

26
204

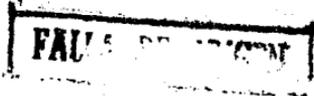


Universidad Nacional Autónoma de México

FACULTAD DE CIENCIAS
BIOLOGIA

NIVELES POBLACIONALES DE NEMATODOS
FITOPARASITOS E IDENTIFICACION DE LAS ESPECIES
DEL NEMATODO DEL GENERO PRATYLENCHUS Y
DEL HONGO DEL GENERO FUSARIUM EN EL SUELO
DE UN CULTIVO DE ALFALFA EN EL MPIO. DE
ACTOPAN, HGO. MEXICO

T E S I S
QUE COMO PARTE DE LOS REQUISITOS
PARA OBTENER EL TITULO DE
B I O L O G A
P R E S E N T A
GUADALUPE CAMACHO COUTINO



MEXICO, D. F.

1990





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.

Í N D I C E

I.	INTRODUCCION.....	1
II.	OBJETIVOS.....	4
III.	ANTECEDENTES.....	5
IV.	MATERIALES Y METODOS.....	16
V.	RESULTADOS.....	30
VI.	DISCUSION.....	33
VII.	CONCLUSIONES.....	51
VIII.	BIBLIOGRAFIA.....	53
IX.	APENDICE.....	63

I. INTRODUCCION

En México la alfalfa es uno de los cultivos forrajeros más importantes; la superficie sembrada en 1988 a nivel nacional fue de 260,098 Ha con una producción de 12,936,670 Ton. Los estados de la República productores más importantes son: Guanajuato, México, Chihuahua, Hidalgo, Coahuila, Querétaro, Tlaxcala, Aguascalientes, Baja California Sur y Baja California Norte.

La alfalfa en su totalidad es sembrada en áreas de riego siendo en el estado de Hidalgo de 24,867 Ha., con un volumen de producción de 1,989,360 Ton. (Anuario Estadístico 1988).

El cultivo de alfalfa puede sufrir diversas enfermedades como resultado de infecciones parasitarias causadas por nemátodos, hongos, virus, bacterias, etc., además de aquellas inducidas por otras plagas.

Las enfermedades causadas por el comportamiento de los diferentes fitoparásitos está relacionada con muchos factores tales como las especies de estos, la magnitud de sus poblaciones, la susceptibilidad de las plantas hospederas, temperatura, humedad, etc., (Jenkins y Taylor, 1967).

Aunque hay numerosas especies de nemátodos fitoparásitos que atacan a gran diversidad de vegetales y aún a un mismo cultivo, en la alfalfa han sido investigados algunos que destaca por su importancia, como: Ditylenchus dipsaci, Pratylenchus penetrans, P. pratensis, Trichodorus christiei y Xiphinema americanum, así como los géneros Heterodera, Meloidogyne y Aphelenchoides (Chapman, 1959).

Las especies del género Pratylenchus son endoparásitos migratorias de las partes subterráneas de la planta; se conoce a estos nemátodos comunmente como nemátodos lesionadores de raíces, ya que rompen las paredes celulares con el estilete, y se alimentan dentro de la raíz, formando lesiones necróticas que propician y contribuyen a la invasión por otros microorganismos patógenos, como algunos hongos y bacterias, que inducen pudriciones del sistema radicular.

Por esta razón es posible que las pérdidas de cultivos en las que se hallan implicado nemátodos fitoparásitos, no sean consecuencia únicamente del efecto patógeno de los nemátodos, sino de una interacción de éstos con otros microorganismos patógenos (Powell, 1979).

Al abocarnos a este estudio, con los objetivos concretos que a continuación exponemos y considerando la frecuente interrelación de Pratylenchus con hongos fitopatógenos como Fusarium, se contempló la posibilidad de aportar información sobre la población de nemátodos, conocer las especies de Pratylenchus y también las especies de Fusarium presentes en los suelos de cultivos de alfalfa en una región de Boxtha, en Actopan, Hgo.

II. OBJETIVOS ESPECIFICOS

- a) Determinar los niveles poblacionales de géneros de nemátodos fitoparásitos asociados al cultivo de alfalfa en una región agrícola del ejido del Boxtha, Actopan, Hgo.
- b) Identificar las especies de nemátodos fitoparásitos del género Pratylenchus asociados al cultivo de alfalfa.
- c) Identificar las especies de hongos fitopatógenos del género Fusarium asociados al cultivo de alfalfa.
- d) Determinar algunos factores ambientales, que se conoce que influyen sobre los niveles de poblaciones de nemátodos fitoparásitos asociados con el cultivo de alfalfa.

III. ANTECEDENTES

Son muchos los géneros de nemátodos que parasitan al cultivo de alfalfa, y algunos pueden llegar a provocar pérdidas importantes desde el punto de vista económico.

A continuación se mencionan los géneros de nemátodos que se han encontrado en Actopan, Hgo. asociados al cultivo de alfalfa, particularizando sobre observaciones efectuadas por varios autores con relación a su papel parasitario y patógeno para esa especie vegetal y otras hospederas.

Pratylenchus spp.

El género Pratylenchus se conoce genericamente como "nemátodo lesionado" de las raíces de diversos cultivos y se encuentra distribuido en todo el mundo, desde los trópicos hasta las áreas septentrionales húmedas.

Jenkins y Taylor, (1967) observaron que cualquier fase juvenil, y los mismos adultos son capaces de penetrar a las raíces de las numerosas hospederas de este género.

En los experimentos realizados por Baxter y Blake, (1968) - con raíces de trigo, observaron su invasión por el segundo estadio juvenil de Pratylenchus thornei. Kable y Mai, (1968) y Sontiral y Chapman, (1970) sugieren que unicamente la cuarta fase juvenil y los adultos penetran a la raíz de la alfalfa. Por otro lado - Thownshend, (1978), afirma que también el tercer estadio juvenil de P. penetrans es capaz de penetrar a la raíz de alfalfa.

Marban-Mendoza y Viglierchio, (1980) en México, en experimentos con raíces de frijol, observan que el mayor porcentaje de penetración de Pratylenchus vulnus fue con los estadios juveniles tercero y cuarto.

Las especies de Pratylenchus invaden las raíces a la altura de la zona pilosa, en la unión de las raíces laterales y también en la punta de la raíz, Olowe y Corbett, (1976), este mismo autor en experimentos con maíz, afirma que P. brachyurus y P. zea dañan todas las partes de la corteza y del tallo. Powell, (1979) concluye que P. brachyurus y P. zea son parásitos de la corteza de la raíz del maíz y su alimentación conduce a una necrosis en la mayoría de las hospederas que atacan.

Sin embargo, Baxter y Blake, (1968) señalan que Pratylenchus thornei invade la raíz del trigo y destroza las células del parénquima para formar cavidades, pero no invade el tallo.

Acosta y Maleck, (1981) en los estudios que efectuaron con raíces de soya observaron que Pratylenchus vulnus y P. alleni - penetraron profundamente dentro de la corteza y ocasionalmente - lesionaron la endodermis.

Olthof, (1982) realizó algunas observaciones con raíces - de alfalfa y Pratylenchus afirmando que el daño causado a las raíces es a menudo inversamente proporcional a la edad de la planta.

Tylenchorhynchus spp.

Nelson, (1956) ha reportado Tylenchorhynchus clytoni asociado con la reducción en el sistema radicular de plantas de maíz, en experimentos hechos en Carolina del norte (E.U.A.) también - Thomason y Sher, (1957) observaron entre otros géneros a -- Tylenchorhynchus clarus asociado con el cultivo de alfalfa en - Carolina del Norte.

Investigaciones hechas en Kentucky (E.U.A.) con Tylenchorhynchus martini en plantas de alfalfa y trébol rojo mostraron que la

reproducción es más rápida en trébol rojo que en alfalfa, Chapman, (1959).

