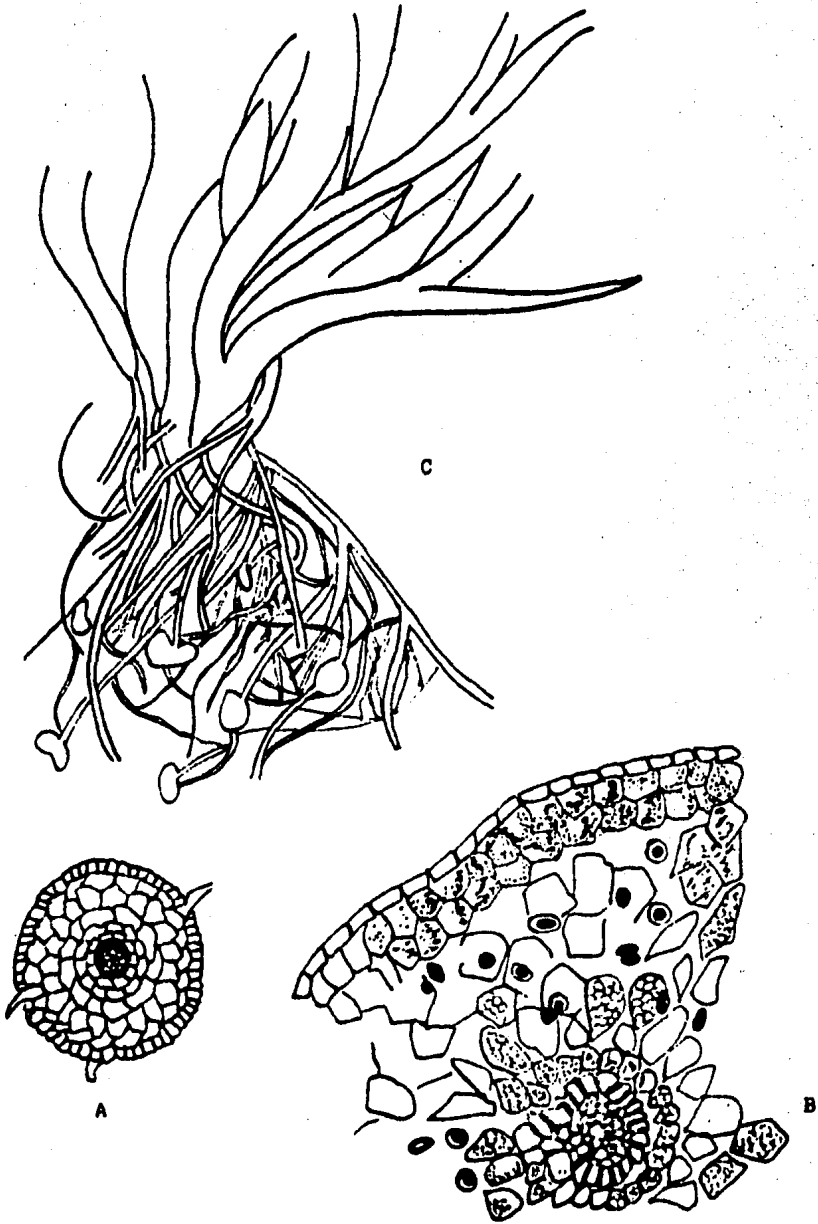


Fig. 35. A. Sección transversal de una raíz normal de Elymus arenarius; B. Porción de una sección transversal de una agalla en una raíz de Elymus, provocada por D. radicola; C. Planta de trigo mostrando agallas en las raíces por D. radicola-(88,220).

sale del huevo, se lleva a cabo en la misma agalla, durante un simple verano (220) (Figura 35a).

Una sección transversal de una agalla muestra que las células epidermales son más largas que las normales, siendo la corteza usual de 4-5 capas, se convierte en una de 10-12, formada de células pequeñas en el centro y alargadas cerca de la epidermis. Las células corticales son granulares en apariencia, y cada una contiene un núcleo conspicuo, en el que puede haber uno o más nucleolos. Los parásitos se agregan en las células corticales rompiendo sus paredes hasta que grandes cámaras son formadas, por donde el nema se mueve. Se desarrolla más el cilindro central, acompañado por un incremento en el tamaño y número de células. Las que componen la endodermis son alargadas, perdiéndose en parte el engrosamiento de las paredes laterales, lo que permite un rompimiento de las mismas, gradualmente toda la agalla se rompe (220) (Figura 35c).

En este caso los nemas no se alimentan por la punción de las células con el estilete sino por la absorción de sustancias derramadas por las células adyacentes en los espacios intercelulares. Si se encuentran pocas larvas, hay una alteración y alargamiento de las células corticales que se encuentran a una comparativa gran distancia de el punto local del parásito, lo que hace probable que estos secreten una sustancia que se difunde através de los tejidos de la planta (88).

Estas células pueden ser consideradas como análogas de células gigantes producidas en raíces atacadas por especies de Heteroderidae (220).

En Phleum pratense, muestra un crecimiento retardado pero no hay formación de agallas en las raíces. Lo que sugiere que existen diferentes razas de esta especie (88).

Cuando el suelo tiene una cubierta delgada como de 3-5-pulgadas, el daño puede ser mayor, sobre todo si la estructura es pobre y muy laminada. La infección toma lugar en julio y la menor en octubre (143).

3.5. Ditylenchus graminophilus (T. Goodey, 1933) Filip. 1936.

Familia Graminae

Invaden las hojas jóvenes, donde producen agallas en su base, en el limbo y en la punta, así como en las vainas foliares. Las agallas pueden ser fusiformes, variando en longitud de 1 o 2 a 10-15 mm, por 1-2 mm de ancho. Durante su desarrollo cambian de color de gris amarillento, púrpura rojizo a púrpura oscuro, toman ese color porque las células del mesófilo abajo de la epidermis son llenadas con células minadas de color rojo (88).

Si dos agallas son situadas lado a lado, como puede ser en las situadas en las bases de las hojas, da lugar a un verdadero minchamiento. En ellas se desarrolla todo el ciclo de vida (88).

Cuando una sección transversal de tales agallas es estudiada, se observa que el tejido en y a cada lado de las venas es involucrado (88).

Un estrecho y profundo canal, se advierte además que corre paralelamente con el eje longitudinal de la agalla y dividiéndola en dos partes iguales. Se incrementa el número de haces vasculares, mesófilo por la multiplicación celular.

Las agallas en cuestión son semejantes a las producidas por D. radicolica (88). Como existe rompimiento de los espacios intercelulares, los nemas se alojan ahí (83)(Figura 36).

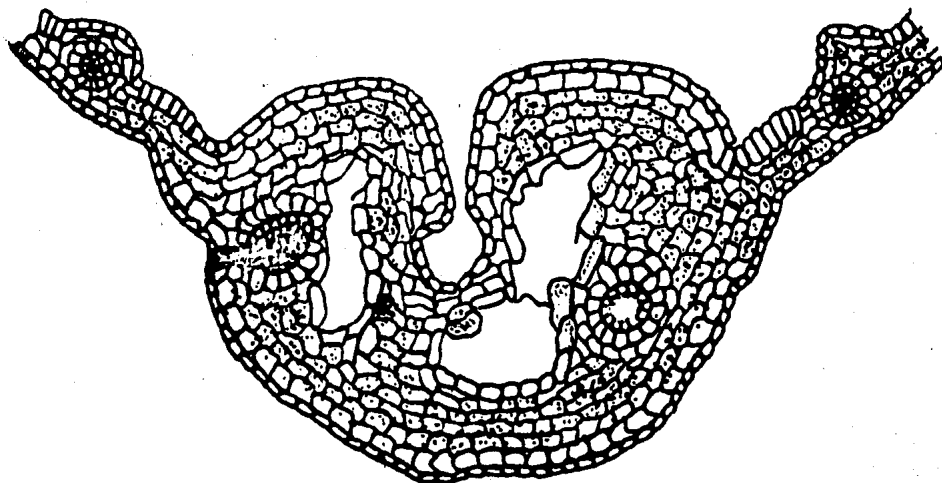


Fig. 36. Sección transversal de una agalla en una hoja de Agrostis, infectada por D. graninophilus (83).

3.6. Ditylenchus myceliophagus J.B. Goodey, 1958

Setas

Se alimenta de la hifa de las setas. Los nemas en una posición de alimentación oprimen la pared de la hifa y por una serie de acometidas con el estilete atraviesan la pared, esta se colapsa, vertiendo su contenido (18).

La composta donde se cultivan las setas toma aspecto mojado, pardo oscuro, hundido en las zonas atacadas y mal olor, los botones de ellas se ponen también parduzcos y perecen --- (93).

A veces se reúnen grupos muy numerosos de parásitos, --- cuando la humedad es alta y el micelio es ya destruido, forman masas alargadas de algunos centímetros, que acaban colgando de los bordes de las cajas donde se cultiva el champiñón, hasta que caen al suelo (Figura 37). El comportamiento de D. myceliophagus en camas de hongos, sugiere que ese agrupamiento es un fenómeno de escape ya que los nemas no viven en la --- composta fétida donde el micelio es totalmente destruido (117). En Francia, este parásito es un problema muy grave (34,93), --- aunque la cantidad de nemas no afecta la severidad del daño, --- determina la longitud de el periodo entre penetración y muerte en la colonia de setas (18).

3.7. Ditylenchus dendrophilus Marcinowsky, 1909

Ha sido encontrado en el flujo mucilaginoso de cerezas, --- donde los nemas se encuentran en estado de anabiosis (88).

3.8. Ditylenchus intermedius (de Man, 1880) Filip., 1936

Ha sido asociado con maíz y gladiolo (raíces), pero sin probar su patogenicidad (88,150).

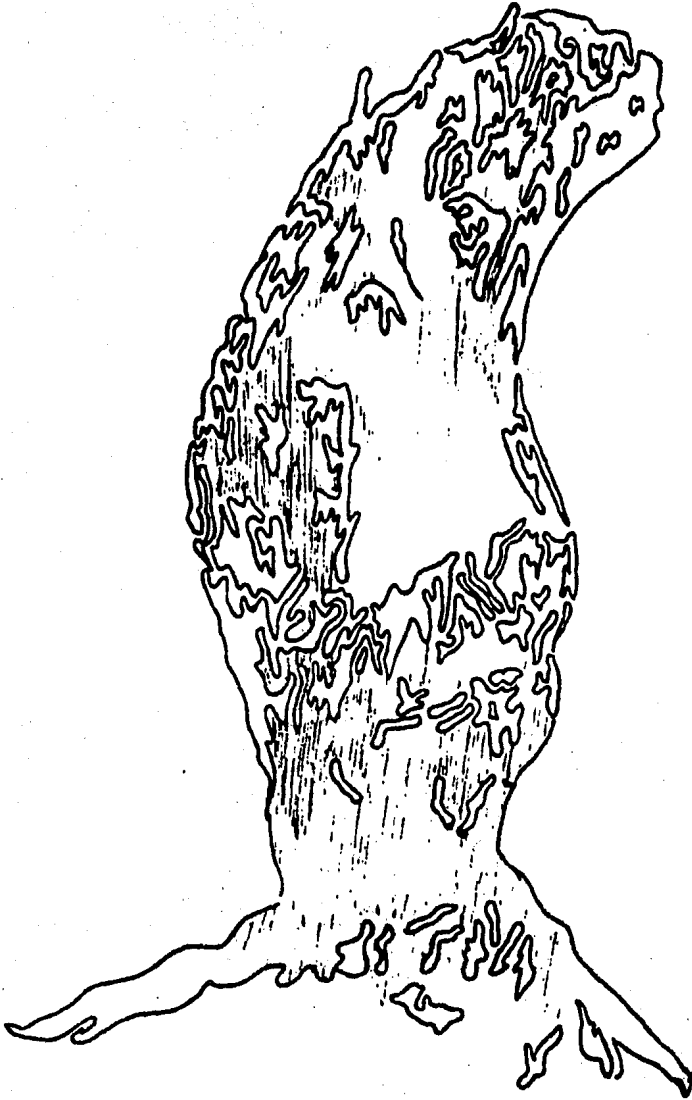


Fig. 37. Aglomeración de D. myceliophagus ("cuajada") en la composta (93).

3.9. Ditylenchus procerus (Bally y Reydon, 1931) Filip. 1936

Se ha observado en Coffea arabica y C. robusta sin causar remarcables daños (38,102,178).

3.10. Ditylenchus phyllobius Thorne, 1934

Estas especies dan lugar a hojas hipertrofiadas de Solanum eleagnifolium. Las hojas obtienen su crecimiento total pero muestran signos de necrosis después de un período de 6 semanas a 2 meses. El parásito muestra una preferencia en plantas que se desarrollan en áreas irrigadas y a lo largo de las zanjas, las cuales son constantemente húmedas (88).

3.11. Ditylenchus pustulicola Thorne, 1934

Esta especie provoca lesiones como pústulas en pastos. - Mostrando cuerpos pustulares alargados, algunas veces las pústulas pueden desarrollarse dentro de cuerpos como nódulos de estructura totalmente esponjosa con células alargadas (88).

3.12. Ditylenchus arboricolus Cobb, 1922

Vive como parásito en estructuras como ampollas en las - hojas de Fagus obliqua (88).

3.13. Ditylenchus balsamophilus Thorne, 1926

Da lugar a agallas en las hojas de Balsamorhiza macrophylla y B. sagittata y ocasionalmente en Whyetia anplexicaulis y en Helianthus annuus. La reproducción ocurre en el principio de verano, en primavera, ascienden de bajo la nieve e invaden las plantas (88).

3.14. Ditylenchus durus Cobb, 1922

Se ha localizado en agallas del tronco y ramas de Quer--
cus montana y Q. prinus L (89).

3.15. Ditylenchus gallicus Steiner, 1915

Se ha observado en los nudos del olmo, en el tronco, aso--
ciado con un hongo (83).

En cuanto a D. sp. se puede decir que puede ser cualequie--
ra de los anteriores.

4. Diseminación .

La diseminación de especies de D. dipsaci es por medio -
de semilla infestada de plantas cultivadas (como en cebolla,-
alfalfa, trébol rojo), de semillas "voladoras" como la del --
falso diente de león (Hypochaeris radicata)(88,228), porque -
penetra en la inflorescencia (66), en bulbos (cebolla, narciso,
tulipán), en tubérculos (papa) (1,45,66,88,131,178,220, -
231). También por el follaje y su transporte, gotas de agua -
(231), deshechos de cosecha (88) (alfalfa y trébol rojo) así-
como frutos.

Cuando se toma suelo infestado y se pasa a otra parcela-
(45,88), con el viento, si la humedad de la atmósfera es gran-
de, por la deposición de suelo, que puede ser de 5 hasta 40 -
km (37), por película de agua o en agua de riego y sobre todo
el reuso de la misma (13,88,157).

El hombre contribuye también con la maquinaria, herra---
mientas, zapatos o en los cascos de los caballos (88,220).

Por último, se dice que la tasa de diseminación de nemá-
todos en suelo es de 10 cms en 2 horas o de 1-2 m por año ---
(228).

D. destructor se dispersa principalmente por tubérculos-enfermos (papa, iris) (88,131).

D. angustus, necesita agua de riego y lluvia (168), de igual manera se encuentra en el exterior de la semilla de arroz y el rastrojo (131).

En D. myceliophagus se ha observado que es llevado en la cavidad bucal de hormigas que se encuentran en las camas de las setas, además propagándose por agua contaminada utilizada para rociar las camas (12).

5. Interacción con otros patógenos.

Ditylenchus dipsaci con bacterias

1) Corynebacterium insidiosum, provoca marchitez en los brotes de la corona de alfalfa, incrementándose en un 4-27% la infección, ya que parece que la bacteria no puede dañar sola (156, 211). Se transmite por medio del nema que la lleva en la pared del cuerpo (113,115).

2) Erwinia sp. (Bacterium rhaponticum) estimula la pudrición de la corona en ruibarbo, funcionando el fitonémato como vector. Se considera que este actúa como agente incitador por las heridas que provoca con el estilete (171).

Ditylenchus dipsaci con hongos

1) Botrytis allii, causa pudrición de collar en cebolla (71). Parece que el daño de este nema incrementa la susceptibilidad de papa a la infección de Phoma solanicola (12).

Ditylenchus dipsaci con nemátodos

Esta especie junto con Aphelenchoides ritzemabosi, suscitó una doble infestación en Helenium "Karned de Norfolk, Inglaterra, mostrando manchas en las hojas intervenales con distorsión y color café en los tallos (208).

Con una población de 100 individuos de D. dipsaci y 1000 de Meloidogyne hapla, inoculadas en alfalfa hay incremento en el agallamiento (106).

Ditylenchus dipsaci con virus.

Se ha probado en el laboratorio que las poblaciones de este nemátodo y A. ritzemabosi se ven favorecidos con la inoculación de virus en plantas de tabaco, siendo clasificados por el mejor resultado: Belladonna mottle virus, arabis mosaic virus y tomato blackring virus. Dando como resultado un retardamiento en el crecimiento de las plantas, esto implica que el daño por una combinación de nemátodos y virus es más grande que cuando uno solo es presente (232).

Ditylenchus destructor

La interacción de este parásito, se ha demostrado con Fusarium solani var. coeruleum, F. culmorum y F. oxysporum, en papa, donde la mayor tasa de daño es obtenida en muestras almacenadas a 6-15°C, disminuyendo cuando se guardan los tubérculos de 0-5°C (129).

Ditylenchus angustus

En plantas de arroz se presentan puntos necróticos en las vainas que pueden deberse a la invasión secundaria de hongos como Fusarium y Cladosporium (168).

Ditylenchus sp.

Interacciona con Pseudomonas caryophyllii produciendo -- marchitez en el clavel (19). Por otra parte, se menciona que la presencia de los nemas disminuye la tasa de marchitamiento provocada por F. oxysporium f. dianthi, en el mismo vegetal, deduciéndose que es por la alimentación micófaga del parásito (192).

Ditylenchus graminophilus

Se asocia con el hongo Dilophosphora alopecuri y las --- viejas agallas causadas por este nema son posteriormente llenadas por los picnidios de este hongo (88).

6. Sobrevivencia

Ditylenchus dipsaci

Es la especie más adaptada para competir con las deman-- das de un medio fluctuante (59,108,161). La característica -- más importante es la resistencia a la sequía, si las larvas - quedan expuestas a ella o a cualquier otra condición adversa, entran en estado latente y/o forman una agregación llamada -- "lana de gusanos" (52), reanimándose hasta que el habitat es adecuado; cuentan de individuos del 4o. estado larvario- y adultos principalmente, los de la superficie mueren y for-- man una capa protectora alrededor de los otros.