I. claytoni es la especie más importante que daña el cultivo de jitomate, provoca retraso en el tamaño del sistema radicular y las raíces son cortas y descoloridas, sin lesiones (Jenkins y Taylor, 1967).

Es llamado "nemátodo del raquitismo" y en México ha sido reportado en diversos cultivos entre ellos el jitomate, en Sinaloa (Montes, 1979) y en el cultivo de alfalfa en el Estado de México (Pérez y Rodríguez, 1973). Krusberg, (1956) lo ha observado en cultivos de tabaco, maíz, trigo, zacate y papa en estudios realizados en el sur de California.

Las especies de Tylenchorhynchus generalmente varían en su conducta alimentaria, Steiner citado por Noel y Lownsbery, -- (1978) reporta a I. claytoni como endoparásito del tabaco, mientras que I. clarus es endoparásito y ectoparásito de las raíces de alfalfa.

Ditylenchus spp.

Es un importante patógeno de la alfalfa, los reportes más frecuentes de su presencia están asociados con suelos pesados y zonas lluviosas o con campos irrigados, lugares en los cuales la patogenicidad de Ditylenchus es más seria.

Se ha señalado que todos los estadíos juveniles, excepto el primero, son capaces de invadir a la planta de alfalfa.

Estudios practicados por Griffin, (1974) sobre la infección en semillas de alfalfa mostraron que el segundo, tercero y cuarto estadío juvenil fueron aptos para infectar a la alfalfa sin registrarse diferencias significativas en la habilidad para infectar a la planta.

Griffin, (1974) en sus investigaciones con Ditylenchus dipsaci encontró que la temperatura óptima para obtener una máxima infectividad está en correlación con el tiempo de aclimatación del nemátodo.

Este autor, en 1980, observó que la penetración de D. dipsaci en alfalfa es alta a 20°, 24° y 28° C en variedades resistentes de alfalfa y a 20° y 24° en variedades susceptibles, y

afirma que la habilidad de Ditylenchus para adaptarse a diferentes temperaturas explica su capacidad para infectar a la alfalfa.

Reed y Richardson, (1979), han observado que el daño histológico en las plantas de alfalfa es evidente 6 horas después de la inoculación con D. dipsaci; se ha encontrado este nemátodo en porciones del brote terminal, en las hoja embrionarias, en los cotiledones y en el brote del ápice.

Griffin, (1980) observó en semilleros de alfalfa que D. dipsaci es atraído al tejido del epicotilo y que junto con Meloidogyne hapla puede interactuar en el incremento de la formación de agallas en la raíz de ese vegetal, ya que ambas especies son patógenas de la alfalfa.

ASOCIACIONES DE NEMÁTODOS Y HONGOS

En años recientes se han incrementado significativamente los estudios sobre los nemátodos parásitos de plantas y su asociación con algunos hongos fitopatógenos, lo que se traduce en creciente interés por conocer los resultados de estas interrelaciones en un sentido científico y práctico.

Los estudios con diversas especies de Pratylenchus representan el tipo más conocido de interacción nemátodo-hongo, con

mecanismos modificadores de la bioquímica de los tejidos de la hospedera, lo que trae como consecuencia, entre otras alteraciones un aumento en la susceptibilidad a la invasión por algunos hongos (Brzeski, 1970)

Fué en 1892 que Atkinson notificó que la infección por nemátodos fitoparásitos parecía incrementar la severidad patogénica de hongos del género Fusarium, de acuerdo con los experimentos realizados con plantas de algodón, (citado por Powell, 1963).

En 1958, Hollis concluyó que la coloración morena que se extendía por la zona vascular en las plantas de algodón infectadas por Fusarium estaba correlacionada con la infección radicular simultánea con el nemátodo Pratylenchus.

Taylor y Willie, (1959) concluyeron que la presencia de Meloidogyne javanica y M. hapla influye grandemente en el brote del frijol en presencia de Rhizoctonia solani.

El daño derivado de la interacción sinérgica, es definida por Powell como la secuencia patógena en una planta motivada por dos o más patógenos, en la cual los efectos combinados de éstos son mucho mayores que la suma de cada patógeno por separado (citado por Wallace, 1983).

Griffin, G. y Thyr, (1988) observaron en plantas de alfalfa que cuando se inoculaban con Meloidogyne hapla y Fusarium oxysporum medicaginis, el manchado de raíces se incrementaba y el crecimiento de la planta se suprimía.

En experimentos realizados con berenjena, Verticillium albo-atrum y P. penetrans; Montain y Mckeen, (1960) reportan sinergismo entre ambos patógenos, y más recientemente, amplían esta información con experimentos llevados a cabo con tomate y pepino (citado por Powell, 1963).

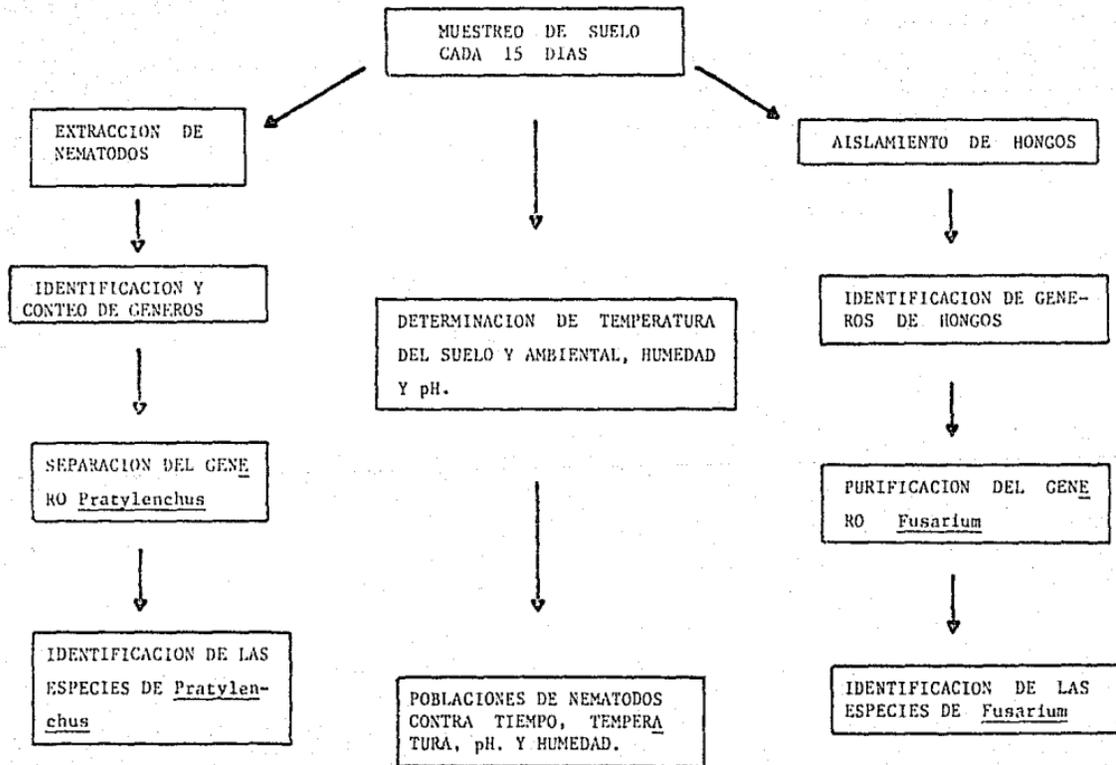
Edmunds y Mai, (1967), en estudios realizados con raíces de alfalfa y Pratylenchus penetrans, observaron que los nemátodos se dirigían en mayor número hacia las raíces infectadas con Fusarium oxysporum que a las raíces sanas.

Palmer y MacDonald, (1974) en observaciones efectuadas con plantas de maíz, hallaron que la presencia de Pratylenchus penetrans y Fusarium moniliforme producía diferencias en el peso de las raíces únicamente cuando ambos patógenos se incularon a temperatura de 22°C. También observaron que Pratylenchus scribneri y F. moniliforme incrementaban la severidad de la pudrición de la raíz.

En experimentos realizados con Trichoderma viridae y Pratylenchus penetrans en raíces de alfalfa, Edmunds y Mai, (1967) hallaron que cada organismo por separado retrasa el crecimiento del tallo y la raíz. La acción combinada de ambos microorganismos causó un mayor retraso en el crecimiento de la planta.

Mauza y Webster, (1982) observaron daños por la interacción sinérgica, en alfalfa, cuando F. oxysporum y P. penetrans fueron inoculadas simultáneamente en el suelo. Estos autores mencionan que F. oxysporum no alteró las poblaciones de P. penetrans, mientras que la presencia de F. solani se asoció con la disminución en el número de P. penetrans en las raíces. Morell y Bloom, (1981) han demostrado con plantas de jitomate que F. oxysporum ocasiona marchitez, y que este hongo combinado con M. incognita, aumentan la incidencia de esta enfermedad.

IV. PLAN DE TRABAJO



MAPA DE UBICACION DEL AREA AGRICOLA EN ESTUDIO



IV. MATERIALES Y MÉTODOS

Selección del área de trabajo.

El área seleccionada está localizada en la región agrícola del Ejido del Boxtha en el Municipio de Actopan, Hgo. Se localiza al norte la carretera Actopan-Tula, al sur un camino vecinal, al este la ciudad de Actopan y al oeste el río Chicabasco; comprende una superficie de 50 x 30 metros.

Muestreo de suelos

a). Método. Dentro del área de estudio se llevaron a cabo los muestreos cada 15 días en el ciclo de cultivo primavera-verano 1983. El muestreo fue realizado al azar excluyendo las orillas del campo, que tuvieron una anchura de 3 metros, esto con el objeto de evitar interferencias debidas a la presencia de plantas silvestres que rodeaban al campo.

b). Tamaño de la muestra. Se extrajeron 8 muestras de aproximadamente 200 g de suelo cada una y de una profundidad de 25 cm. Estas muestras de suelo se mezclaron y homogeneizaron para obtener dos muestras representativas de la población.

c). Conservación de la muestra. Se conservaron en bolsas de polietileno debidamente etiquetadas y a una temperatura de 4° a 10° C.

Extracción de nemátodos del suelo.

Para realizar la extracción se siguió la técnica de flotación y centrifugación de Gooris y D'Herde (1972), citado por De la Jara y Zerón, (1983); la extracción de nemátodos para la identificación de las especies del género Pratylenchus se llevó a cabo con la técnica del embudo de Baermann.

Identificación y cuenta de nemátodos en las muestras de suelo.

Se llevó a cabo de la siguiente manera:

a). Se homogeneizó, agitando con movimientos ondulatorios el recipiente que contenía el concentrado de nemátodos, obtenidos de la extracción en un volumen de 10 ml de agua y se tomó con una jeringa de 5 ml una alícuota de 2 ml

La alícuota de 2 ml se descargó en la cámara cuenta nemátodos, que se colocó sobre la platina de un microscopio compuesto. El enfoque se hizo con objetivo 10x y ocular 10x. La --

cámara usada se construyó con "plexiglass", con una base rectangular de 4 cm x 2 cm dividida en cuadros de 0.5 cm por lado y una capacidad total de 2.6 cm³ aproximadamente.

b). Se procedió a la identificación de los géneros de los diferentes nemátodos utilizando las claves elaboradas por De la Jara y Zerón (1983).

c). La cuenta se hizo anotando el número de nemátodos de cada género, en el volumen efectivo de la cámara y refiriendo luego este volumen al total del colectado en la extracción (10 ml) en donde se tomó la alícuota y que corresponde al extracto de 200 cm³ de suelo.

d). Los datos obtenidos, (número de nemátodos de cada género/200 cm³ de suelo) se pasaron a papel milimétrico, trazando las curvas de las fluctuaciones poblacionales a través del tiempo que duró el estudio.

Determinación potenciométrica del pH en el suelo, Valdés, (1984).

a). Se pesaron 50 g de suelo, se colocaron dentro de un baso de precipitados de 150 ml y se le agregaron 150 ml de agua

destilada. Se agitó durante un minuto y se dejó reposar la muestra durante 30 minutos.

b). Se ajustó el potenciómetro con solución amortiguadora de pH 7.0.

c). Una vez calibrado se introdujeron los electrodos en la muestra y se tomó la lectura a 20^o C.

Determinación de la humedad del suelo, por diferencia de peso.

a). Se pesaron 10 g del suelo y se colocaron en un crisol (llevado a peso constante).

b). Se introdujo el crisol en la estufa a 80°C durante 24 horas.

c). Se retiró de la estufa con ayuda de unas pinzas para crisol, y se colocó en un desecador durante 5 minutos y de inmediato se pesó.

d). Se hizo el cálculo del contenido de humedad mediante la siguiente fórmula.

$$\% \text{ Humedad} = \frac{(\text{Peso húmedo} - \text{Peso seco}) \times 100}{\text{Peso seco}}$$

Determinación de la temperatura del suelo y ambiental.

La temperatura del suelo fué medida introduciendo el termómetro en el suelo 5 cm, y se tomó la lectura después de 10 segundos aproximadamente.

La temperatura del ambiente fue medida sin introducir el termómetro en el suelo, y se tomó la lectura después de 10 segundos, aproximadamente a una altura de 1 m.

Determinación de la textura del suelo del área agrícola, Valdés, (1984).

Material:

Hidrómetro de Bouyoucos

Probeta de 200 ml

Equipo para dispersar (batidora y vaso dispersador)

Termómetro graduado de 0 a 50°C.

Balanza

Cronómetro

Agua destilada

Sol. acuosa de hexametáfosfato de sodio al 5%

Peróxido de hidrógeno al 30%

Vaso de precipitados de 500 ml

Suelo secado en estufa a 110°C y tamizado por malla de 2 mm

Desarrollo

Se pesaron 50 g de suelo para eliminar la materia orgánica presente, se trató con peróxido de hidrógeno al 30% en una proporción de 15 ml de reactivo por cada 50 g de suelo, se dejó secar durante 24 horas a 80°C aproximadamente.

La muestra pesada se colocó en un vaso de precipitados de 500 ml y se le agregaron 10 ml de la solución de hexametáfosfato de sodio y 250 ml de agua destilada; y se dejó reposar 15 minutos.

Una vez preparado el suelo se vertió en el vaso de la batidora y se le agregó agua destilada suficiente para que llegara

hasta unos 10 cm abajo del borde del vaso. Se disperso durante 20 minutos. La muestra dispersada se vacio integramente en la probeta de 200 ml utilizando una piceta para bajar el contenido completamente, y se aforó con el hidrómetro dentro. Se quitó el hidrómetro y la probeta se tapa con la mano a fin de que el sedimento formado se incorpore perfectamente a la suspensión.

Posteriormente se puso en posición vertical, se accionó el cronómetro para hacer la primera lectura, a los 40 segundos se introduce el hidrómetro y se midió la temperatura para hacer las correcciones como se indican más adelante. Se dejo en reposo la probeta con la suspensión durante 2 horas y se volvió a introducir el hidrómetro sin que tocara o quedara a las paredes de la probeta.