Este fenómeno se ha observado en tejidos de plantas in-- festadas (71), pareciendo resultado de alguna feromona o a---

tracción sexual secretada por el parásito, ya que se han observado distintos machos congregados y enredados alrededor de -- una sola hembra (157). Asimismo, en esta etapa son mucho menos sensibles a los nematicidas (60). Y en este estado pueden permanecer inactivos durante algún tiempo, sobreviviendo a condiciones de humedad relativa de menos de 50% hasta 0%, en el punto de marchitez permanente en el suelo (149).

Se tienen algunos ejemplos de experimentos realizados en la tabla IX.

Después de 18 meses de almacenamiento a -150°C , algunas larvas de D. dipsaci, las cuales fueron tratadas en 7.5% de solución de dimetil sulfóxido y enfriadas a -25°C , después -- del almacenamiento, son viables en deshielo, algunos sobrevivientes penetran y se desarrollan normalmente en tallos de -- plántulas de alfalfa (191).

Los niveles de sobrevivencia para la temperatura varían de $-21.7 \pm 0.7^{\circ}\text{C}$, -196°C por 24 horas (con 16-24% de sobrevivientes (118,221), -28°C , en estado de criptobiosis de -40.5°C (59), en el mismo estado resisten por 20 minutos una temperatura de -80°C seguido de una deshidratación y almacenamiento (32). La máxima temperatura es de 15°C , reteniendo su habilidad de infección en plántulas de cebolla (30,54,149) y a un nivel de oxígeno de 7.5 ppm, permaneciendo virulentos por 24 días.

Está adaptado a sobrevivir dentro de órganos de almacén de plantas, donde la concentración de CO_2 y presión osmótica es grande, especialmente cuando ellos pertenecen a la raíz -- (25,228,251). Asimismo resiste el vacío por 28 días en soluciones de alto valor osmótico (32).

Se especula que la fortaleza de D. dipsaci a la deseca--

Tabla IX. Experimentos con tiempo de dormancia en D. dipsaci.

Habitat	Tiempo de dormancia	Comentarios
<u>Dipsacus fullonum</u> (tejidos)	23 años	1.7% de vivos por corte Sta. Clara Cal. 1926 -- (87,170)
<u>Plantago lanceolata</u>	22 años	53% de vivos por corte Sta. Cruz Cal. 1928(87)
<u>Dipsacus fullonum</u>	22 años	58% de vivos/corte Mola lla Oregon. 1927 (87)
<u>Hypochoeris radicata</u>	20 años	100% de vivos/corte Salem Oregon, 1929 (87).
Suelo	Más de 6 años	Otoño, en Nevada con poca o ninguna precipitación (157)
Pentóxido de fósforo	3 días	En un desecador (59)
<u>Narcissus</u> sp. ("lana de gusanos")	1,3,5,7 años	89,86,81,78% respectivamente, siendo móviles - en las 24 hrs después - de haberse puesto en agua (31)
Sin huésped	242 días	Permaneciendo infectivos (54)
Suelo	212 días	Estados juveniles a 15° C (54)
Laboratorio	5 años	Enfriado a -80°C, en seco y almacenado (60)
Suelo	1 año	En campo, sin huésped - (220).

ción es debido al gran contenido de lípidos de la cutícula -- (54,59), ya que comprenden el 30% de peso seco de él (251), - se han detectado gotas de ellos ultraestructuralmente (59); y a la utilización de glicógeno, fermentación de azúcares simples, así como la nula respiración (137).

En la cutícula de larvas deshidratadas hay una reducción del grueso de varias capas, esto es, se compactan, fusionándose la capa de lípidos exterior, formando una barrera a la pérdida de agua (59).

De tal manera, es posible que la tasa en la cual el agua es removida de la cutícula es controlada por algunos procesos activos del mismo parásito; puesto que los individuos muertos no tienen esta habilidad, volviéndose su cutícula permeable - en ambos sentidos (59).

Cuando las larvas del 3o. y 4o. estado se secan por-- varios periodos, las primeras pierden más rápidamente el agua que las segundas (169), pero existe una relación entre el --- tiempo de desecación y la sobrevivencia, puesto que el atraso de revivir es dependiente del decrecimiento y/o pérdida de enzimas y la utilización de metabolitos intermedios necesarios para la resíntesis (59).

Aunque la exposición a una gran tasa de humedad disminuye su vitalidad a la desecación de D. dipsaci en forma de larva (168).

La vitalidad del parásito con temperaturas congelantes - es posiblemente tan larga como haya disponibilidad de huéspedes durante la estación de crecimiento (149).

Existe otra clase de agrupación en D. dipsaci, sólo observada en laboratorio, llamada "clumping", en este caso son más o menos activos, pero cuando es grande la población pueden entrar en quiescencia, los individuos del centro, por la falta de oxígeno y movimiento, porque además permanecen enganchados (70).

Las agregaciones en "clumping", se vieron como resultado de la centrifugación o por corrientes de convección y no hay evidencia clara de que este agrupamiento sea respuesta a otro estímulo (70).

Aparte, las malas hierbas y el suelo circundante, que evita la total desecación, son factores importantes en la sobrevivencia del nemátodo (54,170). De tal manera que las diferencias en longevidad dependen de la disponibilidad del tejido del huésped en el suelo, relación humedad del mismo y posibles diferencias fisiológicas dentro de las razas y poblaciones del parásito (157).

Ditylenchus destructor

Los individuos de esta especie pueden quedar atrapados dentro de los tejidos secos de las plantas (tubérculos generalmente y semillas), entrando también en criptobiosis o permanecen en el suelo donde se alimentan de hongos y malezas en ausencia de un cultivo (157,231), pero a diferencia de D. dipsaci no es resistente a la sequía (161).

Ditylenchus myceliophagus

Cuando el micelio de las setas es destruido, estos nemas forman masas alargadas como "estalactitas" de algunos centímetros (más o menos 5), acabando por colgarse de los bordes de las cajas donde se cultiva el hongo, hasta que caen al suelo (93). Se sugiere que es fenómeno de escape ya que la composta se pudre, despidiendo un olor fétido y la humedad se incrementa (117); estas agrupaciones crecen en oscuridad y en luz (117), integrándose por individuos de todos los estados biológicos (59).

A la disminución de la humedad, los grupos se contraen, cambiando su forma a la de borla, rompiéndose las estalactitas y enrollándose (117). En la última posición, se reduce el área de superficie expuesta, bajando la tasa de pérdida de agua (59).

Asimismo se ha advertido que las masas de "cuajada", --- llamándose así a la anterior agrupación- seca de D. myceliophagus, puestas bajo condiciones de gran humedad, la absorben indicada por el aumento de peso y donde algunos nemas reviven ya que ellos la consumen también (169).

Se considera en principio que todos los estados son capaces de tolerar la desecación en varios grados, aunque la habilidad es menor a D. dipsaci (60,161), no obstante se le atribuye esta capacidad al 3o. y 4o. estados igualmente (170).

Este nemátodo ha sobrevivido por 3-4 años en suelo a una temperatura de 25°C y 35% de humedad relativa, se considera - que la composta protege al nema de una severa desecación (170).

En un experimento hecho con larvas del 3o. y 4o. estado- se observó que sobrevive a la desecación por 2 años, los individuos entran en dormancia, pierden su aspecto vermiforme sinuosa, como el secamiento avanza, la larva puede soportar 40° C por 1 hora; las hembras jóvenes son más fecundas después de este periodo y por último se enderezan cuando la humedad es patente (43).

Ditylenchus angustus

Es remarcablemente resistente a la sequía, puede sobrevivir a ella por más de 15 meses (88,167).

Ditylenchus triformis

De la misma manera, esta especie tiene la facultad de entrar en anabiosis y establecer asociaciones; puede almacenarse por 2 y medio años a 24-26°C, después de este periodo, muchos de los especímenes reviven en todos los estados (larvas y adultos) (161). Estos agregados se observan como parches -- blancos en un medio de agar (120).

Ditylenchus raditicola

El segundo estado larvario es capaz de revivir después de una desecación prolongada en las agallas durante 5 semanas, los adultos y larvas de las otras etapas pierden esta capacidad (88).

Ditylenchus balsamophilus

Puede permanecer hibernando, enterrado bajo la nieve --- (88).

Ditylenchus durus

Es resistente a la sequía y D. dendrophilus se le ha observado en el flujo mucilaginoso de las cerezas, experimentando anabiosis (88).

7. Razas biológicas

Ditylenchus dipsaci

El género se cree que surgió en el período cenozoico, hace un ciento de millones de años, permaneciendo muy plástico en virtud de sus amplias características morfológicas y ecológicas (223).

Posteriormente, las primeras plantas que se cultivaron - (hace aproximadamente 9 000 años), fueron los géneros Chenopodium, Polygonum y Camelina, entre los cereales, centeno, cebada y trigo, por último se domesticaron las legumbres, alfalfa, tréboles y cebollas, todos ellos huéspedes de especies de este grupo, siendo los cultivos originarios de el suroeste de Asia (223).

Todo este tiempo dió a D. dipsaci un gran poder de dispersión y explica su naturaleza cosmopolita (223).

Así, el término raza biológica es comúnmente usado para designar grupos de individuos, los cuales tienen distintas -- preferencias de hospedantes y otros caracteres biológicos en común (251). En esta especie se han detectado 11 (223).

Por otra parte, se afirma que hay posibilidades de que las razas de D. dipsaci sean clasificadas como especies "sibling", definidas como formas simpátricas, morfológicamente similares y estrechamente relacionadas pero con características biológicas específicas y reproductivamente aisladas.

Pero como un resultado de cruzas experimentales de machos y hembras de poblaciones de cebolla, ajo, fresa y trébol rojo, son variedades intraespecíficas de este nemátodo (141).

Aunque se ha demostrado además que hay intercruzas entre ellas, con recombinación, flujo, introducción y supresión de nuevos caracteres en el juego de genes de cada una de ellas,-

dando como resultado una gran variación en sus propiedades como: patogenicidad, rango de huéspedes, sobrevivencia, genéticas y morfológicas (213,216,223), dando esto, una razón por la que no pueden ser especies (70). Sin embargo, una población dada preferirá el tipo de planta huésped que sus padres o ancestros inicialmente (210).

Muchas razas son polífagas, no son uniformes en patogenicidad (251) ni la población. Teniendo diferente comportamiento (225), como por ejemplo, las híbridas (producto de una cruce de la raza de tulipán y narciso) inoculada en tulipán, le causa daños en bulbos y hojas, similares a los causados por la raza progenitora del cultivo (237,238). Estas además pueden tener otro rango de huéspedes que las originales (77) y son fértiles. En otro experimento se forman individuos con anomalías morfológicas asociadas principalmente con la cola (140).

En cuanto a las diferencias en patogenicidad, se ha reportado que una población de Raleigh Carolina del Norte de D. dipsaci, causa conspicuo agallamiento en plántulas de chícharo de la variedad Wando, mientras que otra de Waynesville, Carolina del Norte, produce una reacción necrótica y muerte del meristemo apical, observándose que la actividad de la enzima pectolítica (peroxidasa) en los 2 grupos de parásitos es diferente, mientras que la celulotica es similar, reduciéndose el contenido total de feno y orto-dinidroxifenol en ambas, las dos poblaciones son de Estados Unidos (125,153).

Dentro de este fitonematodo hay poblaciones que infectan un sólo huésped (llamándose especializada) y otras que lo hacen en distintos, como se observa en la Tabla X (205).

Tabla X. Razas de D. dipsaci y sus respectivos huéspedes

Raza	Plantas infectadas
Cebolla	Centeno, narciso, fresa, narciso trompón, nabo (umbelíferas en general), <u>Hydrangea macrophylla</u> (89) y 2 variedades de papa (186,231).
Remolacha	Centeno, avena, maíz, cebolla, zanahoria, frijol, pepino, girasol y malezas (231).
Centeno	Se le encuentra en Europa: avena, maíz, remolacha forrajera, frijol chícharo, fresa, tabaco, papa, cebolla, flox, tréboles (rojo y blanco), malas hierbas (<u>Dactylis glomerata</u> , <u>Apera spica-venti</u> , <u>Agropyron repens</u> , <u>Bursa pastoris</u> , <u>Thlaspi arvense</u> , <u>Lamium purpureum</u> , <u>Plantago major</u> , <u>Centaurea cyanus</u> , y <u>Spergula arvensis</u> - (88,231).
Avena	Principalmente en Gran Bretaña; cebolla, chícharo, frijol, fresa, veza, ocasionalmente malezas (<u>Arenaria scpyllifolia</u> , <u>Cerastium vulgatum</u> , <u>Dipsacus fullonum</u> , <u>Avena fatua</u> e <u>Hydrangea macrophylla</u> (89,231).
Fresa	Trébol rojo (231)
Trébol rojo	Fresa, remolacha, otras veces especializada (88,215)
Narciso	Fresa, tallos trepadores de frijol, escalonia, hierba del pollo, chícharo, nabo (y otras especies de <u>Brassica</u>), cebolla, remolacha y plántulas de tulipán (118,231)
Carda	Fresa (231)
Canote	Especializada (88)
Ajo	Perejil y salsiff (88)
Umbellíferas	Compuestas (88)
Papa	A veces especializada, o puede atacar 52 especies (88)
Flox	8 especies (88)
Jacinto	Especializado (88)
Alfalfa	A veces especializada (88), en laboratorio: trébol dulce (plántulas <u>Melilotus indica</u>), cebolla, tomate, remolacha azucarera y trigo (109).
Tabaco	Se han evaluado 20 razas, reproduciéndose menos la de alfalfa, esto es en Estados Unidos (157)

Dentro del cultivo de alfalfa de la variedad Newstan, se ha visto que es susceptible a los nemas colectados cerca de Orland California, pero es resistente a los coleccionados cerca a Pallerson, Soledad y Palmdale California; Reno, Nevada; Salt Lake City, Utah y Richmond, Virginia, en cambio la variedad Ranger es a su vez susceptible a los últimos (205).

Algunas poblaciones viven y aparentemente se pueden alimentar en una planta no huésped por un largo periodo de tiempo sin sufrir posterior desarrollo, mientras que otras son hábiles para nutrirse, alcanzar la madurez o producir alguna --progenie en ella (215). Asimismo individuos inoculados en alfalfa, trébol y frijol no han mostrado diferencias en la destreza a la penetración en un hospedante y tejidos de un no --hospedante (214), siendo todos los estados larvarios capaces.

Algunas razas se diferencian en el número de cromosomas --generalmente son diploides, mientras que la raza de Vicia faba que es una "raza gigante" es tetrapoide (215).

Afirmándose que la habilidad de este nema para reproducirse en un particular huésped puede ser genéticamente controlado, por ejemplo, estudios en herencia mostraron que la patogenicidad al trébol rojo, y alfalfa es recesiva, la del frijol debida a diferentes factores genéticos, probablemente a --diferentes alelos; así como determinado por los niveles de enzimas (214,223), se habla además de una memoria alimenticia-- (77).

La selección de las razas es fortalecida con la transferencia de huéspedes o por continuo cultivo de la misma especie (monocultivo) (215,223), cultivos perennes y mal control de malezas, prácticas agrícolas, transporte extendido, cambio de material vegetativo (251), cultivo de nuevas variedades o ciertas especies; pero también influye la resistencia a la desecación, temperatura, fecundidad y potencial reproductivo, -

entre otras (251).

Todavía la gran heterogeneidad de la habilidad patogénica es genéticamente determinado, heterocigótica, común hasta dentro de razas puras, traslapándose el rango de huéspedes -- (215).

Igualmente se afirma que, los especímenes muestran una gran complejidad de genes, mucho potencial fisiológico y morfológico, permaneciendo encerrado, apareciendo sólo bajo ciertas condiciones y cambian bajo presión de selección (huéspedes, intercrusa, etc)(216). Como por ejemplo, la raza de alfalfa en comparación con la de tulipán y narciso, es ella la más susceptible al incremento de humedad (167).

Por lo que toca al rango de huéspedes, se ha advertido una variación en un cultivo puro, el cual fué obtenido de una hembra fertilizada de la misma población de campo y todo indica que los individuos pertenecen a la misma raza biológica -- (251).

En América, la población que ataca ajo y cebolla en Colombia pertenece a una raza diferente a la de Perú y Ecuador, puesto que en el primero, la alfalfa no es atacada, mientras que en los otros sí (178).

Ditylenchus destructor

Se ha demostrado variación en patogenicidad entre poblaciones de diferentes huéspedes (251) y hay evidencia que una de ellas destruye las setas (88).

En un trabajo, transfiriendo nemas de papa a dalia, zanahoria, bulbos de iris a papa y dalia, repercute en una variación en la longitud, morfología general, intercruzamiento, entre otras, afirmándose la existencia de razas biológicas en esta especie (204,245).

Ditylenchus radicicola

Se han visto diferencias en las preferencias de hospedantes en poblaciones de Escandinavia y Holanda, ya que una población inoculada por individuos de cada localidad en Poa annua y avena, son atacadas de diferente manera, la holandesa dañó fuertemente al pasto pero causó poco agallamiento en las raíces de la gramínea, mientras que la escandinava se comportó al contrario (203,231,251).

8. Dinámica de poblaciones

Las fluctuaciones de una población de nemátodos parásitos de plantas generalmente dependerá de los caracteres específicos del nema y su densidad poblacional. Dividiéndose en factores dependientes e independientes; de los primeros no se conoce mucho, siendo la fecundidad, fertilidad, tasa de sexos, duración del ciclo de vida, longevidad, etc y los últimos son, capacidad espacial y nutricional de la planta huésped (susceptibilidad o resistencia), medio ambiente físico (clima y suelo principalmente), químico y biológico, prevalente en el sustrato (otros nemátodos, enemigos y enfermedades)(159,163,-196,223).

Los factores independientes van a determinar directamente el aumento o la disminución de la población. Así, se menciona que la nutrición (disponibilidad y calidad del alimento, reacción y otros elementos del medio ambiente), influyen en la fecundidad y mortalidad en el suelo, debidas a sustancias químicas supeditadas al tipo de terreno o puede estar relacio

nado al movimiento vertical en él o su habilidad para sobrevivir e invadir en sus capas superficiales (196,217,246,250), - es decir las fluctuaciones reflejan el estado de balance entre dos fenómenos opuestos, tasa de nacimiento y tasa de mortalidad (250).

Por lo que toca al influjo de la planta huésped tiene en la oscilación de las especies de Ditylenchus, se puede determinar bajo 2 puntos de vista:

1) Disponibilidad como sustrato al parásito, soportando mejor el incremento de la población (71,250). Y el nivel de tolerancia del vegetal a una cierta especie o raza, este es un factor importante para clasificar al vegetal.

2) Vulnerabilidad al daño, como sucede cuando un cultivo, por ejemplo, es plantado en el mismo suelo año tras año, entonces los fitonemátodos alcanzan grandes niveles hasta dañarlo considerablemente (71).