Cálculos

Para cada grado arriba de 19.4°C se le agregó a la lectura del hidrómetro 0.36 unidades, y por cada grado abajo de 19.4°C se resta a la lectura del hidrómetro 0.36 unidades.

$$\frac{\text{Primera lectura corregida} \times 100}{\text{Peso de la muestra}} = \% \text{ de (limo + arcilla)}$$

$$100 - \% \text{ de (limo + arcilla)} = \% \text{ de arena.}$$

Segunda lectura corregida X 100 = % de arcilla

Peso de la muestra

100 - % de (arena + arcilla) = % de limo.

Método para obtener la capacidad de campo.

Material:

Estufa

Balanza analítica

Disco de papel filtro

Vaso corto de plástico perforado en la base.

10 g de suelo secado en la estufa a 110°C

Desarrollo

Se colocó el disco de papel filtro en el vaso, se humedeció el papel filtro y se pesó toda la unidad cuando dejó de escurrir.

Se colocaron en el vaso sobre el disco de papel humedecido, 10 g de suelo seco; se colocó el vaso en una caja de Petri - que contenía agua, hasta que se saturó el suelo con el agua, se

saco de la caja y se dejó escurrir y nuevamente se pesó toda la unidad. El cálculo se llevó a cabo por diferencia de peso.

Separación del género *Pratylenchus* de otros grupos de nemátodos.

Los nemátodos se "pescaron" con la ayuda de un pescador construido con una pestaña fijada a un mango de madera con una gota de barníz de uñas. Los nemátodos se colocaron en una cantidad mínima de agua contenida en un frasco.

Técnica de fijación y deshidratación

Seinhorst, 1962 y 1966. (citado por De la Jara y Zerón, 1983).

Se transfirieron los nemátodos a una pequeña cantidad de agua (5 a 6 gotas) en un frasco de 4 cm de alto y 2 cm de diámetro (aproximadamente) colocándolo en baño María a 60°C durante 2 ó 3 minutos hasta la relajación de los nemátodos. Posteriormente se vertió el fijador (previamente calentado) en la misma proporción que el agua que contenía a los nemátodos, y luego se consideraron durante 24 horas en refrigeración en el frasco con tapón de rosca.

Deshidratacion.

Se transfirieron los nemátodos del fijador a una mezcla de etanol, glicerina y agua (proporciones descritas en el anexo I) y se colocaron en la estufa a 35°C durante 24 horas haciendo un cambio de deshidratantes cada 24 horas. Posteriormente se sacó un frasco de la estufa y se pasó a un desecador de vidrio con cloruro de calcio, para terminar la deshidratación.

Montaje Permanente.

Para realizar el montaje se colocaron de 3 a 5 nemátodos, que se encontraban ya en glicerina anhidra, en una gota de glicerina anhidra depositada en el centro de un porta objetos.

Dentro de esta misma gota se colocaron tres calzas de fibra de vidrio (de un diámetro aproximado al del nemátodo) en posición triangular para impedir que el peso del cubre objetos del No. 1 comprimiase a los nemátodos. Una vez colocado el cubre objetos se procedió a sellarlo con barniz de uñas (según De la Jara y Zerón 1983).

Para la identificación se observaron 100 organismos, utilizando la clave de Loof, (1978) para las especies de Pratylenchus. (Ver anexo II).

Para el aislamiento de hongos del suelo, se siguió la técnica de diluciones y se usó como medio de cultivo P.D.A. (papa-dextrosa-agar) Tuite, (1969). Los géneros de hongos fueron identificados según Barnett y Hunter, (1969) y para la identificación hasta especie se siguió la clave de Booth, (1972).

A N E X O I

Reactivos para preparación de nemátodos

Fijador.

	Agua destilada	91 ml
TAF.	Tetraholamina	2 ml
	formol	7 ml

Aclarante.

	Fenol	20 gr
Lactofenol	Ac. láctico	20 ml
	glicerina	40 ml
	Agua destilada	20 ml

Deshidratantes.

	Etanol	20 ml
Glicerina A	Glicerina	1 ml
	Agua	79 ml
	Etanol	28 ml
Glicerina B	Glicerina	2 ml
	Agua	70 ml
	Etanol	36 ml
Glicerina C	Glicerina	4 ml
	Agua	40 ml

Glicerina D	Etanol	45 ml
	Glicerina	5 ml
	Agua	50 ml
Glicerina E	Etanol	54 ml
	Glicerina	6 ml
	Agua	40 ml
Glicerina F	Etanol	63 ml
	Glicerina	7 ml
	Agua	30 ml
Glicerina G	Etanol	73 ml
	Glicerina	7 ml
	Agua	20 ml
Glicerina H	Etanol	83 ml
	Glicerina	7 ml
Glicerina I	Etanol	93 ml
	Glicerina	7 ml

ANEXO II

Parámetros para la identificación de nemátodos fitoparásitos

A continuación se proporcionan, las medidas y sus relaciones que se aplicaron para identificar las especies del género Pratylenchus según De Man (1880), (citado por Sher y Allen, 1953)

Longitud total del cuerpo	=	Lt
Longitud del esófago	=	Le
Longitud de la cauda	=	Lc
Longitud de la boca a la vulva	=	Lv
Máxima anchura	=	AM
Longitud del estilete	=	Ls

Con las medidas anteriores se determinaron las siguientes relaciones.

$$\frac{Lt}{AM} = a; \quad \frac{Lt}{Le} = b; \quad \frac{Lt}{Lc} = c; \quad \frac{Lv}{Lc} = v.$$

$$\frac{Ls}{Lc} = 100$$

RESULTADOS Y DISCUSION

Nemátodos del Suelo del Alfalfar.

El análisis de los resultados obtenidos que se incluyen en los cuadros uno y dos permiten apreciar que hay variaciones en el tamaño de las poblaciones de nemátodos como en los diferentes géneros. En este estudio algunas poblaciones aumentaron durante ciertos períodos de tiempo, por lo que sugerimos la posible influencia de los factores ambientales y que en base a la literatura puede llegar a tener importancia, por los efectos deletéreos en el cultivo de alfalfa.

Pratylenchus sp. (Fig. 1).

Durante el mes de abril, se registró un aumento en el número de nemátodos de este género porque la temperatura del suelo y la humedad registradas son adecuadas para la reproducción de muchas especies de Pratylenchus, Kable y Mai, (1968), Towson y Lear, (1982).

En el tercer y cuarto muestreo, la población de este género

CUADRO No. 1

IDENTIFICACIÓN Y NÚMERO DE LOS NEMATÓDOS EXTRAÍDOS DE 200 GR. DE SUELO EN MUESTRAS QUINCE-DIALES, EN UN ALFALFAR DEL MP10. DE ACTOPAN, HGO.
MARZO-AGOSTO 1983.

FECHAS / GENERAL	MARZO	A B R I L		M A Y O		J U N I O		J U L I O		AGOSTO
	4 19	2 16	30	14 30	11 25	9 25			6	
* <i>aphelenchus</i> Sp.	20 35	120 36	42	42 60	108 90	108 100			110	
* <i>aphelenchoides</i> Sp.	6 12	12 12	ND	12 12	12 36	36 16			ND	
Cricommatídeos	ND ND	6 12	ND	12 ND	ND ND	18 12			ND	
* <i>Dorylaimoides</i>	54 45	100 121	120	118 120	120 108	108 54			108	
* <i>Ditylenchus</i> Sp.	10 30	12 120	30	12 ND	ND 144	66 240			186	
<i>Helicotylenchus</i> Sp.	ND ND	6 ND	ND	6 12	ND ND	ND 12			ND	
<i>Hoplolaimus</i> Sp.	10 20	6 ND	ND	6 12	ND ND	ND 12			ND	
<i>Hacobbus</i> Sp.	ND 15	ND ND	6	12 ND	ND ND	12 ND			ND	
* <i>Pellicylenchus</i> Sp.	18 ND	18 ND	ND	ND 18	ND 54	ND 42			12	
<i>Pratylenchus</i> Sp.	72 66	144 144	108	120 90	102 160	240 240			185	
Rhabditídeos	432 300	335 440	420	420 390	336 360	330 600			640	
<i>Rotylenchus</i> Sp.	ND 6	ND ND	6	ND ND	ND ND	ND ND			ND	
<i>Tylenchorhynchus</i>	50 30	56 96	20	54 76	54 60	66 36			90	
Total fitoparásitos = 1388	286 214	366 466	222	288 276	301 524	556 930			833	
Total Vida Libre = 5223	586 345	367 570	450	560 530	456 468	438 654			941	

* Nematodos con especies " no necesariamente fitoparásitos "
ND NO SE DETECTO.