Aunque es claro que el equilibrio de la densidad pueda ser determinado por el crecimiento y vigor del hospedante, el cual es afectado por condiciones culturales (destrucción de residuos de cosecha) y medio ambiente (163,250), se afirma, - por otra parte, que la patogenicidad de una especie a un huésped no está necesariamente ligado a la habilidad para alcanzar grandes poblaciones, sino que el tamaño inicial de ella - al comienzo de la estación es lo que contribuye al resultado final (19,71).

La planta puede favorecer la producción de machos o hembras, así como el paso de una especie parásita de un estado biológico a otro (225).

Una buena planta huésped ocasiona que la densidad poblacional aumenta excesivamente, por la disponibilidad de alimento suficiente, pero cuando es removida, una gran cantidad de individuos mueren y la población disminuye más drásticamente-

que cuando tiene un huésped pobre o ninguno, esto puede ocurrir en 6 meses aproximadamente (195).

Y el comportamiento de la población de D. dipsaci, es de diversas maneras:

En Utah, en alfalfa, la máxima densidad es al principio del otoño o después de la primavera (161). En Phlox subulata, monitoreado durante 2 estaciones consecutivas de crecimiento - aumenta significativamente en el primer lapso de desarrollo y decrece bastante durante el almacenamiento a 5-7°C o cuando - hiberna en el campo. Durante la segunda fase de crecimiento - hay un ligero incremento dando una densidad de individuos moderada, declinando severamente asociado con la pobre condición del huésped (193)(Figura 38).

De igual manera, se localiza después del invierno en suelos orgánicos del sur de Nueva York, principalmente como adultos y larvas preadultas, pocos individuos de los otros estados. Hay una parcial migración descendente en el otoño y una ascendente en la primavera. La mortalidad es grande en el área del suelo que se enfría durante el invierno, persistiendo algunos nemátodos en el suelo en ausencia de un cultivo susceptible al menos 2 años (142).

Se ha observado también, el comportamiento de la población de él inoculado en 2 variedades de narciso (Soleil D'Or y Carlton), dando como resultado un crecimiento a las 25 semanas después de la plantación, alcanzando un tope a las 33 y - declinando después; el mayor ascenso fué en la variedad Soleil D'Or, especialmente en el follaje, mientras que en Carlton fué en el bulbo (219)(Figura 39).

En Japón, hasta la segunda estación de crecimiento esta misma especie es atacada disminuyendo la población de parásitos cuando aumenta la temperatura (22-23°C), siendo activos -

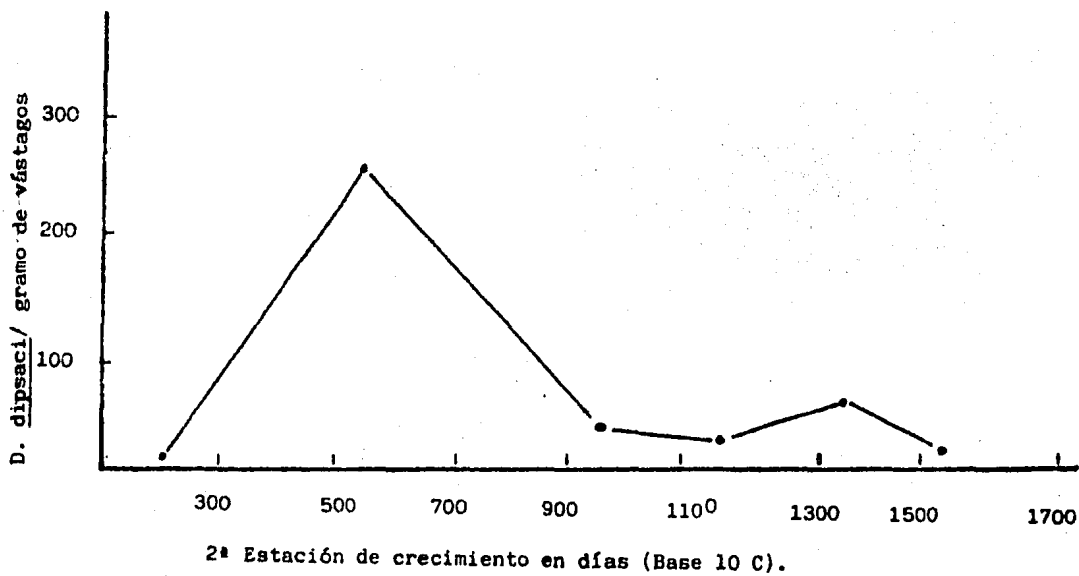
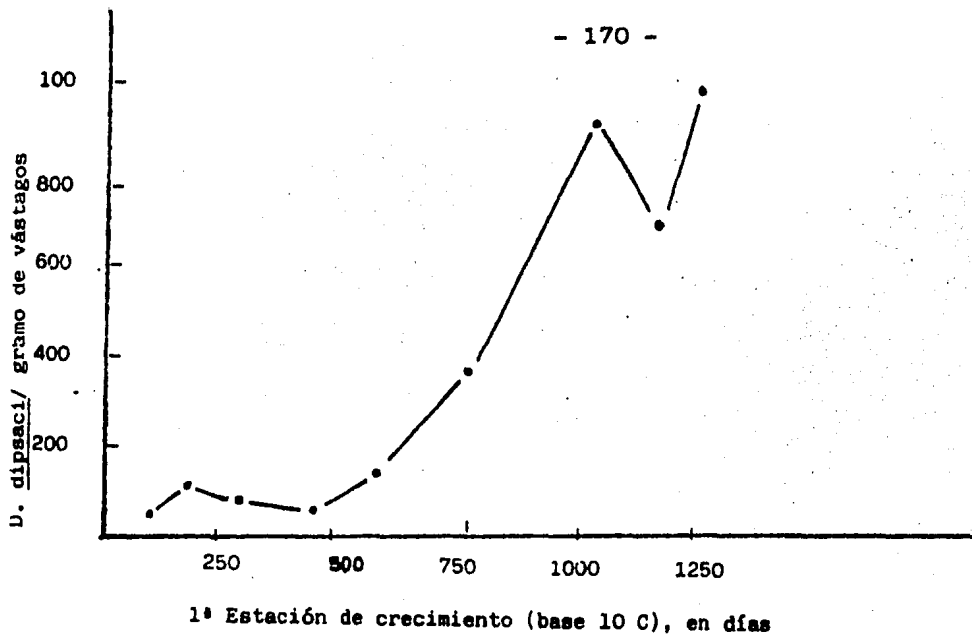


Fig. 38. Comportamiento de *D. dipsaci* en 2 estaciones de crecimiento inoculado en *Phlox subulata* (193).

durante todo el invierno (3-4°C) y el número más grande es en contrado en otoño (180).

En el caso de un cultivo de cebolla, los parásitos viven en ella en el otoño, hibernando en el suelo (en las 6 pulgas superiores del suelo) y penetrando en el huésped en prima vera (142).

Asimismo la severidad del ataque de D. dipsaci en trébol rojo está asociado con la cantidad de lluvia en mayo y junio, atribuyéndose a la mejor propagación del nema y el crecimiento óptimo de la planta hospedera. Similarmente, el cultivo de cebolla (Figura 40) y ajo muestran grandes pérdidas en años - con abundantes lluvias en mayo (228), lo mismo en avena (176) reduciéndose la población en periodos secos(217).

Tienen una distribución agregativa, disminuyendo en un cultivo de maíz, donde la tasa inicial de infestación es de - 5-100 nemas/10 grs de suelo (40).

Entretanto, en suelos pesados, hay un grado inicial bajo de infestación de 100 nemas/500 grs de suelo, generalmente aumenta durante el verano y disminuye en el invierno si un huésped o no es cultivado. En suelos ligeros, no obstante, hay un consistente decrecimiento en la población, a un nivel de 5 individuos o menos/500 grs de suelo, excepto cuando centeno, -- avena o cebolla son plantados. Se sugiere además que el número de D. dipsaci puede agrandarse en la ausencia de un cultivo porque muchas malezas son también hospedantes (228).

En general, puede haber diferencias de fluctuación entre estaciones de crecimiento, cuando el campo es usado para una variedad de cultivos y si hay grandes divergencias en temperatura y humedad (161,250).

Como se ha observado, la densidad de población tiene un nivel máximo o al menos puede permanecer constante, esto es - una relación entre población inicial y población final en tér

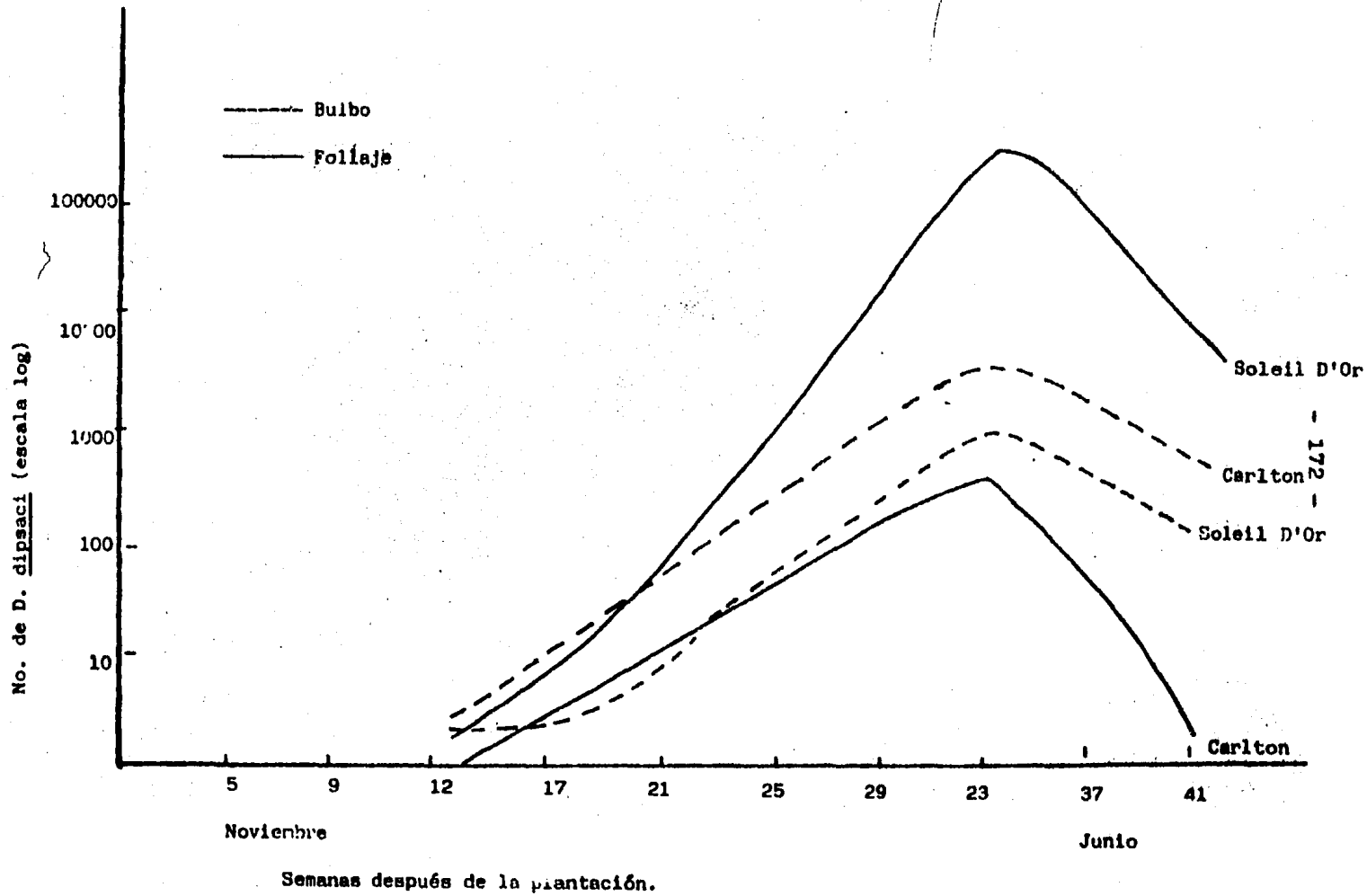


Fig. 39. Densidad de población de D. dipsaci, inoculada en 2 variedades de narciso (219).

Número medio de nemátodos iuvaciendo.

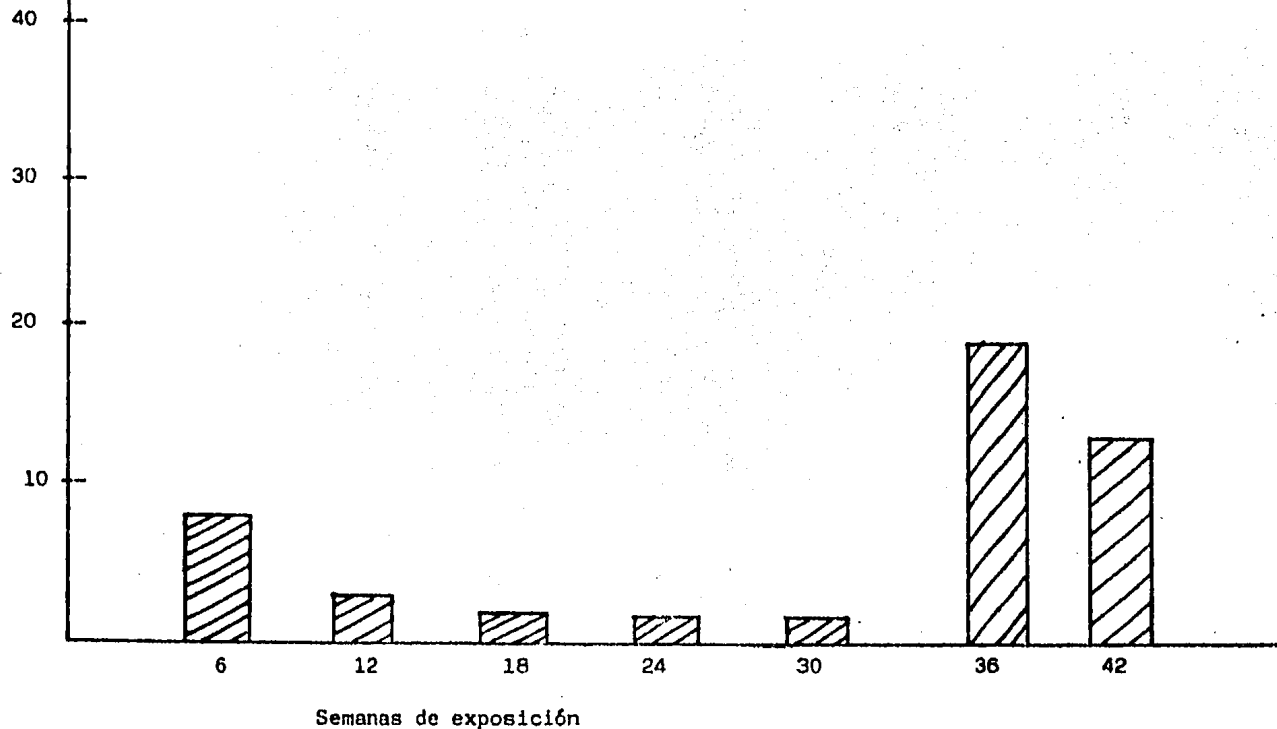


Fig. 40. Cambio en infectividad de *D. dipsaci* L₄ en suelo en plántulas de cebolla, ensayo de 400 grs de suelo (228), esto es, en plántulas de cebolla.

minos de la máxima tasa de multiplicación, llamada densidad de equilibrio (250). Así, como la dominancia de machos en D. myceliophagus es mayor en esta etapa (81). Teniendo una curva de crecimiento sigmoideal.

Por lo que se afirma que la densidad de población y el daño a la planta tiene también una relación lineal (228,250), que es expresada como:

$$Y = a + bx \text{ (124), donde}$$

Y = es el valor estimado de la variable dependiente para un valor determinado de la variable independiente x,

b = es la pendiente de la recta de regresión,

a = es el punto de intersección de la recta de regresión con el eje Y.

Dándonos como resultado un número de individuos que es capaz de causarle dano considerable a la planta de interés económico (umoral)(86), también es llamada densidad de equilibrio. Algunos autores aportan sobre esto algunos datos:

- 0.2-17 D. dipsaci/gr de suelo en cebolla (campo)(52,71)
- 10 D. dipsaci/500 grs de suelo en cebolla (188,194)
- 10 - 1000 D. dipsaci/500 grs de suelo (228)
- 1-5 D. dipsaci/500 grs de suelo en cebolla (228)
- 17 000 D. myceliophagus/grs de composta (44).

Aunque se reitera que una gran densidad de población inicial va a perjudicar económicamente un cultivo, ya que esto sucede también a bajos niveles de inóculo, sino que depende como se ha demostrado de los factores del medio ambiente, del huésped y que la población exceda ese límite de tolerancia -- (19,71,196,229).

V.-CONTROL

1. Control químico

Este control está basado principalmente en nematicidas, que deben tener como característica importante ser bastante solubles en agua, con el fin de que se difunda en la película de humedad que rodea al nema, esto es cuando se encuentre en el suelo. También existen sistémicos que son adsorbidos por las raíces movilizándose hacia el sitio de acción (15).

La penetración del químico es por medio de la cutícula, produciéndole toxicidad al nema.

Existen 2 grupos de nematicidas importantes: los hidrocarburos hidrogenados y los carbonatos; los primeros causan inhibición de algún sistema esencial de enzimas, por la reacción química de un hálido que reacciona con algún centro (básico) nucleofílico, como de los grupos sulfahidrilos, amino o hidroxilo presentes en ellas. Asimismo, con proteínas biológicamente importantes o péptidos, o algún regulador del metabolismo celular, inhibiendo su función (15).

Los carbonatos, dan lugar a productos tóxicos volátiles de descomposición, como el metilisotiocianato. Se cree que el daño es provocado por la inactivación química dentro de las células de algunos grupos tisulares, químicamente importantes -- (15).

En la tabla XI, se mencionan algunos productos más usuales.

Se pueden usar tratamientos combinados: un prerremojado de 30 minutos en una solución de formalina al 1% y detergente al 0.1% seguido por un tratamiento de agua caliente con la misma solución a 49°C por 20 minutos y un secamiento posterior a -- 33°C por 2 horas (en 128), esto es en ajo.