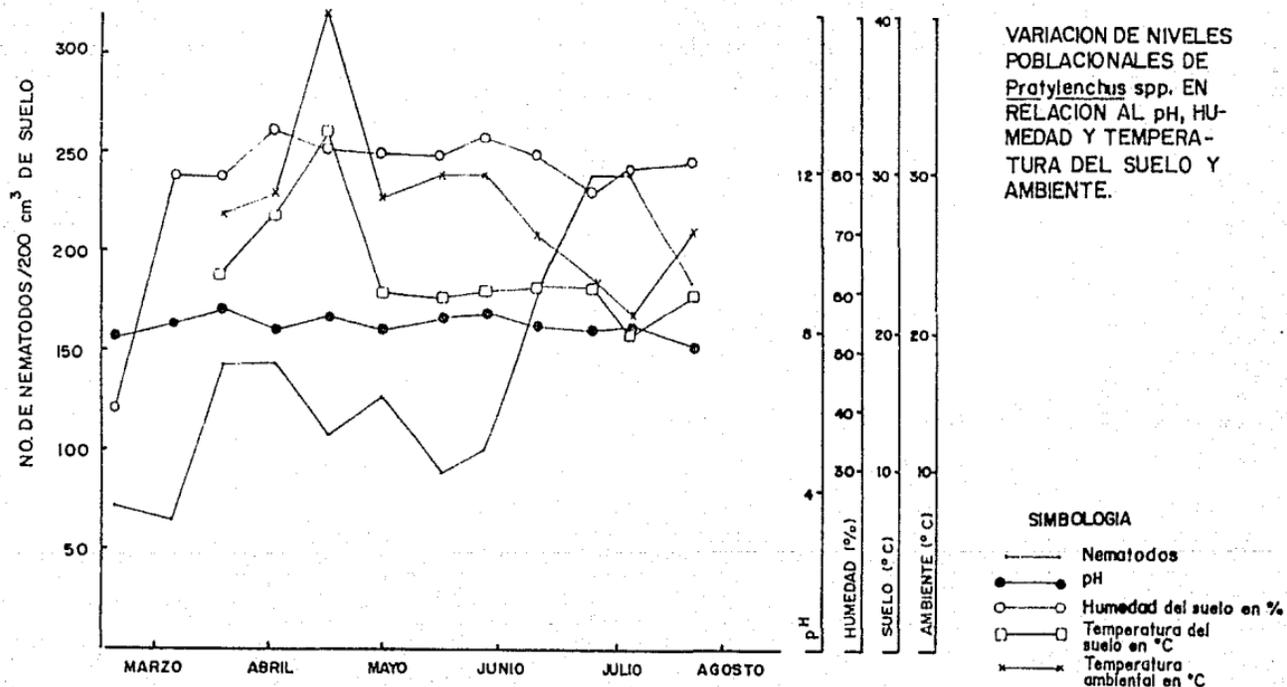
CUADRO No. 2

TEMPERATURAS DEL SUELO Y AMBIENTE, pH. Y HUMEDAD DEL SUELO DEL CULTIVAR DE ALFALFA MPIO. DE ACTOPAN, HGO. MARZO - AGOSTO, 1983.

FECHAS	MARZO	ABRIL	MAYO	JUNIO	JULIO	AGOSTO
FACTORES	4-19	2 - 16 - 30	14 - 30	11 - 25	9 - 25	6 -
T °C Ambiente	ND	28° - 29° - 40°	29° - 30°	30° - 26°	22° - 21°	26° -
T °C Suelo	ND	24° - 28° - 32°	23° - 23°	23° - 23°	23° - 20°	23
pH del Suelo	7.7-8.0	8.3 - 7.8 - 8.2	8.0 - 8.2	8.3 - 8.1	8.0 - 8.2	7.5
% de Humedad Suelo	39-78	78 - 84 - 82	80 - 80	83 - 81	78 - 80	81
Textura de Suelo	Migajón Arcilloso					
Capacidad de Campo	80%					

ND = No se determinó

FIG. 1



permaneció constante, y aún cuando hubo un aumento en la temperatura del suelo, ésta no sobrepasó los límites de temperatura que se reportan en la literatura, para la supervivencia de los nemátodos fitoparásitos en general (Kable y Mai, 1968). La humedad registrada en este lapso pudo haber favorecido a la población de nemátodos, de manera que no perdieran su actividad que se vería disminuida por un suelo con un contenido de humedad inadecuado; se estima que los nemátodos siempre están activos, en suelos que contienen un porcentaje de humedad del 40 al 80% de su capacidad de campo.

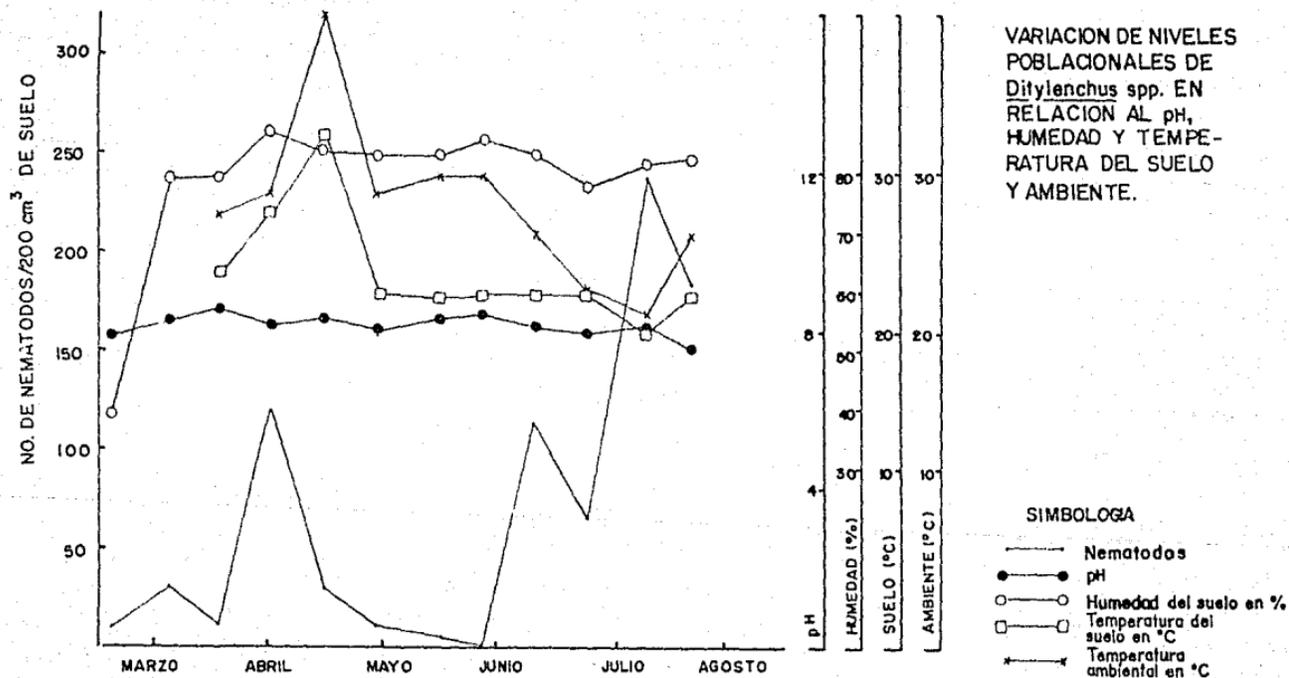
En el mes de abril y mayo, decreció el nivel poblacional de los nemátodos, al parecer tal disminución no se relaciona con el aumento de la temperatura ambiental, en consideración de que los nemátodos no se encuentran en la superficie, y aunque consecuentemente hubo un aumento en la temperatura del suelo, la población no disminuyó de forma considerable, posiblemente debido a que en este suelo del alfalfar, existen especies de Pratylenchus como P. brachyurus, P. scribneri y P. neglectus que se pueden reproducir aún a temperaturas relativamente altas, del orden de los 35°C (Acosta y Maleck, 1979).