Tabla XI. Control químico. contra D. dipsaci en ajo

Producto	Dosis	Comentarios
Gusathion 50%	1.5 ml/60 min	Prerremojado de cabezas en agua por 14 hrs (148)
Mocap 50%	2.7 ml/30 min	Idem (148)
Vydate 25%	10.4 ml/30 min	Idem (148)
Henacur	750 ppm/15 min	Inmersión de dientes previo a la siembra (99)
Henacur-P	500 ppm/15 min	Inmersión de dientes previo a la siembra (128)
Fornol 1%	30 min	Idem (en 128,172)
Phosdrin 1/1000	45 min	Idem (en 128)
Carbofuran 300	2 ml/30 grs de semilla	Aplicado a los dientes en seco (249)
Hostación o Nenafos	A1 0.5% o 0.15%/15 min	Inmersión de dientes antes de la siembra (53)
Henacur	50 lts/ha	Aplicación a la siembra (39)
D.D.	50 gal/pie 25 gal/pie	3-7 días después de la siembra y cuando se barbecha (19)
Metilbromuro	1200 mg/ha/litro	A 20°C, fumigación de semillas (103)
Curadan 5%	40 kg/ha	Aplicado al momento de la siembra, junto con el fertilizante (Ing. Fco. Díaz,* comunicación personal)
Temik 15%	20 kg/ha	Idem (Ing. Javier Martínez, comunicación personal)
Henacur 10% G.	30kg/ha	Idem
Vapam	1000 lts/ha	Expandido en el riego, seguido de otro riego.

* Investigador del Instituto Tecnológico y Estudios Superiores, Unidad Querétaro.

* Investigador del departamento de Sanidad Vegetal, SARH, CODAGEM.

Tabla XII. Control químico contra D. dipsaci en varios cultivos.

Producto	Dosis	Comentarios
<u>Cebolla</u>		
Demafos	4.8 grs/m	Aplicado como tratamiento de hi- lera (162)
Demaphos	20 y 40 kg/ha	Aplicación postplantación (41)
Dioxime	A1 15/2 hrs	Inmersión de bulbos antes de la plantación (41)
Di-C Dietil-O-2- irazinilfosfo- tionato	14 lb/acre	Una semana después de la inocu- lación (laboratorio)(20)
Etílbromuro	40 onz/1000 pies ³ por 24 hrs	Tratamiento de semillas (131)
Metidideno D o Telone	50 gal/acre	Fumigación (2)
Metdicarb 15% G	40 kg/ha	En la siembra (249)
<u>Cris</u>		
Demaphos	13.4 kg i.a./ha	En bulbos, aplicado en bandas - directamente en ellos al momen- to de plantar (11)
Metdicarb	5.6. kg i.a./ha	Idem (11)
Formaldehído	1% a 110°F/4 hrs	Inmersión de bulbos (58)
<u>Culipán</u>		
Demaphos 45% E.C.	500 ml/100 lts de agua/2 hrs	Enjuagues de bulbos (231)
<u>Arceño</u>		
Arceño CT 10%	31 cm ³ /100 lts de agua	Prerremojado de bulbos (52)
<u>Trasa</u>		
Demaphos 9.6%	5 lts/m ² , en 3 dg- sis de 1.2 lts/m ²	3 veces al año, rociando en plan- tas y suelo (231)
<u>Cebollín o cebolla</u>		
Carbocénol 0.5%	1 parte en 200/20 min en agua	Prerremojado de semillas, después un secado (52)

Tabla XIII. Control químico contra D. myceliophagus en setas

Producto	Dosis	Comentarios
Thiabendazole	20 ppm	Inhiben la multiplicación en se- manas (147)
Benomyl	20 ppm	Idem (147)
Thionazin	800 ppm	En la composta ⁺
Metilbromuro	384 onz/hr/1000 pies ²	En la composta al vacío (17)

Nota: ⁺ Aquí los nemas se encuentran obligados a ingerirlo cuando se ali-
mentan de los contenidos celulares de las setas, ya que estas absorben-
el químico (93,117).

Tabla XIV. Control químico contra D. angustus en arroz

Producto	Dosis	Comentarios
Carbofuran	1.5 i.a./ha	(174)
Sassen 40	0.33% i.a/ha	Semillas (216)
Fosfamidon	0.1-0.25% i.a./ha	Semillas (216)
Tiabendazole	.75-0.1% i.a./ha	Suelo (216)
Fensulfuthion, Miazifon o Disul- faton.	30 g/m ²	Suelo (216)
Forate	40 g/m ²	Suelo (216)

Tabla XV. Control químico de D. destructor en papa

Producto	Dosis	Comentarios
Dibromuro de etileno.	4 gal/acre	En primavera y al término de es- ta (64,157)
Sulfato de amonio y .	550-600 kg/ha	
Nitrato de amonio .	400-450 kg/ha	
RDE	37.5 lts/ha 18.8 lts/ha	En primavera y la segunda en o- toño, limpieza de tubérculos -- por 2 años (79).

En ajo, contra D. dipsaci además se ha usado el prerremo-
jo de la "semilla" en 1 litro de formalina al 10% y 100 grs -
de detergente, a una temperatura ambiente durante 2 horas, pa-
ra posteriormente aumentarla a 49°C, durante 20 minutos. Des-
pués se hace una aplicación del nematocida Oxamyl 24% a razón
de 1.5 lts/ha a los 15 días y otra dosis igual a los 30 días,
después de la emergencia (165).

Para tubérculos, contra D. destructor, se usan baños de
formalina, los que se van a utilizar como semilla y posterior
almacenamiento a baja temperatura (64). El remojo de bulbos -
de iris en Thionazin por 2½ hrs en una solución conteniendo -
además 0.23% de i.a. y 0.3% de formalina comercial (14).

2. Control físico

Ditylenchus dipsaci

Temperatura

Se utiliza principalmente para bulbos y partes vegetati-
vas, antes de la plantación. A continuación se mencionan algu-
nos:

Cultivo

Tratamiento

Harciso

- Agua caliente a 46°C/8 min (60)
- Agua caliente a 43.9-44.4°C/3 hrs (220,239)
- Agua caliente a 44.4 °C por 3 hrs, precedido por un almacenamiento de 1 semana a 30°C, en la primera mitad de junio (11)
- Agua caliente a 42.5°C por 12 hrs o 45°C por 96 min o 47.5°C por 16 min o 50°C por 8 min o 251 seg. (180)
- Agua caliente a 46.1°C por 1 hr, después de la cosecha (240)
- Agua caliente a 43.3-45.6°C por 3 hrs, previo almacenamiento de bulbos a 30.0°-34.4° C (241)

Ajo

- Inmersión en solución de formol al 1%, a una temperatura de -38°C por 30 min (217)
- En agua a 15-18°C por 3-4 días con cambio de agua (217)
- a) Pre calentamiento de 38°C por 45 min, después:
- b) Calentamiento hasta 48°C-50°C por 20 min, edicionando al - agua formaldehido al 10% (Ing. Javier Martínez, comunicación personal)

Tulipán

- Agua caliente a 46°C por 48 min (60)

Papa

- Tratamiento en seco a 45°C por 30 hrs (60)

Fresa

- Inmersión de vástagos en agua a 46.1°C por 7-8 min (228)

Cebolla

- Inmersión de bulbos en agua a 15-18°C por 3-4 días con cambio de agua (217)

Tratamientos con rayos

Cebolla

- Tratamiento de radiación ultravioleta, metiendo los bulbos - en agua destilada (densidad óptima media de 0.1), a una dosis de 100 erg/cm², evitando así la reproducción. Esta dosis requiere de un tiempo de exposición de menos de 1.5 seg a - 5 cms de el centro de la lámpara, separa de ella por un espacio aéreo (104)

Alfalfa

(var. El Dorado)

- Irradiación de rayos gama, con una dosis no menor de 256 kilorads, necesarios para inhibir completamente la infección, - y de 400 kilorads para una inmovilización paulatina, después de 2 semanas de la radiación. Aunque el incremento de la población cosa a dosis de 48 kilorads (202).

Ditylenchus angustus

Tratamiento con agua caliente en semillas de arroz a 55-57°C por 15 min (163).

Ditylenchus destructor

En bulbos de iris, se utiliza la inmersión en agua desionizada, adicionándole formalina en un promedio de 0.5 lt por 10 litros de agua, esto es por 3 horas a 44°C o almacenamiento en calor a 30°C por 1-2 semanas (14).

3. Control biológico

Ditylenchus dipsaci

Hongos

En un trabajo hecho en laboratorio, se observó que D. dipsaci es atraído por Arthrobotrys conoides, A. entomophaga, Monacrosporium ellipso sporum, M. cionopagum, Dactylaria candida y Harposporium anguillulae, e indujo la formación de anillos-atrapalores en 2-7 horas. Además, hay una relación estrecha entre la movilidad y la habilidad para inducir la formación de trampas, si decrece el movimiento del nema disminuye esa (130). Arthrobotrys y Harposporium son Deuteromicetos (4).

Verticillium sphaerosporum (un Ascomiceto), produce esporas que se enganchan al cuerpo de los nemas cuando entran en contacto con él. Cada espora produce una hifa que penetra la cutícula y se desarrolla hasta que la cavidad del cuerpo es -

llenada con micelio. Ciertas formas de la hifa punzan esa capa y emergen para producir fiálides en forma de frasco, las cuales son sésiles, esféricos cuerpos de 2-3 m. de diámetro - (220).

Un ficomiceto, llamado Catenaria anguillulae, infecta a D. dipsaci, sin embargo necesita ciertas condiciones estrictas para ello, como temperatura (28°C), pH (8 o 9) y una baja concentración de sal, por lo que en condiciones de campo, no se satisfacerían los requisitos e inhibiría la infestación, aunque en el laboratorio ofrece buenos resultados (161,190).

Nematodos

Se ha determinado que un nemátodo llamado Seinura tenicaudata, se reproduce y alimenta en D. dipsaci, donde la presa es detectada sólo a través de la papila cefálica o anfídios, mientras que la cutícula no es sensible y una vez descubierta inserta su estilete y comienza a alimentarse.

No hay evidencia que esta especie sea atraída a largas distancias, por lo que se supone que en condiciones de campo no puede ofrecer un buen control (116,161).

Otros

Se ha observado un flagelado, Bodo caudatus (Kinetoplastida), junto con unas bacterias no identificadas en forma de bastón principalmente en el poro excretor y poco en el ano y boca de D. dipsaci. La vía de entrada es por la ingestión de esporas, aunque no se sabe con certeza si interaccionan los 2 o si el flagelado actúa solo, el caso es que inmovilizan al nemata (36).

También , una amiba, Theratomyxa weberi engulle, principalmente larvas de nemátodos, entre ellas las de D. dipsaci, - entrando en contacto con el cuerpo, lo asimila enteramente. - Después de la ingestión, ocurre un doblamiento que resulta en un pequeño quiste digestivo en aproximadamente 2 horas, a las 23 el fitoparásito es digerido y dentro de 15-20 min, unas 4-10 amibas emergen de ese quiste (78).

Algunos autores afirman que el control no es muy eficiente, pero se encuentran en casi todos los tipos de suelo y se enquistan bajo condiciones adversas (78,161).

M. el caso de D. sp. Nematoctonus, un basidiomiceto, forma estructuras como agallas pegajosas en las hifas con células glandulares, para atrapar nemas entre ellos este (80).

Ditylenchus myceliophagus

Se ha probado con un hongo, Arthrobotrys robusta (raza - antipolis), dando muy buenos resultados, ya que no existe competencia con Agaricus sp. Cuando el hongo entra en contacto - con el nema es inmediatamente atrapado, con su filamento particular perfora su cutícula, extendiéndose posteriormente en la cavidad del cuerpo y absorbe todo su contenido.

Ade más tiene la ventaja de que requiere los mismos factores climáticos de los hongos comestibles (46). Otra especie - A. conoides dispuesta en granos de centeno y adicionada a la composta a una tasa de 1/4 peso/peso (132). Se ha experimentado además con Turbellaria, pero no es muy efectivo para este - nema (161).

Ditylenchus destructor

Este nemátodo es atraído en una investigación de laboratorio por 30 hongos nematófagos, siendo los siguientes los más importantes, produciéndole inmovilidad: Arthrobotrys oligospora, A. musiformis, A. conoides, A. dactylis, A. arthrobo-
troides, A. entomophaga, A. superba; Monacrosporium cionopagum, M. ellipsosporium; Dactylaria candida, D. gracilis; Har-
posporium anguillulae (130).

4. Control cultural

Ditylenchus dipsaci

1.- Rotación de cultivos

Puede disminuir el daño en alfalfa, con una rotación de 2 años de maíz-avena, por un año seguido de Dactylis glomerata, Festuca elatior, Glycine max-avena o Lespedeza stipulacea-avena, cada año (235).

Por 5 años o más con remolacha azucarera, maíz de grano, papas, tomates y otros cultivos comunes, cebada o trébol (220, 180).

Se recomienda además la rotación de susceptibles por resistentes, en el caso de trébol y alfalfa, por lo menos 3 años, o 6 - 8 años.

2. Desinfección de semilla, bulbos o cualquier material propagativo (52). Así como la destrucción de plantas que muestren síntomas, si son pocas, se extraen con las adyacentes y la tierra que las contiene, eliminándolas (88).

En el caso de flox, D. dipsaci no ataca las raíces, por lo que cortes de ellas pueden usarse como vástagos limpios y plantarlos en suelos no infectados (220).

3.- Desinfección del suelo, puede ser con químicos anteriormente señalados (15).

4.- Barbecho. Implica la limpieza del campo, se hace por medio de discos, arado, rastras, herbicidas, etc. Cuando la tierra en barbecho se le dan labores frecuentes para destruir la vegetación, el estrato superior del suelo queda expuesto a los efectos secantes y calientes del viento y sol (15,88,231).

Es más efectivo en áreas de baja precipitación pluvial y temperaturas altas del suelo o en lluvia estacional, en que se crean largos periodos de sequía.

La destrucción de malezas es muy importante, ya que como se sabe, muchas son huésped de este nemátodo.

5.- Inundación del terreno, donde la cantidad de oxígeno disminuye (15).

6.-Un caso especial, en el cultivo de alfalfa infestado, si las condiciones lo permiten, se mantiene un recubrimiento pulverizado en primavera y se demora el riego hasta que las plantas tengan una altura de 10-15 cms (52).

7.- Inhibición de la dispersión de semillas, herramientas o implementos agrícolas, que pudieran llevar inóculo, así como material vegetativo enfermo (15).

8.-Uso de plantas trampa, en las que se siembran algunas que son susceptibles a la invasión de los nemas, pero que son resistentes al desarrollo de las larvas para alcanzar la madurez. Se cosechan o se usan como cultivo de cobertura, que se entierra como abono (15).

9.- El daño que causan los parásitos puede ser compensado dándole a la planta buena nutrición, humedad, protección al frío y control de otras enfermedades y plagas (15).

Un ejemplo de esto es la relación favorable entre una micorriza Glomus intraradices y plantas de cebolla, cuando es inoculada simultáneamente o una semana después que el nemátodo. Esto fué probado en el Colegio de Postgraduados, Chapingo Mex. (Estañol B.E.* et al; I Symposium de Nematología, 1985).

10.- Uso de variedades resistentes, ya se ha hecho bastante común, ofreciendo buenas posibilidades de control.

Parece que un gene de la célula de la planta controla el tipo de proteína enlazada en un regulador de crecimiento de la misma o la ocurrencia de una particular enzima en ella. La respuesta en las plantas susceptibles depende de las apropiadas enzimas proteolíticas que rompen los enlaces péptidos-específicos y liberando triptofano y ácido giberélico, los cuales producen un crecimiento activo o modifica tejidos que proveen al nemátodo alimento adecuado. Presumiblemente las plantas son resistentes cuando algunos de los requerimientos en esta causal serie es deficiente (229).

Las plantas resistentes muestran a menudo una reacción hipersensitiva a la invasión, aunque áreas necróticas pueden aparecer, pero no hinchamiento y la reproducción es inhibida, como en el caso de alfalfa. Algunos autores afirman que la ausencia de hinchamiento en plantas afectadas con D. dipsaci, es indicativo de resistencia (228).

Se menciona, por otra parte, que el factor resistente puede influenciar los nemas antes que ellos alcancen la planta, así, D. dipsaci es menos atraído a variedades resistentes de esta leguminosa que a susceptibles, posiblemente porque la

*Investigadora de el Laboratorio de Histopatología de el Colegio de Postgraduados, Chapingo.

primera libera químicos atractivos en menor cantidad o libera repelentes. Un síntoma de respuesta hipersensible puede ser una reacción rápida de necrosis, y el citoplasma en las células puede ser granular y plasmolizado (105,229).

Asimismo, aunque la invasión puede ser igual en variedades con estas características que en las susceptibles, en estas, las células de la base del tallo se alargan y se separan debido al rompimiento de la lámina media, el citoplasma es separado de las paredes celulares, las cuales se colapsan creando una cavidad alrededor del nema, en cambio, en las primeras hay poca o no hipertrofia celular y separación de la misma, pero si hay separación del citoplasma y las paredes celulares a veces se colapsan, esto permite el aislamiento de nemas invasores en lesiones locales (26,57).

Se sugiere, en otra instancia, de que hay pequeñas diferencias en la composición química de la lámina media, por lo que la habilidad del nema para romperla es un factor decisivo para resistencia de plantas de alfalfa (186,220). Así como la temperatura ideal para ello se establece de 15.5-21°C (48).

Hasta se menciona, sobre el papel del calcio en esto, -- concluyéndose que no es importante para este proceso, sin embargo, con una mayor concentración de calcio en la variedad resistente (NI), la tasa de reproducción del nemátodo disminuye (123). Por otro lado se ha observado que a una concentración de 12 mM/litro, se reduce la penetración en Lahontan y Atlantic (susceptible) (201).

Las variedades resistentes de alfalfa se originaron de la variedad Turkestan, la cual es nativa de Asia Central (231).

Razas resistentes de esta leguminosa: Lahontan (72,175), aunque no soporta los inviernos fríos de Estados Unidos; Saranac, Apalachee (una de las más resistentes) (72); Talent de Oregón (52), Sv0643 de Suecia (10); Nemastan (originaria de -

Turkestan), el factor o factores responsables para la resistencia en ella es desconocido, aunque parece ser de naturaleza química (220); Turkish, Kayseri, Deseret, una selección de Kayseri es también resistente al mildiú veloso, siendo además tolerante al invierno (26).

Con algún grado de resistencia: Washoe, Resistador, Cali verde 65 (57).

Avena

Grey winter (Gran Bretaña), su resistencia es dominante y se hereda por un simple par de genes, más especies como A. luloviciana Dur y A. byzantina Koch, donde la resistencia de la primera es bien definida (2 genes independientes), pero en la segunda es menor, ya que los genotipos de la resistencia es asociado con la rápida diferenciación y elongación del tallo; otra, Early miller, donde el tipo de tolerancia es gobernada por un simple par de genes, independientemente del factor inhibidor, pero sujeto a la retrocruza génica (57).

Probando 145 variedades de esta gramínea, se encontró -- ser la más resistente Mildord, en la que hay invasión pero no presenta los típicos síntomas de "raíz de tulipán". La resistencia se desarrolla con la edad del huésped y parece originada de Avena byzantina (100).