En la segunda mitad del mes de junio y julio, las poblaciones del género Pratylenchus vuelven a incrementarse, período durante el cual la temperatura del suelo y la humedad, permanecieron casi constantes, lo cual pudo influir para que hubiese un aumento en las poblaciones de estos nemátodos, si se hace una comparación con lo sucedido en todos los meses anteriores. Posteriormente, en agosto, los niveles poblacionales de nemátodos vuelven a decrecer, cuando la alfalfa inició la floración, lo que patentiza su estado de madurez y la consecuente suberización de las paredes celulares de la raíz, esto puede interpretarse como causa de una menor susceptibilidad de la planta al ataque de nemátodos por el estado fisiológico del vegetal; hecho ya documentado por varios autores Acosta y Maleck, (1979), Ogbuyi (citado por Olthof, 1982).

Ditylenchus sp.

En la figura No. 2, se aprecia que en los muestreos del 2 al 16 de abril, hubo un aumento considerable de estos nemátodos - aún con un alza sustancial de la temperatura del suelo. Se ha observado que especies como Ditylenchus dipsaci, tienen la habilidad de ajustarse a los cambios de temperatura de este tipo -- (Griffin, 1974); por consiguiente, podemos suponer que la pobla

FIG. 2



ción de este género pudo estar constituida por especies que tenían la misma habilidad de Ditylenchus dipsaci y que cambios tales en la temperatura, que para otros géneros de nemátodos pudieran ser desfavorables para los del género Ditylenchus no lo sea en igual medida, lo que explicaría la situación señalada en nuestro caso.

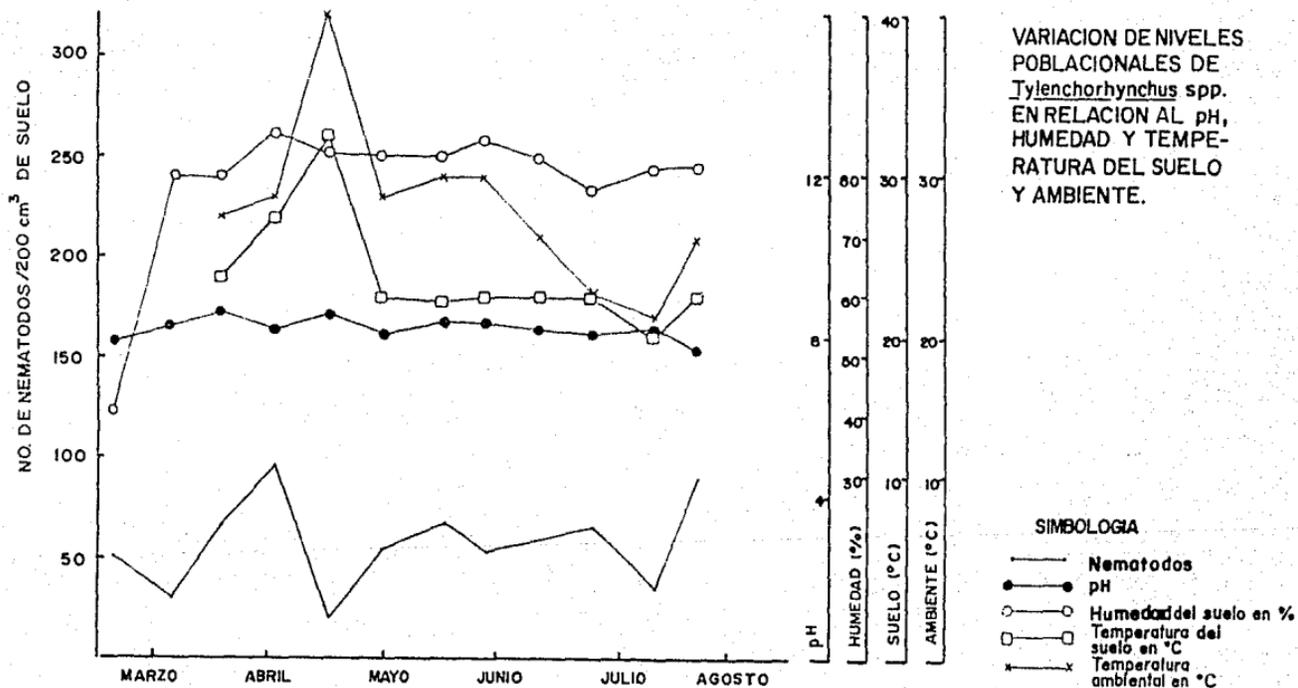
En el mes de mayo y parte del mes de junio, disminuyeron notablemente las poblaciones de Ditylenchus; esta disminución la atribuimos a que la temperatura del suelo registrada es la adecuada para la penetración de algunas especies de Ditylenchus en alfalfa, Griffin, (1980). Según Wallace, (1962), un pequeño número de nemátodos de este género pueden ser colectados en el suelo del alfalfar en estos meses.

En los meses de junio, julio y agosto la temperatura permaneció casi constante, dentro de los límites adecuados para este género de nemátodos en la alfalfa; por consiguiente podrían haberse suscitado condiciones favorables para el desarrollo y reproducción de este nemátodo, aumentando las poblaciones durante este período.

Tylenchorhynchus sp.

Los datos que se observan en la figura No. 3, nos permiten

FIG. 3



suponer que la mayor parte del mes de abril, aumentaron las poblaciones de este género aún cuando la temperatura del suelo se incrementó en 4°C, esto no sobrepasa de manera significativa el óptimo de temperatura para el desarrollo del género que está comprendido entre 21° y 26°C, ya que algunas de sus especies tienen límites óptimos entre 24° y 27°C (Noel y Lownsbery, 1978).

A fines de abril hubo una baja considerable de la población de Tylenchorhynchus, los datos muestran un incremento en la temperatura del suelo (32°C), y se observó también una disminución en la humedad del mismo; la reducción en la población de nemátodos - pudo deberse a que el aumento en la temperatura del suelo, sobrepasó los límites óptimos para el desarrollo de este género Noel y Lownsbery, (1978).

A fines de mayo se observó un aumento en la población de Tylenchorhynchus sp. y la disminución de la temperatura del suelo; en este período las poblaciones del nemátodo son muy semejantes a las encontradas en el mes de abril, durante el cual se registró una temperatura de 24°C. La temperatura es un factor que al parecer es de mayor importancia en las fluctuaciones poblacionales - que la humedad del suelo en este género.