Les sigue: Aoine D'hiver, Barnwell (CA 127/8), Capa, --- R2285, OR₃, OR₃₀₃, OR₄₉₂, Lee Coldproof, Pampa, Pennat (W271), Picton, OR₄₂₅, Sd1, S231, Unique, Victoria (100), Broncho, Mais Quest, Penforth (de invierno), Manod, las 3 últimas creadas en Gran Bretaña (20), y Greta de Bélgica (12).

Mostrando cierta resistencia: CA60, Cc3706, Richland, Iowa, Sun I, 87/1, 87/1 M.S. 4(2), 87/1 M.S. 4(8), 87/1 M.S. -- 4(15), 87/1 M.S. 4(16), 87/1/1, 109/1/4 ex (109/1) 1/1 (100), Curt (33).

Las variedades Victoria, Capa y Pampa de Argentina tienen pedigrees de una variedad nativa de Uruguay, derivada de A. sativa y A. byzantina (100).

Cruzas entre Early Miller y Milford, cuya resistencia deriva de Grey Winter, han producido progonie, también resistente (57).

En la tabla XVI, se presentan la naturaleza de la resistencia de algunas variedades a D. dipsaci en avena (57). Mencionándose como fuente de resistencia a A. sterilis además -- (57).

Chícharo

Como respuesta a la infección, en las plántulas de chícharo resistentes se forma un corcho en la periferia de la corteza y la pared reticular secundaria, engrosándose igual que en células corticales adyacentes a él (186).

Trébol

Igualmente en trébol rojo, se sugiere la posibilidad de que hay pequeñas diferencias en la composición química de la lámina media en variedades resistentes (12).

Entre ellas se destacan: Merkur (Suecia), seleccionada de la Spannarp, Resistenta (Dinamarca) (186) y Deseret marl (12).

Tabla XVI. Naturaleza de algunas variedades de avena a D. dipsaci

Reacción a <u>D. dipsaci</u>	Genotipo	Reacción del hospedante		
		1	2	3
Susceptible	Muchas variedades de <u>A. sativa</u> y <u>A. byzantina</u> .	+++	+++	+++
Resistente	Early Miller, Record, <u>A. byzantina</u> , (otros tipos)	++	+	+
Resistente	<u>A. sativa</u> cv. Grey - Winter y otras razas silvestres, vars. de rivadas.	--	+	+
Resistente	<u>A. ludoviciana</u> , Cc 4346, Cc 4347.	--	--	--

Fuente: Cook R. (57).

Escala relativa de ninguno (--) a gran (++)

1: Minchamiento de la base del tallo

2: Atrofiamiento de plántulas

3: Reproducción de nemátodos

Centeno

La fuente de resistencia es la raza silvestre local de - Holanda, Ottersumse (57). La más usada Hertvelder (Europa) -- (12).

Maíz

Se conoce sólo Inrakom (Alemania) (57).

Flox

Infección ligera en esta planta en las variedades: Antoinin, Mercie y Wider (220).

Porro

Se cultiva London flag (12).

A continuación se mencionan especies y variedades analizadas bajo 2 poblaciones de D. dipsaci de 2 lugares del norte de Carolina, E.U. (20).

Resistentes (infección observada pero no reproducción).

Allium cepa, Arachis hypogea (N.C.2), Gerastium viscosum, Dipsacus fullonum, Solanum tuberosum (Irish cobbler), Taraxacum officinale, Trifolium incarnatum, Trifolium repens (Ladino, White duth), Tulipa gesneriana (Advance).

Grandemente resistentes (no se observa infección):

Allium vineale, Daucus carota, Festuca elatior (Kentucky 31), Hordeum vulgare, Hyacinthus orientalis (Deft's blue), --

Narcissus poeticus (Paper white), Narcissus spp. (Unsurpassable), Nicotiana tabacum (Hack), Poa pratensis, Stellaria media, Zea mays.

Plantas en las que se producen síntomas sin reproducción:

Trébol dulce (All yellow), cebolla (Sweet spanish), tomate (Stone improved), remolacha azucarera Lot No. 041-0 y trigo (Wasatch) (109).

Ditylenchus destructor

- 1.- Uso de "semillas" (papa) en terrenos no infectados (231).
- 2.- No cosechar tubérculos infestados, deben ser sacados y -- destruidos, así como las malezas (231).
- 3.- Rotación de cultivos, por ejemplo, veza y lupino, después se puede sembrar papa en 3 o 4 años (231). O poniendo una mezcla de pasto/trébol rojo por 4 años, después trébol blanco -- (151).
- 4.- Cosecha prematura (79).
- 5.- Exposición de tubérculos al sol por 4-10 días (79).
- 6.- Uso de variedades resistentes, siendo algunas: Rode star (231), Ali, Apta, Aquila, Pintje, Drossel, Elsa, Fekula, Khorza, Pimbernad, Poed, Red star y Vanda. Como tolerantes: King-Edward (79). Por otro lado se han probado 50 variedades de papa y 4 líneas de Solanum tuberosum andígena, siendo todas susceptibles (152), las primeras son también para papa.

Ditylenchus angustus

- 1.- Eliminación de pastrojo, después de la cosecha (168).
- 2.- Secamiento del suelo en el campo de arroz (168).
- 3.- Rotación de cultivo con yute (13).
- 4.- Trasplante de plantas de arroz en agua profunda (174).

5.- Uso de variedades resistentes, 4 variedades de Oryza japónica y tolerantes 3 de O. indica, siendo la más prometedora -
Knao Tah Oo (231).

Ditylenchus triformis

Sólo se recomienda rotación de cultivos consistente en -
legumbres (220).

5. Control legal

En Estados Unidos se tiene contra D. dipsaci y D. des-
tructor (15).

VI.-DISCUSION

Los caracteres morfológicos descritos pertenecen a la especie tipo Ditylenchus dipsaci, habiendo algunas diferencias con las otras, D. destructor presenta 6 incisuras; reduciendo se a 2 en el cuello y la cola, D. askenasy, 10 muy finas en los campos laterales (88,220).

El bulbo basal esofágico en D. radiciola es más piriforme, en D. graminophilus es elipsoidal. El poro excretor, en los adultos de D. gallicus es opuesto a la base del esófago, mientras que las larvas lo tienen anterior a él (88,220).

D. allocolus y D. graminophilus, el saco uterino no es postvulvar; el útero de las hembras de D. gallicus carecen de ramificación y el macho tiene una cola corta envuelta en la cursa. Asimismo, el ovario de las D. brenani con doble flexión, las células en esas áreas aparentemente dispuestas en 2 líneas, en las de D. graminophilus, es simple pero refleja do sobre el mismo y en D. radiciola, en la porción anterior del órgano tiene 2 flexiones, desarrollando oocitos en 2 líneas, el macho con un testículo curvado 2 veces (88,220).

La cola de D. trifurcus es cilíndrica y más alargada, en D. angustus es más aguda, más puntiaguda y más delgado del cuerpo. En las hembras de D. gallicus, son romas o redondas, y en las de D. graminophilus, se adelgaza inmediatamente atrás del ano, terminando gradualmente en una punta aguda (88,220).

D. askenasy y D. brenani (hembra específicamente), asumen una forma casi en espiral en la primera y en un completo círculo en la segunda (88,220).

Otra discrepancia es la bisexualidad exclusivamente en D. triformis actuando como hembras, siendo fértiles, es el segundo caso en Tylenchida aparte de Meloidogyne sp. aunque no se le ha probado su patogenicidad, tienen una capacidad más reproductiva (119).

Los órganos sensoriales tales como anfidios y fasmidios actúan como quimiorreceptores, tienen un papel primordial en la búsqueda del alimento, en la reproducción y sirven como enlaces con el medio exterior fluctuante.

—En este género los machos son necesarios para reproducirse, pero pueden copular con al menos 3 hembras y viceversa, esta característica da una mayor progenie. La hembra puede ovipositar de 207 a 498 huevos, teniendo un descanso de 7 días en cada postura, para almacenar alimento, viviendo un promedio de 59 días. Se puede decir que la población tiene un desarrollo continuo, sabiendo que no todas las hembras son fecundadas ni ovipositan al mismo tiempo.

Las larvas pueden cumplir cualquier función, menos la de reproducción, confinada a los adultos, siendo una gran amenaza desde el segundo estado, hasta el cuarto, mismo que resiste grandes condiciones de sequía, temperaturas frías, y en algunas instancias hasta nematocidas (D. dipsaci sobre todo), esta característica es más notable en agregaciones, en D. dipsaci es llamada "lana de gusanos" y en D. myceliophagus se le

nombrada "cuajada" (en forma de estalactitas), formada por individuos de todos los estados, resistiendo así condiciones de humedad. Los adultos se encargarán de perpetuar la especie.

Una de las hipótesis sobre estas propiedades, es la cantidad de lípidos en la cutícula (30% de la composición total), puesto que estas sustancias son definidas como insolubles en agua no permiten la salida de ella, además bajan la tasa de utilización del alimento usando sólo el de reserva.

Ahora, como se observa la distribución de D. dipsaci está confinada a climas templados y subtropicales, encontrándose en todos sus sitios agrícolaemente importantes, coincidiendo con el origen supuesto del género (ver Capítulo 5.7), y en las plantas que aún son los mejores huéspedes (D. dipsaci) como alfalfa, hortalizas y cereales, esto ha sido de mucha utilidad para buscar así especies resistentes. D. angustus, a su vez concuerda con el origen del arroz, siendo el silvestre y el cultivado aún sus únicos hospedantes, sin evolucionar en el rango. Esto es, en general lo anterior es aplicable a las demás especies del grupo.

Su amplia distribución, puede atribuirse a su fácil dispersión, utilizando cualquier medio posible, desde semillas comunes y voladoras, material vegetativo y hombre, en forma criptobiótica, sin menoscabo de su patogenicidad y una vez puesto en medio ideal vuelven a su estado normal.

La especie con un rango de huéspedes más considerable en este conjunto es D. dipsaci, atacando o solamente asociado con plantas superiores, entre ellas cultivadas y silvestres; criptógamas y briofitas, le sigue D. destructor, con cultivos salicáceos y hongos, después D. pilicicola teniendo especificidad por la familia Gramineae y por último las especies no iden-

tificadas encontrándose en cultivos tropicales, saliéndose un poco de la tendencia del género, pero no causan daños notables una de las causas podría ser la temperatura.

Todo el género tiene una tendencia a alimentarse en hongos en alguna o en toda la etapa de su vida como D. myceliophagus, cumpliéndose la tesis de que los nemátodos fitoparásitos fueron en principio micofagos, hongos que se alimentaban a su vez de plantas. Todavía, D. destructor tiene en su haber Alternaria sp., Botrytis cinerea, Fusarium spp., Gibberella zeae y Penicillium spp. entre los más importantes y D. myceliophagus en especies de Agaricus, de interés comercial.

En cuanto a las sustancias liberadas por el nemátodo se encuentran las enzimas como celulasa, invertasa, pectinasa y enzimas proteolíticas ideales para deshacer la lámina media de la pared celular que se compone de celulosa, sustancias pécticas y pectinasas, aunque esto no está estrechamente ligado con los síntomas que provoca, si facilita al nemátodo una más fácil alimentación. Se han descubierto además auxinas --- (sin clasificar y ácido indolácetico) liberadas, siendo al parecer las que producen los síntomas puesto que son clasificadas por provocar expansión y división celular en tallos y coleóptilos, por consiguiente atrofiamiento y torsión de los mismos, así como el desarrollo de raicillas o callos. Se ha observado también que el ácido indolácetico retarda el brote de Solanum tuberosum e Ipomea batatas; concurrendo exactamente con los creados en las plantas analizadas, con algunas variantes como achaparramiento, aborto de flores, si las semillas son formadas son pequeñas y arrugadas, el sistema radicular muy poco desarrollado, rayamiento blanquecino, engrosamiento de hojas, tallos o cualquier zona donde se localizan a los nemátodos y acame por la pudrición de la base de la corona. Todo esto como resultado de los disturbios a nivel celular porque hay formación de células multinucleadas, alargadas, agrandándose los espacios intercelulares, formándose cavida--

des involucrando toda la médula, dependiendo del tamaño del -
daño. Esto suscita el atrofiamiento y/o destrucción de los ha-
cas vasculares, no habiendo conducción de agua ni nutrientes,
al mismo tiempo con la disminución o pérdida del sistema radi-
cular, las mismas substancias no pueden ser absorbidas por la
planta, en el caso de las hojas hay poca absorción de luz, po-
ca formación de clorofila y de fuentes de reserva como el al-
midón.

Así, los síntomas varían de acuerdo a la capacidad del -
parásito para alimentarse y reproducirse en el vegetal, de su
susceptibilidad y las condiciones del medio ambiente (estricta-
mente alta humedad y temperaturas hasta de 28-30°C).

Puesto que en variedades resistentes, puede haber pene-
tración sin llegar a reproducirse el nema, se forma un aisla-
miento en el sitio invadido, con una cubierta de corcho, en -
otras la composición química de la lámina media hace más difí-
cil la punción y por consiguiente la alimentación, esto sólo-
se ha observado en alfalfa, trébol y chícharo. No obstante --
los autores no se ponen de acuerdo sobre cual debe ser el in-
dicativo de la resistencia, pero como el resultado no va ser-
100% efectivo, se podría decir que los parámetros deben ser -
de acuerdo al daño anteriormente calificado.

En otros casos de patogenicidad, los nemas punzan la pa-
red celular y dejan verter el citoplasma y consecutivamente -
es absorbido indirectamente, esto les da cierta ventaja, por-
que no necesitan de mayor esfuerzo para alimentarse.

Las agallas producidas por algunas especies, D. radicio-
la y D. graminophilus son comparadas a las de la familia He-
teroceridae, a diferencia de las otras, consideradas como hin-
chamientos patológicos sin desorganización histológica.

La nocividad es mayor con la invasión posterior de otros fitoparásitos que causan una pudrición húmeda, siendo el nema el iniciador del camino con la punción del estilete en las células.

La vía de entrada de los nemas es cualquier abertura natural, llevado a otras partes conforme la planta crece, siendo cualquier área de ella infestada, dependiendo de la vía de introducción; D. dipsaci invade tanto partes aéreas como subterráneas (bulbos y tubérculos), D. destructor y D. radicolus son confinados abajo del suelo, todos los demás parasitan tallos, hojas, flores y sus variantes, pudiéndose explicar -- que estos se alimentan de hongos entomófagos y los otros de los del suelo.

Las razas biológicas son típicas de este género, no pudiéndoles asignar el prototipo de especies puesto que se inter cruzan, esto da como resultado, un gran intercambio genético y por ende una variación en todas sus propiedades, fortalecida además por la transferencia de vegetales, mal control de malezas y cultivo de nuevas variedades, esto conlleva a la diversificación del alimento, renovando así sus preferencias y sólo son diferenciables en la preferencia del huésped, intercalándose generalmente en ello.

Las fluctuaciones de una población de nemas dependerá de los caracteres específicos de los mismo y su densidad poblacional. Interfiriendo para esto su capacidad de desarrollo, esto es fecundidad, duración del ciclo de vida, tasa de sexos, siendo la última importante porque son especies heterosexuales, longevidad, etc. Por otra parte existen factores independientes que van a afectar a los primeros, entre ellos, la

disponibilidad del huésped para mantenerlo, así como el medio ambiente físico, químico y biológico.

Dentro del ambiente físico, los factores elementales en el caso de D. dipsaci (porque es el más estudiado); el tamaño de partículas del suelo, siendo el mejor de 250 mm, correspondiendo a las arcillas, estas van a tener una mayor capacidad de retención de agua, formándose una película, que facilitarán su movimiento, de ello dependerá si alcanza el alimento o no. Igualmente tendrán un menor espacio aéreo, ideal para el mismo objetivo, coincidiendo con una mayor infestación en este tipo de suelo. Aunque el espacio aéreo puede ser pequeño, necesitan oxígeno, que si se encuentra en poca cantidad puede inhibir la eclosión de huevecillos, asimismo a grandes concentraciones, siendo el límite de 0.5-1.0%.

También la humedad puede evitar la eclosión, pero soporta humedades relativas hasta del 50%.

La temperatura va a controlar la longitud del ciclo de vida, siendo la idónea para los 3 nemátodos analizados de 26° C donde se acorta, siendo D. triformis el menor, D. dipsaci y D. mycaliophagus, concordando con la mayor infección y con las temperaturas medias en los meses, donde se ha observado son más virulentos (mayo-julio), siendo de 22-27°C y de 23°C en clima templado y subtropical, fuente de su origen, así como la mayor precipitación.

Hay otros elementos que no menoscaban el desarrollo de su población, como la presión osmótica, tolerando de 10-20 -- atm, aunque la planta si puede ser lesionada irreversiblemente cuando en el suelo se encuentra a marchitez permanente y esa es de 2 atm. Ni el pH, el potencial osmótico puede ser hasta 1 y 2 M de úrea o a 1 000 ppm de dextrosa, pero estas -

condiciones no se dan en el campo.

En cuanto a la distribución poblacional en el suelo, la horizontal dependerá de la humedad, siendo máxima después del drenaje. En la vertical, se sitúa en los 0-20 cms superiores, dependiendo también de la profundidad de las raíces, precipitación, textura y temperatura especialmente, puesto que sin ello, hay una migración hacia abajo, en caso contrario suben hasta el nivel descrito.

Entre los factores químicos, los nematicidas, y otros -- pesticidas, los exudados de las plantas y otros microorganismos, (no clasificados para estas especies), harán fluctuar la población, positiva o negativamente.

En los factores biológicos se incluyen enemigos naturales, enfermedades, que por un lado, dependiendo de la capacidad de estos habrá una baja en la población, similarmente con la competición intra e interespecífica con otros parásitos de espacio y alimento.

El hospedante también puede ser tolerante, dándole un medio ambiente adecuado, sobre todo humedad, fertilización, combate de otras plagas y enfermedades, etc. porque mejora su -- condición física, repercutiendo en la disminución de nemátodos.

Se vislumbra en las gráficas presentadas que la población tiene un máximo y luego declina, siempre relacionado a los -- factores antes mencionados.

Por lo que algunos autores han establecido la relación -- de la mayor infección en la planta y la densidad de la población de los nemas, utilizando un método matemático, la curva de regresión, esto realizado en el laboratorio, donde se pueden controlar agentes que pudieran alterar el resultado del -- experimento, pero no hay que olvidar que en condiciones natura

les puede cambiar, empero es una herramienta muy útil, porque con los datos ya obtenidos, tomándose como umbral económico, se puede hacer un muestreo y si se encontrará una población en un rango mayor de 10-1 000 individuos/500 grs de suelos, deberán tomarse medidas de control. Esto es que rebase - el llamado límite de tolerancia.

El tipo de control más usado es el químico, por ser el más efectivo y de efectos inmediatos, puesto que no requiere de conocimientos previos, pero tiene la desventaja de crear resistencia. En México, se utiliza este tratamiento, sólo o combinado con el físico, con muy buenos resultados para ajos parasitados con D. dipsaci, evitando en gran medida el problema. Las pérdidas en este cultivo han llegado a ser de 50 - 100%, en varios estados, pero hay zonas donde es latente el daño sin haberse cuantificado, sólo por contacto directo con los agricultores y a nivel regional. En papa, se le ha localizado, pero sin llegar a ser económicamente importante, sólo en Nuevo León, el daño parece ser severo (comunicación personal), pero sin poderse comprobar aún. En la región del Estado de México, son controlados los cultivos de papa con nematicida a altas dosis (100 kg/ha de Furadan)(1er. Simposio sobre Nematodos Formadores de Quistes. Chapinigo México, 1985) para combatir el nemátodo dorado de la papa (Globodera rostochiensis) por ser el más nocivo, controlando a su vez a la especie en estudio. Desde 1963, se empezó a investigar su control, su mándose algunas tesis, no sabiendo con certeza la magnitud del daño por falta de información escrita.

En otros países, la lista de químicos es muy larga, incluyendo en este trabajo los más comunes.

Lo ideal, es el uso de varios tratamientos, combinándolos, por ejemplo, en primera instancia la desinfección de semilla o cualquier material vegetativo, utilizado para los mismos fines, siendo el más práctico y económico el agua a las temperaturas mencionadas, siempre que los embriones no sean dañados. Posteriormente, el barbecho con todo lo que implica, sobre todo la limpieza del terreno de malezas, de rastrojos y de plantas enfermas. Evitando además la dispersión de vegetales o partes de ellos que presenten síntomas y lleven en su interior el inóculo. Se puede utilizar, para la desinfección de semillas también la irradiación, pero requiere de instalación especial y no estaría al alcance de cualquier productor.

Conjuntamente la adición de materia orgánica, rica en fauna que puede ser nociva para los nemátodos, pero con el uso continuo de químicos para otros casos fitosanitarios, provoca que la población benéfica se vea diezmada. Siendo la investigación en este último tópico todavía muy pobre, dando buenos resultados sólo en el laboratorio.

Asimismo se recomienda la rotación de cultivos, pero es necesaria una cierta investigación sobre el rango de hospederos, sobre todo para D. dipsaci, que es el que lo tiene más amplio, así como el mayor número de razas biológicas, debiéndose comprobar su efectividad para la población local de plantas. En el caso de D. triformis y D. myceliophagus es bastante efectivo, pero tomando en cuenta, que el cultivo a rotar aporte algún beneficio económico.

Ultimamente el uso de variedades resistentes va creciendo como otra alternativa, pero requiere de gran investigación

ya que se deben localizar los factores o factor responsables de el caracter, si es dominante, la posibilidad de heredarse es mayor pero si sucede al contrario se pierde con la cruce o es supeditado a la retrocruza, perdiéndose de esta manera --- otras propiedades ya establecidas.

Los genes resistentes encontrados, pertenecen a vegetales nativos de las zonas de origen, siendo similar con el del género. Una desventaja de este método, en este caso, son igual las razas biológicas, teniéndose que probar su resistencia con las locales, así como la continúa experimentación, -- puesto que los parásitos también van evolucionando.

El control legal, es siempre un método útil si se lleva realmente, pero en nuestro país, la inmigración en algunas zonas el ilícita, pudiéndose llevar a cabo la dispersión del inóculo, debiéndose vigilar más, sobre todo los que vienen de -- países con una agricultura tradicional, con poco control.

Los perjuicios que se han contabilizado provocados por este género son principalmente URSS, D. dipsaci en fresa (con 85% de pérdidas), en ajo (60%); D. destructor, en papa, definido como la segunda plaga más importante en la región (80- - 90%), principalmente en almacenamiento. Estados Unidos, cebolla y remolacha (100 y 20-50% respectivamente). Francia, D. - nicotianae en setas (75%), ajo (solamente determinado como muy importante) (157).

VIII.- CONCLUSIONES

El género Ditylenchus, especialmente D. dipsaci es dependiente de factores ambientales específicamente de la temperatura, textura del suelo, humedad y del hospedero para su desarrollo y patogenicidad, influyendo en el buen crecimiento de la población, conjuntamente con las características intrínsecas de cada especie.

Por otro lado, se ha observado que las sustancias liberadas (enzimas y auxinas) por el nemátodo son responsables, - las primeras de la punción fácil de las paredes celulares y - posterior alimentación, las segundas provocan un desequilibrio funcional, por consiguiente un desarrollo anormal y atrofiamiento de las plantas, después el perjuicio es todavía mayor con el advenimiento de organismos secundarios que terminan por dañar al vegetal conllevando una merma en la producción.

El género se caracteriza por su capacidad de sobrevivencia, tornándose esto en una mayor potencialidad de la especie para perdurar en cualquier medio, así D. dipsaci, el más adaptado al parasitismo, es resistente a la sequía, temperaturas bajas, falta de oxígeno, y a algunos nematicidas, sobre todo cuando forman la llamada "lana de gusanos", consta de 11 razas biológicas, sólo diferenciables por sus preferencias hospedatorias, sin embargo, esta característica se traslapa; conociéndose aproximadamente 500 especies de plantas como hospederas entre ellas las familias Graminae, Leguminosae, Liliaceae, etc. que constan de especies de interés comercial como alfalfa, tréboles, centeno, avena, trigo, ajo, cebolla, etc. - y malezas tan comunes en todos los cultivos como avena loca, - diente de león, bolsa de pastor, pata de gallo, etc.

Entran en estado criptobiótico cuando las condiciones -- son adversas, renovando su ciclo de vida una vez que ellas -- son otra vez ideales.

En el caso de D. destructor además de las plantas superiores, se puede alimentar de hongos.

Su fácil dispersión, ha hecho de este género uno de los más esparcidos en el mundo, aunque confinado sólo a zonas templadas y subtropicales principalmente, pero se debe tomar en cuenta que las mismas zonas son las de mayor importancia agrícola. Como este nemátodo tiene varias alternativas de subsistir sigue siendo una plaga potencial y que sólo con el conocimiento de su biología, ecología y dinámica de población, se podrá atacar el problema.

La biología nos define al individuo, su ciclo de vida especialmente; la ecología, nos dice en que medio vive, cuales son las limitantes para su buen desarrollo; la dinámica de población nos abre el conocimiento de su fluctuación en relación al hospedante y al medio, dándonos valores que se definen como umbral económico, donde el número de individuos llega a un máximo, que el costo de el control es justificable económicamente. Otras características a tomar son las propiedades de cada espécimen, como las anteriormente señaladas.

Todo esto nos va a dar la pauta para implementar el tipo o tipos de control a usar, tomando en consideración el tamaño del perjuicio, que la medida sea efectiva, económica y de protección perdurable.

Ya se ha mencionado que el más usado es el químico por ser de efecto inmediato y de relativo fácil manejo, pero se reitera la posibilidad de provocar resistencia en los parásitos, por lo que se debe tomar en cuenta también en el caso de que estos son endoparásitos, y sólo una parte de su ciclo pasan en el suelo, lo que se necesitaría es un producto que actuará fisiológicamente dentro de la planta.

Así se remarca la importancia de el uso de un control integrado, donde se manejen más de 2 tratamientos, siendo más efectivo que uno solo.

Esperando que este trabajo haya cumplido con sus objetivos, se hace un llamado de atención a los estudiantes y profesionistas interesados en esta área tan nueva y con tantas carencias en nuestro país, que después de haber analizado este trabajo se requiere dar importancia a los siguientes puntos - que faltan por revisar en México de acuerdo a sus condiciones climáticas y económicas:

- Clasificación de las razas biológicas existentes, probando su especificidad, evitando así que pasen a ser problema de otros cultivos.
- Ecología, cuales son los elementos abióticos y bióticos que van a limitar el buen desarrollo de la población de parásitos, sabiendo de antemano que las larvas de los primeros estados y huevos son los más vulnerables al medio.
- Umbral económico.
- Tipos de control, sobre todo investigación en variedades resistentes y biológico, por no dañar al ecosistema.
- Mayor difusión de los problemas fitosanitarios, no sólo a nivel profesional, sino canalizado hacia los agricultores para que tengan conocimiento del problema a enfrentar y sus alternativas.

- 1.-Abdón Guíñez S. 1969. "Transmisión de nemátodos fitopatógenos por semillas forrajeras". Agricultura Técnica, 29(3):139-141, en Helm. - Abst. B, 1971, 40(3):65.
- 2.-Agrios G.N. 1970. Plant Pathology, Academic Press, New York, E.U. 535-541.
- 3.-Alcocer Gómez L. y Gottwald G.C. 1963. "Determinación de nemátodos fitoparásitos en México". Fitofilo, 16(39):3-19.
- 4.-Alexopoulos C.J. 1977. Introducción a la Micología. EUDEBA, Buenos Aires, Argentina, 615 pp.
- 5.-Ames de Icochea T. 1980. Compendio de Enfermedades de la Papa. Centro - Internacional de la Papa. Perú: 138-139.
- 6.-Anderson R.V. 1963. "An emended description of Ditylenchus valvus Thorne and Maluk, 1968 and description of D. filinus n.sp. (Nematoda Tylenchidae) from mushroom compost in Canada. Canadian Journal - of Zoology, 6(10): 2319-2323 en Helm. Abst. B, 52(2):54.
- 7.-Anderson R.V. and Darling H.M. 1964. "Embriology and reproduction of - Ditylenchus destructor, Thorne, with emphasis on gonad develop- - ment". Proc. Helminth. Soc. Washington, 31(2):240-256.
- 8.-Anderson S. 1967. "Investigations on the occurrence and behavior of Ditylenchus destructor in Sweden". Nematologica, 13:406-416.
- 9.-Andreeva V.I. 1971. "Strawberry stem nematode and its control". Inst.- Sadov. I.V. Michurina, No. 13, pp. 248-255, en Helm. Abs. B 40 - (4):129.
- 10.-Anónimo. 1970. (Annual Report of the Work of the Swedish Seed Associa- - tion). Sver. Utsädestör. Tidskr, 80(213):71-139, en Helm. Abs. B. 1972, 41(1):1.
- 11.-Anónimo. 1970. Report of the Rosewarne Experimental Station and Ellbridg - ge Sub-station. Plant Nematodes pp. 52,53,141-143. London en Helm. Abst, B, 40(4):136.
- 12.-Anónimo. 1972. Descriptions of Plant-parasitic Nematodes. Commonwealth, Institute of Helminthology, England. Set 1, No. 14; Set 2 No. 21; Set 3 No. 36.
- 13.-Anónimo. 1976. Pest Control in Rice. Pans Manual No. 3. 2ªEd. Centre - - for Overseas Pest Research, London: 98-99.

- 14.-Anónimo. 1977. "Potato tuber nematode". Advis Leaflet 372. Ministry of Agriculture, Fisheries and Food. Gran Bretaña.
- 15.-Anónimo. 1980. Control de Nemátodos Parásitos de Plantas. National Academy of Sciences. Vol. IV. Ed. Limusa, México, 219 pp.
- 16.-Anónimo. 1980. Plantas Nocivas y Cómo Combatirlas. National Academy of Sciences. Vol. II. Ed. Limusa, México: 432-492.
- 17.-Arrold N.P. 1969. "Control of nematodes in compost by fumigating with methyl bromide under vacuum". MGA Bull. No. 236. pp. 362-366, 368, 369 en Helm. Abst. B, 1971; 40(1): 26.
- 18.-Arrold. N.P. and Blake C.D. 1966. "some effects of Ditylenchus myceliophagus and Aphelenchoides composticola on the growth on agar plates of the cultivated mushroom, Agaricus bisporus". Nematologica, 12:500-510.
- 19.-Bakir A. Oteifa. 1967. Elements of Economic Plant Nematology, Agriculture Faculty, Cairo University, 11:46-66.
- 20.-Barker K.R. and Sasser J.N. 1959. "Biology and control of the stem nematode, Ditylenchus dipsaci". Phytopathology, 15:507-531.
- 21.-Barraclough R. and Blackith R.E. 1962. "Morphometric relationships in the genus Ditylenchus". Nematologica, 8:51-58.
- 22.-Bazarbekov K.V. 1970. "Stem nematode on species of Allium in Kazakhstan. Zashch. Rast. Vredit. Bolez. No. 10, p. 45. en Helm. Abs. B, 1971 40(2):35.
- 23.-Bernard E.C. 1980. "Ditylenchus intermedius (De Man) Filipjev (Nematoda Anguinidae) and Baseria hiberna n. sp. (Nematoda: Psilenchidae)-from Tennessee". Proc. Helminthological. Soc. Washington, 93(2): - 303-310.
- 24.-Bhatnagar R.D.S. and Kadyan A. 1969. "A preliminary survey of the plant parasitic nematodes of brinjal from the Punjab". J. Res. Punjab agric. Univ. 6(1), Suppl. pp. 281-289, en Helm. Abst. B, 1970, - 39(3):49.
- 25.-Bhatt B.D. and Rohde R.A. 1970. "The influence of environmental factors on the respiration of plant-parasitic nematodes". J. of Nematology 2(4):277-285.
- 26.-Bingefors Sven. 1962. "On the resistance to stem nematode in lucerne".- Nematologica, 7:17.

- 27.-Bird F.A. 1971. The Estructure of Nematodes. Academic Press, U.S.A.45-76.
- 28.-Blake C.D. 1962. "Some observations on the orientation of Ditylenchus dipsaci and invasion of oat seedlings". Nematologica, 8:177-192.
- 29.-Blanchard G.L. 1965. Enfermedades del Tabaco. Instituto del Libro, Cuba: 143-146.
- 30.-Bolander W.J. and Faulkner L.R. 1969. "Effects of temperature and dissolved oxygen on survival of Ditylenchus dipsaci in water" ABSt. Phytopathology, 59(8):1019.
- 31.-Doshier J.E. 1960. "Longevity in vitro of Ditylenchus dipsaci (KUhn) Filipjev from narcissus". Proc. Helm. Soc. Wash. 27(2):127-128.
- 32.-Doshier J.E. and Mckeen W.E. 1954. "Liophilization and low temperature-studies with the bulb and stem nematode Ditylenchus dipsaci (KUhn 1858) Filipjev. Proc. Helm. Soc. Wash.: 21(2):113-117.
- 33.-Brendler R.A. et al. 1971. "Oat variety testing for tolerance to nematode caused tulip root". Calif. Agrig., 25(7):14-15 en Helm. Abst. B, 1972, 41(1):2.
- 34.-Brzeski M.W. 1970. "Ocena skuteczności moczenia cebuli wysadkowej w nemosie jako metody zwalczania wegorka niszczyka (Ditylenchus dipsaci)". Biul warzyw. 40:105-113 en Helm. Abst. B, 1971, 40(1):58.
- 35.-Campbell W.F. and Griffin G.D. 1973. "Fine structure analyses of stem nematode-induced white flagging in Medicago sativa", J. of Nematology, 5(2):123-126.
- 36.-Canning E.V. 1973. "Protozoal parasites as agents for biological control of plant parasitic nematodes". Nematologica, 19:342-348.
- 37.-Carrol J.J. and Viglierchio D.R. 1981. "On the transport of nematodes by the wind". J. of Nematology, 13(4):476-482.
- 38.-Castillo J.M. and Krusberg L.R. 1971. "Organic acids of Ditylenchus triformis and Turbatrix acetii". J. of Nematology, 3(3):248-288.
- 39.-Castro J.F., Heredia A. y Téliz D. 1970. "Avances en el combate del ajo" Agricultura Técnica en México, 2(12):54-59.
- 40.-Caubel G. 1975. "Estimation des populations de Ditylenchus dipsaci dans le sol". Sci Agron Rennes Bull. Sci Tech.: 97-99.

- 41.-Caubel G. 1983. "Effect of pesticide application on plant parasitic nematodes". Sciences Agronomiques Rennes : 36-47. en Helm. Abst. B 1984, 53(3):152.
- 42.-Cayrol J.C. 1964. "Etudes preliminaires sur le cycle evolutif de Ditylenchus myceliophagus, Goodey. Nematologica, 10:361-368.
- 43.-Cayrol J.C. 1969. Phénomène de survie du nématode mycophage Ditylenchus mycèliophagus: anabiose". Bull. Féd natn. synde. Agric. cult. --- Champ. No. 189:2329-2333 en Helm. Abst. B, 1971, 40(1):20.
- 44.-Cayrol J.C. 1970. "Contribution a l'etude de la biologie de Ditylenchus myceliophagus Goodey, 1950, nématode édaphique mycétophage". Revue Ecol. Biol. Sol. 7(3):311-350 en Helm. Abst. B, 1971, 40(4): 123.
- 45.-Cayrol J.C., Denizet P., Fargeix A. et Ritter M. 1960. "Etudes preliminaires sur une maladie vermiculaire de L'ail provoqué par Ditylenchus dipsaci (Kühn)". Phytodiagnostic-Phytopharmacie, 9:181-190.
- 46.-Cayrol J.C. et Frankowski J.P. 1975. "Lutte contre les nematodes mycophages parasitic des champignonnières a l'aide d' un hyphomycete-predateur du genre Arthrobotrys". Mushroom Science Congress X --- (Parte II). France: 407-413.
- 47.-Chang D.N., Campbell W.F. and Griffin G.D. 1973. "Ultrastructure change induced by stem nematode in hypocotyl tissue of alfalfa". J. - of Nematology, 5(3):165-173.
- 48.-Chang D.N., Campbell W.F. and Griffin G.D. 1975. "Effects of temperature on the fine-structural responses in the hypocotyl region of alfalfa lines to Ditylenchus dipsaci". Nematologica, 7(3):239-246.
- 49.-Chitwood B.G. and Chitwood M.B. et al. 1974. Introduction to Nematology University Park Press. E.U.A., 334 pp.
- 50.-Chitwood D.J. and Krusberg L.R. 1977. "Pectolytic enzymes in three populations of Ditylenchus dipsaci". Nematologica, 9(3):187-191.
- 51.-Choi Y.E. and Geraer E. 1975. "Additional list of Tylenchida (Nematoda)-from Korea with description of two new species". Nematol. 21(1): 26-34.
- 52.-Christie J.R. 1979. Nemátodos de los Vegetales. Ed. Limusa. México 275-pp.