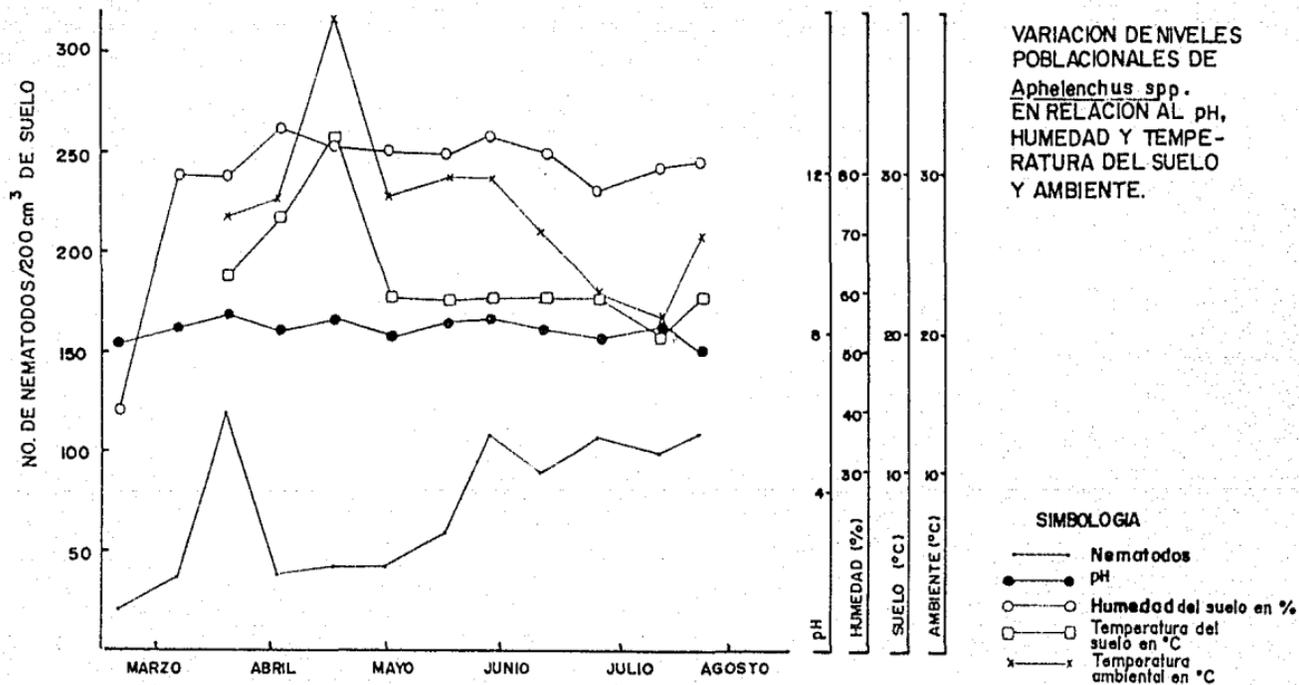
En los meses de junio y julio la temperatura del suelo permaneció casi constante, se observó que el tamaño de las poblaciones se modificaron siguiendo los cambios de temperatura de manera paralela, posiblemente los valores de humedad fueron óptimos para su desarrollo (Dropkin, 1980).

Aphelenchus sp.

En la figura No. 4 se puede apreciar que el mayor número de nemátodos de este género se observó a principios de abril, a una temperatura de 24°C y con una humedad del 83%; con el aumento de la temperatura en la segunda mitad del mes de abril, la población disminuyó considerablemente posteriormente se observó que en los meses de mayo, junio, julio y agosto la población volvió a aumentar y se mantuvo casi constante, de acuerdo a los cambios de temperatura, los cuales también se mantuvieron casi constantes durante este lapso de tiempo.

El género Aphelenchus sp. se ha reportado como perteneciente a nemátodos micófagos, y no tenemos reportes de que haya causado problemas a la alfalfa.

FIG. 4



Aphelenchoides sp. (Fig. 5).

Las poblaciones de este género que se registraron durante todo el ciclo de cultivo fueron muy bajas; en estudios realizado en Inglaterra y Estados Unidos (Krusberg, 1961) reportó a Aphelenchoides ritzemabosi en semillas de alfalfa en germinación e inhiben el crecimiento apical, ocasionan un raquitismo severo y plantas mal formadas. Es posible que la población de Aphelenchoides sp. observadas durante este ciclo de cultivo no incluya especies para las cuales la alfalfa sea una hospedera apropiada y por esta razón la población que hallamos mostró números bajos.

Hoplolaimus sp.

Las poblaciones halladas en el campo muestreado fueron bajas.

Existen reportes de la presencia de este género de nemátodos en la alfalfa (Taylor, 1958) en Minnessota EUA, pero no se indica el efecto de la relación de este organismo con tal cultivo. En la figura No. 6 se aprecia que los niveles poblaciones de Hoplolaimus sp. fluctuan, aparentemente, pero no concluyentemente, en razón inversa a los cambios de temperaturas ambiental y del suelo.

FIG. 5

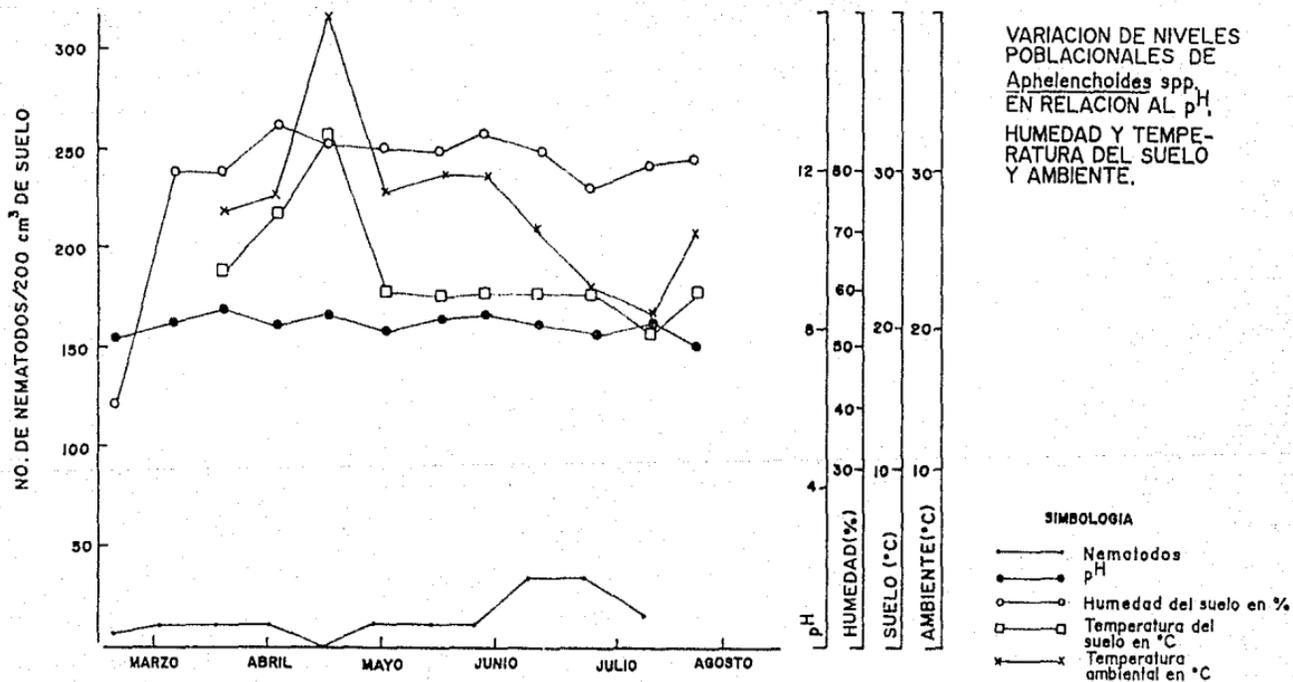
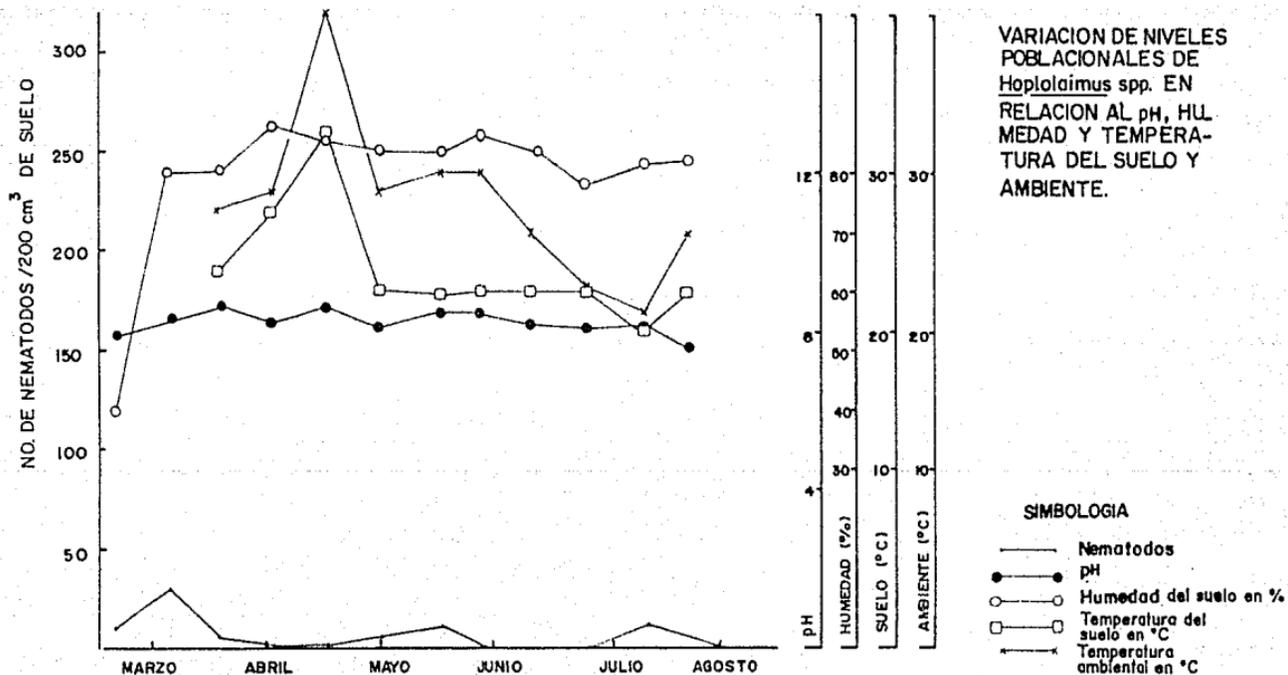