- 53.-Cindea E. 1982. "The efficiency of some pesticides in controlling the garlic bulb mite Rhizoglyphus echinopus and Ditylenchus dipsaci" Productia vegetali; Horticultura 31(2):17-18 en Helm. Abst. B, 53(1); 37.
- 54.-Clayden I. 1982. "The survival of Ditylenchus dipsaci in the absence of host crops (Abst)". Nematologica, 28:139.
- 55.-Clerjeau M., Rancillac M., and Veschwabre D. 1983. "The position regarding strawberry decline in France". Pépinieristes Horticulteurs - Maraichiers-Reveu Horticole, 237:39-42, en Helm. Abst. B, 53(1):29.
- 56.-Conzatti C. 1981. Flora Taxonómica Mexicana. Centro Nacional de Enseñanza Técnica Industrial, I.P.N. México, Vol.s I y II. 377 y 220 pp.
- 57.-Cook R. 1974. "Nature and inheritance of nematode resistance in cereals" J. of Nematology, 6(4):165-174.
- 58.-Courtney W.D. and Gould C.J. 1951. "Tolerance of wedgewood iris bulbs to a hot water formalin treatment". Phytopathology, 41(1):40-45.
- 59.-Croll N.A. 1976. The organization of Nematodes. Academic Press, London, 439 pp.
- 60.-Croll N.A. and Bernard M.E. 1977. Biology of Nematodes, Blackie, London 201 pp.
- 61.-Croll N.A. and Viglierchio D.R. 1969. "Reversible inhibition of chemosensitivity in a phytoparasitic nematode". J. Parasit, 55(4):895-896 en Helm. Abst. B, 1970, 39(4):100.
- 62.-Dale I.E. and Taylor D.P. 1963. "Host range of an Illinois population of the stem nematode Ditylenchus dipsaci isolated from onion. Nematologica, 3:305-312.
- 63.-Dallimore C.E. and Thorne G. 1951. "Infection of sugar beets by Ditylenchus destructor, Thorne, the potato rot nematode". Phytopathology 41(10):872-874.
- 64.-Darling H.M. 1957. "Control of the potato rot nematode in Wisconsin" -- (Abs). Phytopathology, 47(1):7.
- 65.-Dickinson S. 1959.

- 66.-Diercks R. and Klewitz R. 1962. "On the seed transmission of a race of Ditylenchus dipsaci occurring on field bean". *Nematologica*, 7:155-163.
- 67.-Dijkstra J. 1957. "Symptoms of susceptibility and resistance in seedlings of red clover attacked by the stem eelworm Ditylenchus dipsaci (Kuhn) Filipjev". *Nematologica*, 2(2):228-236.
- 68.-Doncaster C.C. and Seymour M.K. 1973. "Exploration and selection of penetration site by Tylenchida". *Nematologica*, 19:137-145.
- 69.-Doncaster C.C. 1966. "Nematode feeding mechanisms, 2. Observations on Ditylenchus destructor and Ditylenchus myceliophagus, feeding on Botrytis cinerea". *Nematologica*, 12:417-427.
- 70.-Doncaster C.C. and Webster J.M. 1968. "Clumping of the plant parasitic nematode Ditylenchus dipsaci in water". *Nematologica*, 14:131-136.
- 71.-Dropkin V.H. 1960. Introduction to Plant Nematology, John Wiley & Sons. E.U.A.: 242-256.
- 72.-Elgin J.H. Jr., Evans D.W. and Faulkner L.R. 1975. "Evaluation of alfalfa for stem nematode resistance". *Crop Science*, 15:275-276.
- 73.-Elgin J.H. Jr., Evans D.W. and Faulkner L.R. 1975. "Factors affecting the infestation of alfalfa seedlings by Ditylenchus dipsaci". *J. of Nematology*, 7(4): 380-383.
- 74.-El-Sheriff M.A. and Mai F. 1968. "Thermotropic response of Pratylenchus penetrans and Ditylenchus dipsaci". *Nematologica*, 14(5):43-48.
- 75.-El-Sheriff M.A. and Mai F. 1969. "Thermotactic response of some plant parasitic nematodes". *J. of Nematology*, 1(1):43-48.
- 76.-Eriksson B.K. 1965. "Crossing experiments with races of Ditylenchus dipsaci, callus tissue cultures". *Nematologica*, 11: 244-248.
- 77.-Eriksson B.K. 1974. "Intraespecific variation in Ditylenchus dipsaci, - 1.-Compatibility test with races". *Nematol.* 20:147-162.
- 78.-Esser R.P. 1983. "Amoebic predation upon nematodes". *Nematology Circular* No. 98. Florida E.U.A.
- 79.-Esser R.P. and Smart G.C.Jr. 1977. "Potato rot nematode Ditylenchus destructor, Thorne, 1945". *Nematology Circular* No. 28. June, Florida
- 80.-Esser R.P. and Schubert T.S. 1983. "Fungi that entrap nematodes by mucilaginous droplets borne on glandular cells". *Nematology Circular* No. 95. Florida E.U.A.

- 81.-Evans A.A.F. and Fisher J.M. 1969. "Development and structure of populations of Ditylenchus myceliophagus as affected by temperature". *Hematologica*, 15:395-402.
- 82.-Evans A.A.F. and Fisher J.M. 1970. "The excretory systems of three Ditylenchus spp." *Nematologica* 2(3): 260-263.
- 83.-Evans D.W., Elgin J.G.Jr. and Faulkner L.R. 1971. "White flagging of stem nematode infected alfalfa". *Crop Science* 11(4):591-592 en *Helm. Abst. B*, 1972, 41(3):108.
- 84.-Faulkner L.R. and Bolander W.J. 1970. "Acquisition and distribution of nematodes in irrigation waterways of the Columbia basin in eastern Washington". *J. of Nematology*, 2(4):362-367.
- 85.-Faulkner L.R. and Darling H.M. 1961. "Pathological histology, hosts and culture of the potato rot nematode". *Phytopath.* 51(11):778-786.
- 86.-Ferris H. 1978. "Nematode economic threshold: derivation, requirements and theoretical considerations". *J. of Nematology*, 10(4):341-350.
- 87.-Fielding M.J. 1951. "Observations on the length of dormancy in certain plant infecting nematodes". *Proc. Helm. Soc. Wash.*, 18(2):110-112.
- 88.-Filipjev I .N. and Schuurmans S.J.H.Jr. 1959. *A Manual of Agricultural-Helminthology*. Leiden E.J. Brill. Holland: 274-358.
- 89.-French N., John M.E. and Williams J.J.W. 1971. "Observations on the biology and control of stem eelworm (Ditylenchus dipsaci (Kühn) Filipjev) on hydrangea (Hydrangea macrophylla Ser.)" *Pl. Path.*, 20(4): 177-183 en *Helm. Abst. B*, 1972, 41(2):75.
- 90.-Frölich C. and Rodewald W. 1970. *Pests and Diseases of Tropical Crops and their Control*. Pergamon Press, Germany: 128.
- 91.-García A.M. 1967. "Principales enfermedades de los cultivos en la República Mexicana y sus agentes causales". *Fitofilo*, 20(53):5-34.
- 92.-García A.M. 1976. *Patología Vegetal Práctica*. Ed. Limusa, México: 156 pp.
- 93.-García Rollan M. 1978. *Plagas y Enfermedades del Champiñón y las Setas*. Ministerio de Agricultura, Madrid; 9-14.
- 94.-Germán E.V. 1969. "A new species of stem nematode". *Vest. sel.-Khoz.* - *Nanki, Alma-Ata*, 12(1), 83-85 en *Helm. Abst. B*, 1970, 39(1):7.

- 95.-Gibbins L.N. and Grandison G.S. 1968. "An assesment of serollogical races of Ditylenchus dipsaci". Nematologica, 14:184-188.
- 96.-Godfrey G.H. and Scott E.C. 1931. "New economic host of the stem and bulb infesting nematode". Phytopathology, 25(11):1003-1010.
- 97.-Goffart H. 1956. "Uber Nematodensukzessionen bei zuckerund futterüben". Nematologica 1(4):349-352.
- 98.-Goffart H. and Heiling A. 1962. "Observations on the enzyme content of the saliva of plant parasitic nematodes". Nematologica, 7:173-176.
- 99.-González Villarreal S.F. 1979. "Efectos comparativos de 4 nematocidas para el control del nemátodo de bulbos y tallos Ditylenchus dipsaci Kühn, en ajo (Allium sativum L)". Tesis. Intituto Tecnológico-de Monterrey y de Estudios Superiores Monterrey.
- 100.-Goodey J.B. and Hooper D.J. 1962. "Observations on the attack by Ditylenchus dipsaci on varieties of oats". Nematologica, 8:33-38.
- 101.-Goodey T. 1963. Soil and Freshwater Nematodes. Wiley & Sons, 2a. ed. -
- 102.-Goodey T. 1965. The Nematodes Parasites of Plants, Catalogued under --- their Host. Commonwealth Agricultural Bureaux, England, 214 pp.
- 103.-Gostick K.G. 1963. "Efecto of temperature on methyl bromide fumigation of lucerne seed for control of stem eelworm". Plant Pathology, -- 12(2):62-64.
- 104.-Green C.D. and Webster J.M. 1965. "The effect of ultraviolet radiation on the stem and bulb nematode Ditylenchus dipsaci (KÜhn)". Nematologica, 1(4):638-642.
- 105.-Griffin G.D. 1969. "Atractiveness of resistant and susceptible alfalfa to stem and root-knot nematodes". J. of Nematol. 1(1):9.
- 106.-Griffin G.D. 1972. "Interaction of M. hapla and Ditylenchus dipsaci on root knot-resistant alfalfa". Phytopathology, 62(10):1103.
- 107.-Griffin G.D. 1972. "Infection of alfalfa by Ditylenchus dipsaci as --- affected by thermal acclimatization of the nematode". Phytopathology, 62(7):761.
- 108.-Griffin G.D. 1974. "Effect of acclimation temperature infection of alfalfa by Ditylenchus dipsaci". J. of Nematology, 6(2):57-59.
- 109.-Griffin G.D. 1975. "Parasitism of nonhost cultivars by Ditylenchus dipsaci". Nematologica, 7(3):236-238.

- 110.-Gritsenko V.P. 1971. "Ditylenchus tenuidens n.sp. and Aphelenchoides curiolis n.sp. (Nematoda Tylenchidae and Aphelenchoididae) from Kirgizia). Zool Zh., 50(9), 1402-1405, en Helm. Abst. B, 1972, 41(1) 13.
- 111.-Haglund W.A. 1983. "Efficacy of selected nonvolatile nematicides on control of Ditylenchus destructor in iris". J. of Nematology, 15 (1):92-96.
- 112.-Harris K.F. and Maramorosch K. 1982. Pathogens, Vectors and Plant Diseases: Approaches to Control. Academic Press. E.U.A. 65, 189-219.
- 113.-Hawn E.J. 1963. "transmission of bacterial wilt of alfalfa by Ditylenchus dipsaci (Kühn)". Nematologica, 9:65-67.
- 114.-Hawn E.J. 1969. "Alfalfa root galls caused by the stem and bulb nematode". J. of Nematology, 1(2):190-191.
- 115.-Hawn E.J. 1971. "Mode of transmission of Corynebacterium insidiosum of Ditylenchus dipsaci". J. of Nematology, 3(4):420.
- 116.-Hechler H.C. 1963. "Description, developmental biology and feeding habits of Seinura tenicaudata. (De Man) J.B. Goodey, 1960 (Nematoda: Aphelenchoididae) a nematode predator". Proc. Helm. Soc. --- Wash. 30:182-195.
- 117.-Hesling J.J. 1966. "Preliminary experiments on the control of mycophagous eelworms in mushroom beds with a note on their swarming". Plant Pathology, 15(4):162-166.
- 118.-Hesling J.J. 1968. "Alternative host of the narcissus eelworm Ditylenchus dipsaci". Reportes del 8o. Simposium Internacional de Nematología. Leiden E.J. Brill, Holanda: 84.
- 119.-Hirschmann H. 1957. "The life cycle and role of intersex in Ditylenchus trififormis" (Abs). Phytopathology, 47(9):524.
- 120.-Hirschmann H. 1962. "The life cycle of Ditylenchus trififormis (Nematoda: Tylenchida) with emphasis on postembryonic development". Proc. - Helm. Soc. Wash. 29(1):30-43.
- 121.-Hirschmann H. and Sæsser J.N. 1955. "On the occurrence of an intersexual form in Ditylenchus trififormis n.sp. (Nematoda: Tylenchida). Proc. Helm. Soc. Wash. 22(2):115-123.
- 122.-Howell R.K. and Krusherg L.R. 1965. "Effecto of Ditylenchus dipsaci on certain nitrogen compounds in alfalfa and pea (Abs). Phytopathology, 55(5):504.

- 123.-Huisinigh D. and Sherwood R.T. 1968. "The role of calcium in resistance of alfalfa to Ditylenchus dipsaci". *Nematologica*, 14:8.
- 124.-Hurley D.P. et al. s/f. Técnicas Estadísticas para Ingeniería, Ciencias Agropecuarias y Ciencias Químicas. Depto. de Matemáticas. FES- - Cuautitlán, UNAM. Centro de Investigación y de Estudios Avanzados, México.
- 125.-Husseing R.S. and Krusberg L.R. 1970. "Histopathology of an oxidative - enzyme patterns in Wando peas infected with two populations of - Ditylenchus dipsaci". *Phytopathology*, 60(12):1818-1825.
- 126.-Hwang Shuh-ei and Sayre R.M. 1969. "A method for the freezing and recovery of viable Ditylenchus dipsaci larvae". *J. of Nematology*, -- 1(4):291-292.
- 127.-Ibanenko B. and Metlitski O. 1965. En Peachey J.E. and Chapman M.R. *Chemical Control of Plant Nematodes*. Commonwealth Agricultural Bureau, England. 1966.
- 128.-Infante B.M. 1970. "Control Químico del nemátodo del ajo Ditylenchus -- dipsaci (KÜhn) Filipjev (Nematoda: Tylenchidae), Tesis, M.C. Col. de Postgraduados, Chapingo, México.
- 129.-Janowicz K. 1984. Interaction of Ditylenchus destructor and fungi causing dry rot in stored potatoes. *Ochrona Roslin. Katedra Entomology*, 28(3):10-11. Sotosowanej, Szczecin. Poland en Helm. Abst.- B, 53(3):138.
- 130.-Jansson H.B. and Nordbring H.B. 1980. "Interactions between nematophagous fungi and plant parasitic nematodes: attraction, induction of trap formation and capture". *Nematologica*, 26:383-389.
- 131.-Jenkins W.R. and Taylor D.P. 1967. *Plant Nematology*, Publishing Corporation. New York: 114-124.
- 132.-Kerry B.R. 1984. "Nematophagus fungi an the regulation of nematode populations in soil" *Helm. Abst. B*, 53(1):1-14.
- 133.-Khan E., Chawla M.L. and Prasad S.K. 1969. "Tylenchus (Aglenchus) indicus n.sp. and Ditylenchus emus n.sp. (Nematoda: Tylenchidae) --- from India". *Labdev J. Sci. Technol.* 78(4):311-314 en Helm. Abst. B. 1970, 39(4):95.
- 134.-Khuong N.B. 1983. "Plant parasitic of South Vietnam". *J. of Nematology*, 5(2):319-323.

- 135.-Klinger J. 1963. "The orientation of Ditylenchus dipsaci in measured - artificial and biological CO₂ gradient". Nematologica, 9:185-199.
- 136.-Klinger J. 1965. "On the orientation of plant nematodes and of some -- soil animals". Nematologica, 11:4-18.
- 137.-Kostyuk N.M. 1967. "The study of anabiosis in some phytohelminths. East Warehan, Massachusetts: University of Massachusetts, 7-10, en --- Helm. Abst. B, 1972, 41(3):127.
- 138.-Krusberg L.R. 1963. "Effect of galling by Ditylenchus dipsaci on pectins in alfalfa". Nematologica, 9:341-346.
- 139.-Küthe K. and Dern R. 1970. "Erfahrungen bei der Untersuchung von Ditylenchus Betall an Mais (Zea mays) in Hessen". Gesunde Pfl. 22(6) 101-104 en Helm. Abst. B, 1971, 40(4):107.
- 140.-Ladigina N.M. 1969. "Physiological compatibility of various forms of -- stem nematodes, 1. Crossing of Ditylenchus from onion, strawbe-- rry and red clover. Parasitologiya 3(6):559-568, en Helm. Abst.- B., 1970, 39(3):66.
- 141.-Ladigina N.M. 1969. "Physiology of stem nematodes. Problemy Parazit. Pt. II: 313-314, en Helm. Abst. B. 1970, 39(4):103.
- 142.-Lewis G.D. and Mai W.F. 1960. "Overwintering and migration of Ditylenchus dipsaci in organics soils of southern New York". Phytopathology, 50(5):341-343.
- 143.-Lewis S. and Webley D. "Ooservations on two nematodes infesting grasses" Plant Pathology, 15(4):184-186.
- 144.-Linford M.B. 1937. "The feeding of some hollow stylete nematodes (Nematoda Tylenchidae)". Proc. Helm. Soc. Wash. 4(1):46-47.
- 145.-Maqbool M.A. and Hashmi S. 1982. "Nematodes associated with Oryza sativa in Pakistân."(Abst.). J. of Nematology, 14(4):455.
- 146.-Martínez K. 1979. Catálogo de Nombres Vulgares y Científicos de Plant: Mexicanas. Fondo de Cultura Económica, México: 997-1209.
- 147.-McLeod R. W. 1973. "Supression of Aphalenchoides composticola and Ditylenchus myceliophagus on Agaricus bisporus by Thiabendazole and Benomyl". Nematologica, 19:236-247..
- 148.-Meredith J.A. 1977. "Control of Ditylenchus dipsaci in garlic "Seed" in Venezuela". Nematropica, 7(1):3.

- 149.-Miyagawa S.T. and Lear B. 1970. "Factors influencing survival of Ditylenchus dipsaci (Kühn, 1857) in soil". J. of Nematol.2(2):139-142.
- 150.-Montes Belmont R. 1979. Avances de la Nematología Agrícola en México. Colegio Superior de Agricultura Tropical, México; 89 pp.
- 151.-Moore J.F.1971. "Studies on the persistence of Ditylenchus destructor - the potato tuber nematode, with cropping treatment". Ir. J. Agric. Res., 10(2):207-211, en Helm. Abst. B, 1972, 41(2):71.
- 152.-Moore J.F. 1971. "Potato varieties susceptible to Ditylenchus destructor the potato tuber nematode". Ir. J. Agric. Res., 10(2):239-240.
- 153.-Muse B.D. and Muse R.R. 1972. "Peroxidase activity and phenol content in Wando peas infected with two populations of Ditylenchus dipsaci" (Abs). Phytopathology, 62(10):1103.
- 154.-Myers R.F. 1965. "Amylase, cellulase, invertase and pectinase in several free-living, mycophagous, and plant parasitic nematodes". Nematologica, 11:441-448.
- 155.-Myers R.F. and Krusberg L.R. 1965. "Organic substance discharged by plant parasitic nematodes". Phytopathology, 55(4):428-437.
- 156.-Nelson G.A. and Hawn E.J. 1971. "Failure of Ditylenchus dipsaci to promote by an antagonist strain of Corynebacterium insidiosum". -- Phytopathology, 61:1097-1098.
- 157.-Nickle W.R. 1984. Plant and Insect Nematodes. Marcel Dekker Inc; U.S.A. 588 pp.
- 158.-Nikandrow A. 1973. "Carbon dioxide and the hatch of eggs and development of larvae of Aphelenchoides composticola and Ditylenchus myceliophagus". Nematologica, 19:508-515.
- 159.-Nikandrow A. and Blake C.D. 1972. "Oxygen and the hatch of eggs and development of larvae of Anhelenchoides composticola and Ditylenchus myceliophagus". Nematologica, 18:309-319.
- 160.-Nolte H.W. and Dieter A. 1957. "Nematoden an Baumschulgewächsen in Mitteldeutschland". Nematologica, 2(1):63-67.
- 161.-Norton D.C. 1978. Ecology of Plant-parasitic. John Wiley & Sons. New York, E.U.A. 268 pp.
- 162.-Olefir V.V. 1969. "Resistance to Ditylenchus destructor of some potatoes from a collection from the Ustimov Research Station. Problemy Parazit, Pt. II,:320-322 en Helm. Abst. B, 1970, 39(4):89.

- 163.-Oostenbrink M. 1966. "Major characteristics of the relation between nematodes and plants". Mededelingen Landbouwhogeschool Wageningen, Nederland, 66(4):46 pp.
- 164.-Ouden H. and Kaai C. 1963. En Peachey J.E. and Chapman M.R. Chemical Control of Plant Nematodes, Commonwealth Agricultural Bureaux, - England, 1966.
- 165.-Pacheco Covarrubias J.J. 1984. "Evaluación de Fenamifos, Oxamyl, Carbofuran y Aldicarb más un tratamiento físico al ajo para propagación para el control del nemátodo del ajo, Ditylenchus dipsaci, - en Aconchi, Sonora, Ciclo otoño-invierno, 1983-84. CAECH/CIANO.
- 166.-Padwick G.W. 1950. Manual of Rice Diseases. The Commonwealth Mycological Institute. Gran Bretaña: 104-115.
- 167.-Palo A.V. 1962. "Translocation and development of stem eelworm Ditylenchus dipsaci (Kühn) in lucerne, Medicago sativa L.". Nematologica, 7:122-132.
- 168.-Peachey J.E. 1969. Nematodes of Tropical Crops. Tech Comm No. 40. Commonwealth Agricultural Bureaux, England, 281-285, 262.
- 169.-Perry R.N. 1977. "The water dynamics of stages of Ditylenchus dipsaci - during dessication and rehydration". Parasitology, 75:45-70.
- 170.-Perry R.N. 1977. "Desiccation survival of larval and adult stages of -- the plant parasitic nematodes Ditylenchus dipsaci and Ditylenchus myceliophorus". Parasitology, 74:139-148.
- 171.-Pitcher R.S. 1963. "Role of plant parasitic nematodes in bacterial diseases". Symposium of Nematodes. Phytopathology, 53(1):35-39.
- 172.-Pospisilova J., Janyska A. 1983. "The influence of stem eelworm (Ditylenchus dipsaci) on saccharides in garlic", Zahradnictvi, 13(2): 157-165 en Helm. Abst. B, 53(2):67.
- 173.-Purnell R.E. 1964. En Peachey J.E. and Chapman M.R. Chemical Control of Plant Nematodes, Commonwealth Agricultural Bureaux, 1966, England.
- 174.-Rahman M.L., Taylor B. 1983. "Nematode pests associated with deepwater-rice in Bangladesh" International Rice Research Newsletter, 8(3) 20-21, en Helm. Abst. B, 53(1):31.
- 175.-Riedel R.M. 1969. "The influence of onion seedling age on the development of symptoms caused by Ditylenchus dipsaci". J. of Nematology, 1(1):24.

- 176.-Riedel R.M. and Mai W.F. 1971. "Pectinases in aqueous extracts of Ditylenchus dipsaci". J. of. Nematology, 3(1):28-38.
- 177.-Rodríguez H.S. 1961. "Relación de las principales enfermedades parasitarias y fisiológicas de los cultivos agrícolas". Fitofilo, 14(30) 27-45.
- 178.-Román J. 1978. Fitonematología Trópicar. Universidad de Puerto Rico, -- Río Piedras, P.R.: 256 pp.
- 179.-Ruiz Beltrán J.P. y Montes Belmont, 1977. "Nemátodos fitoparásitos asociados al pasto alemán (Echinochloa polystachya) en el Plan Chontalpa, Tabasco, México" . Nematrópica, 7(1):6.
- 180.-Saigusa T. and Yoshihara T. 1966. "Studies on the ecology of Ditylenchus dipsaci (Kühn) Filipjev, in a narcissus field and the injury caused to narcissu". Res. Bull. Pl. Prot. Serv. Japan, No. 4: 29-44 en Helm. Abst. B. 1970, 39(3):67.
- 181.-Saigusa T. and Yoshihara T. 1970. "Studies on the control of bulb and stem nematode (Ditylenchus dipsaci) in narcissus by hot water treatment. Res. Bull. Pl. Prot. Serv. Japan, No. 8: 21-29 en Helm. Abst. B. 1971, 40(4):133.
- 182.-Saf'yanov S.P. 1967. "Biochemical changes in potato tubers infected by the stem nematode. East Wareham, Massachusetts: University of Massachusetts: 41-42 en Helm. Abst. B. 1972, 41(3):129.
- 183.-Salentiny T.H. 1960. "Durch die Rübenrasse des Stockälchenes Ditylenchus dipsaci hervorgerufene schadbilderbei einigen unkrautarten". Nematologica, 4:142-146.
- 184.-Sánchez A. and Bello A. 1982. "Nematode problems of legumes in Spain" - (Abs). Nematologica, 28:169.
- 185.-Sandoval Hernández J. 1984. "Nemátodos asociados al cultivo de la fresa en Zamora, Michoacán e Irapuato, Guanajuato". Tesis. UACHapingo.
- 186.-Sasser J.N. and Jenkins W.R. 1978. Nematología, The University, North Carolina Press, Chapel Hill. E.U.A. 480 pp.
- 187.-Savchuk O.E. 1969. "Effect of plant nematodes on the bactericidal potential of plants. Problemy Parazit, Pt. II:324-325, en Helm. Abst. B.,1970, 39(4):104.
- 188.-Sayre R.M. and Mountain W.B. 1959. "A bioassay for determining soil populations of Ditylenchus dipsaci". Phytopath. 49:549.

- 189.-Sayre R.M. and Patrick Z.A. 1965. "Selective toxicity of some volatile-fatty acids to plant parasitic nematodes" (Abs). *Phytopathology*, 55(10):1074.
- 190.-Sayre R.M. and Keeley L.S. 1969. "Factors influencing Catenaria anguillulae infection in a free-living and a plant parasitic nematodes". *Nematologica*, 15:492-502.
- 191.-Sayre R.M. and Hwang S.W. 1975. "Freezing and storing Ditylenchus dipsaci in liquid nitrogen". *J. of Nematology*, 7(2):199-202.
- 192.-Schindler A.F. and Stewart H.R. 1956. "Fusarium wilt of carnation retarded by fungus-eating nematodes Ditylenchus sp." (Abst). *Phytopathology*, 46(8):469.
- 193.-Scnabelrauch L.S., Sink J.C.Jr., Bird G.W. and Laemmlen F.F. 1980. "Multiyear population dynamics of Ditylenchus dipsaci associated with Phlox subulata". *J. of Nematology*, 12(3):203-207.
- 194.-Seinhorst J.W. 1956. "Population studies on stem eelworms (Ditylenchus dipsaci)". *Nematologica* 1(2):159-164.
- 195.-Seinhorst J.W. 1968. "Mortality of plant parasitic nematodes shortly after removal of the host plant". *Reportes del 8o. Symposium Internacional de Nematologia*, Leiden E.J. Brill, Holanda: 41.
- 196.-Seinhorst J.W. 1966. "Population dynamics, its relation to ecology and its importance and control of plant parasitic nematodes". *Reportes del 8o. Symposium Internacional de Nematologia*. Leiden E.J.-Brill, Holanda: 58-63.
- 197.-Seymour M.K. 1973. "Motion and the skeleton in small nematodes". *Nematologica* 19:43-48.
- 198.-Seymour M.K. 1977. "Stresses in the feeding pump lining of Ditylenchus dipsaci shown by photoelastic analysis of perspex models". *Nematologica*, 23(2):187-192.
- 199.-Seymour M.K. 1983. "The feeding pump of Ditylenchus dipsaci (Nematoda: Tylenchida)". *Nematologica*, 29:171-189.
- 200.-Shepherd A.M. and Clark S.A. 1983. "A re-examination of oesophageal ultrastructure in Ditylenchus dipsaci (Nematoda: Tylenchida) with some observations on intestinal structure". *Nematol.* 29:151-170.

- 201.-Sherwood R.T. and Huisinab D. 1970. "Calcium nutrition and resistance of alfalfa to Ditylenchus dipsaci". J. of Nematol. 2(4):316-323.
- 202.-Siddiqui I.A. and Viglierchio D.R. 1970. "The effects of gamma irradiation on the motility, infectivity, reproduction and morphology - of Ditylenchus dipsaci". Nematologica, 16:459-469.
- 203.-s'Jacob J.J. 1962. "Observation on Ditylenchus radiceicola". Nematologica, 7:231-234.
- 204.-Smart G.C.Jr. and Darling H.M. 1963. "Pathogenic variation and nutritional requirements of Ditylenchus destructor". Phytopath. 53(4):374.
- 205.-Smith O.F. 1951. "Biologic races of Ditylenchus dipsaci in alfalfa". -- Phytopathology, 41(2):189-190.
- 206.-Sossa Moss C. 1963. "Exploración nematológica en la región papera del - Valle de Toluca". Tesis, UACH, México.
- 207.-Southey J.F. 1966. "New or uncommon plant diseases and pests". Plant -- Pathology, 15(1):46.
- 208.-Southey J.F. "New or unusual host plant records for plant parasitic nematodes". Plant Pathology, 20(2):96-97.
- 209.-Spiegel Y., Orion D., Zohar R. 1983. "Use of systemic nematicides in -- the control of stem and bulb nematodes (Ditylenchus dipsaci) in onion" Hassaden, 63(2):2578-2579 en Helm. Abst. B, 53(2):79-80.
- 210.-Steiner G. 1925. "Plant infesting nemas". Phytopathology, 15:507-531.
- 211.-Stewart N.R. and Schindler A.F. 1956. "The effect of some ectoparasitic nematodes, on the expression of bacterial wilt in carnation". -- Phytopathology, 46(4):217-222.
- 212.-Stubbs L.L. 1971. "Plant pathology in Australia". Rev. Pl. Path. 50 - (9):461-478 en Helm. Abst. B., 1971, 40(4):109.
- 213.-Sturhan D. 1964. "Kreuzungsversuche mit biologischern rassen des stengelälchens (Ditylenchus dipsaci)". Nematologica, 10:324-328.
- 214.-Sturhan D. 1968. "Untersuchungen über des Eindringen von Stengelälchen- (Ditylenchus dipsaci) in Nichtwirte". Meded Rijkstat. Landbwet. Gent. 33(3):679-685 en Helm. Abst. B, 1970, 39(4):105.
- 215.-Sturhan D. 1969. "Das rassenproblem bei Ditylenchus dipsaci". Mitt. -- biol. Bund Anst. Ld-u. Forstw. No. 136, pp. 87-98 en Helm. Abst. B., 1971, 40(3):90.

- 216.-Sturhan D. 1973. "Variación genética, mutaciones y concepto de especies en nemátodos". 2nd. International Congress of Plant Pathology, - Minneapolis Minnesota, U.S.A.
- 217.-Sveshnikova N.M. 1956. "A review of the study of nematodes in the families Heteroderidae and Tylenchidae causing crop diseases in the U.S.S.R." *Nematologica*, 1(2):151-158.
- 218.-Thomas H.A. 1959."On Cricomonoides xenoplax Raski, with special reference to its biology under laboratory conditions. Department of Entomology, Rutgers University, Proc. Helm. Soc. Wash. 26(1):55-59.
- 219.-Thomas P.R. 1966. "Stem nematode infestation of narcissus related to -- growth of the host for one season". *Plant Pathol.* 15(2):62-65.
- 220.-Thorne G. 1961. *Principles of Nematology*, McGraw Hill, Book Co. E.U.A.: 115-157.
- 221.-Ulloa M. y Hamlin R.T. 1978. *Atlas de Micología Básica*. Ed. Concepto s. A. México, 158 pp.
- 222.-Urbieta Salvarredi A. 1972. "Sintomatología del ataque del nemátodo Ditylenchus dipsaci (Kühn), Goodey y su distribución en la planta de ajo". *Rev. Invest. Agric. Serie 5 Patol. Veg.* 9(1):1-14.
- 223.-Viglierchio D.R. 1971. "Races genesis in Ditylenchus dipsaci". *Nematologica*, 17:336-392.
- 224.-Viglierchio D.R. 1975. "Auxin inactivation system of nemic origin". *Nematologica*, 21:471-475.
- 225.-Viglierchio D.R., Siddiqui I.A. and Croll N.A. 1973. "Culturing and population studies of Ditylenchus dipsaci, under monoxenic conditions". *Milgardia* 42(6):177-213.
- 226.-Vuong Hwi-hai, Rodríguez H. 1970. "Rice nematode control in Madagascar". *Agron. Trop.* 25(1):52-66.
- 227.-Wallace H.R. 1962. "Observations on the behaviour of Ditylenchus dipsaci in soil". *Nematologica*, 7:91-101.
- 228.-Wallace H.R. 1963. *The Biology of Plant Parasitic Nematodes*. Edward Arnold LTD, London, 281 pp.
- 229.-Wallace H.R. 1973. *Nematode Ecology and Plant Disease*. Edward Arnold, - London, 226 pp.
- 230.-Watson A.K. and Shorthouse J.D. 1979. "Gall formation on *Cirsium arvense*" *J. of Nematology*, 11(1):16-22.

- 231.-Webster J.M. 1972. Economic Nematology, Academic Press, Londres, 563 pp.
- 232.-Weischer B. 1975. "Further studies on the population development of Ditylenchus dipsaci and Aphelenchoides ritzenabosi in virus-infected and virus free tobacco". Nematologica, 21:213-218.
- 233.-Wharton D.A., Young S.R. and Barreti J. 1984. "Cold tolerance in nematodes". Journal of Comparative Physiology B, 154(1):73-77 en Helm. Abst. B.,53(3):150.
- 234.-Whitehead A.G. 1984. "Interaction of three lucerne, cultivars and eleven english isolates of stem nematode (Ditylenchus dipsaci), lucerne race". Plant Pathology, 33(1):33-37.
- 235.-Williams A.S. 1968. "Control of the alfalfa stem nematode, Ditylenchus dipsaci (Kühn), Filipjev by rotation and additions to the host - range". Reportes del 8o. Symposium Internacional de Nematologia.- Leiden E.J. Brill, Holanda p. 84.
- 236.-Wilski A. 1969. "Występowanie nicieni w pieczarkarniach województw poznańskiego i bydgoskiego co roku 1966". Pr. nauk. Inst. Ochr. --- Rosl., 10(1):193-202 en Helm. Abst. B., 1970, 39(1):4.
- 237.-Windrich W.A. 1970. "A rapid method for distinguishing the tulip and daffodil races of Ditylenchus dipsaci (Kühn) Neth. J. Pl. Path., 76(2):93-98.
- 238.-Windrich W.A. 1974. "Attack of tulip by hybrids of tulip and narcissus-races of Ditylenchus dipsaci". Nematologica, 20:269.
- 239.-Winfield A.L. 1968. "Control of Ditylenchus dipsaci (Kühn) Filipjev on narcissi in eastern England". Reportes del 8o. Symposium Internacional de Nematologia. Leiden E.J. Brill, Holanda, p. 128.
- 240.-Winfield A.L. 1970. "Experiments on controlling stem eelworm (Ditylenchus dipsaci (Kühn) Filipjev) in narcissi and tulips". Zesz. --- Probl. Postep. Nauk. roln., No. 92: 439-445 en Helm. Abst. B., - 1971, 40(1):32.
- 241.-Winfield A.L. 1970. "Factors affecting the control by hot water treatment of stem nematode Ditylenchus dipsaci (Kühn) Filipjev in narcissus bulbs". J. Hort Sci. 45:447-456 en Helm. Abst. B. 1971, - 40(4):135.
- 242.-Winfield A.L. and Hesling J.J. 1966. "Increase of stem eelworms in stored narcissus bulbs". Plant Pathol., 15(4):153-156.

- 243.-Wright K.A. 1983. "Nematode chemosensilla: Form and function". *J. of Nematology*, 15(2):151-158.
- 244.-Wu Liang-Yu, 1958. "Morphology of Ditylenchus destructor Thorne, 1945 - (Nematoda: Tylenchidae), from a pure culture, with special reference to reproductive systems and esophageal gland". *Can. J. Zool.* 36:569-576.
- 245.-Wu Liang-Yu, 1969. "Comparative study of Ditylenchus destructor, Thorne 1945, from potato, bulbous iris and Dahlia with a discussion of De Man's rations". *Canadian J. Zool.* 38:1175-1187.
- 246.-Yeates G.W. 1972. "Population studies on Ditylenchus dipsaci (Nematoda: Tylenchida) in a Danish beech forest". *Nematologica* 10:125-130.
- 247.-Yuen P.H. 1968. "Electron microscopical studies on Ditylenchus dipsaci (Nematoda: Tylenchida). II. Oesophagus". *Nematologica*, 14:385-394.
- 248.-Yuskel H.S. 1969. "Observations on the life cycle of Ditylenchus dipsaci on onion seedlings". *Nematologica*, 5:289-296.
- 249.-Zavala Vargas J.T. 1984. "Control químico de Ditylenchus dipsaci (Kühn) Filipjev (Nematoda: Tylenchidae) en ajo, *Allium sativum*, en Tete la de Ocampo, Puebla, Tesis, UACH, México.
- 250.-Zuckerman B.M., Mai W.F. and Rhode R.A. 1971. *Plant Parasitic Nematodes* Academic Press, E.U.A. Vol. I, 345 pp.
- 251.-Zuckerman B.M., Mai W.F. and Rhode R.A. 1971. *Plant Parasitic Nematodes* Academic Press, E.U.A. Vol. II, 347 ppp.