FIG. 6



Según Wallace (1963) una especie de Hoplolaimus (H. indicus) que es polífaga, pero no parásita de la alfalfa, halla condiciones óptimas para su desarrollo a temperaturas de 30°C en suelos arenosos con un pH de 7; sin embargo, el comportamiento de Hoplolaimus sp. discrepa de la especie citada, lo que presuntamente pudiera explicar que los factores ambientales descritos no fueron óptimos para el establecimiento de dicho nemátodo en el cultivo de alfalfa.

Dorylaimidos (Grupo)

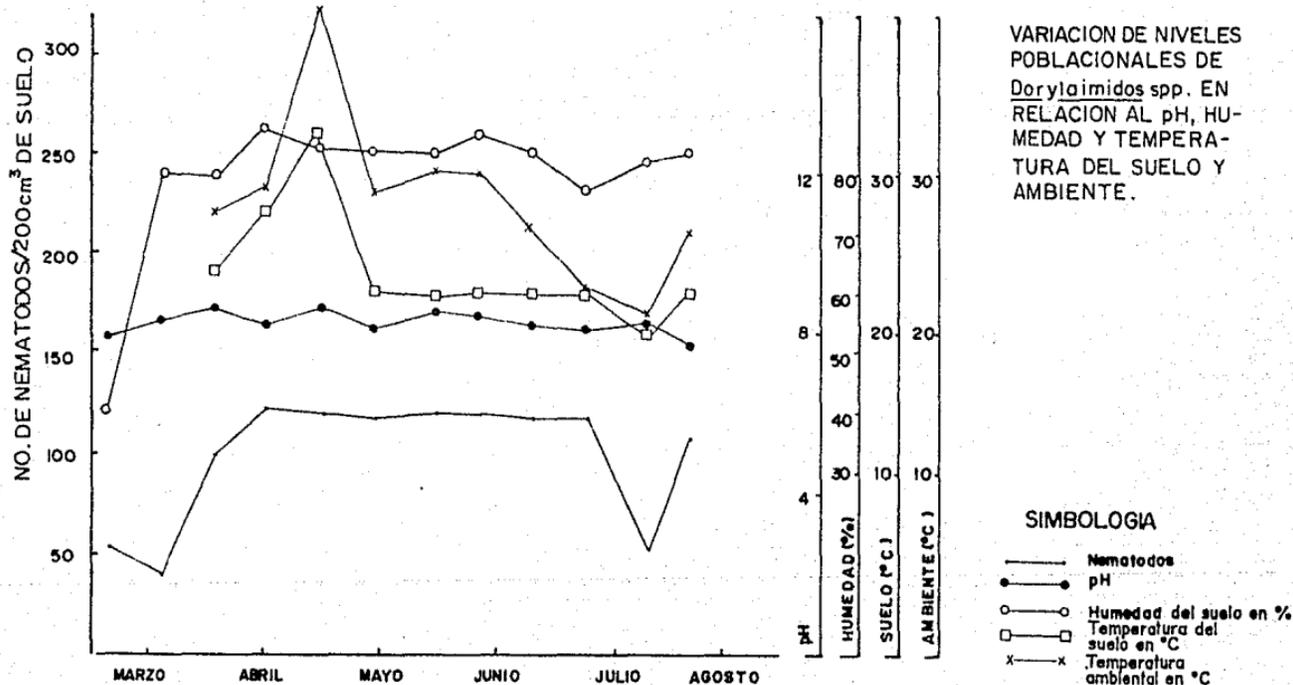
En este grupo de nemátodos no se hallaron géneros fitoparásitos como (Xiphinema, Longidorus y Trichodorus).

La figura No. 7 incluye la fluctuación de las poblaciones de estos nemátodos, la población mayor se presentó durante los meses de abril a julio. Norton, (1978) reportó que las poblaciones más elevadas en este grupo se observaron en Estados Unidos en la primavera y verano, independientemente del cultivo en que se encuentre.

En el mes de julio se observó una baja en la población que coincide con un aumento en el por ciento de humedad y una dismi-

minución en la temperatura del suelo y del ambiente; posteriormente la población vuelve a aumentar cuando la temperatura aumenta, en este estudio los Dorylaimidos se comportaron aparentemente limitados por cambios de temperatura. A temperatura menores de 21°C la población disminuye. Con respecto a la humedad - Norton, (1978) reporta que este grupo de nemátodos prospera en - condiciones de sequía.

FIG. 7



En relación a los mohos, fueron aisladas varias especies -
de Fusarium:

Fusarium oxysporum (Schlecht) emend. Snid. & Hans

Fusarium oxysporum var. redolens (Wollenw) Gordon 1952.

Fusarium moniliforme var. subglutinans (Wr.) Reink 1925.

Fusarium solani. (Mart.) Appel & Wollenw. emend. Snyder & -
Hans 1941.

Fusarium sambucinum. Fuckel, 1869

Fusarium sporotrichioides Sherb, 1915.

Características de las especies encontradas

Fusarium oxysporum. Ocasiona marchitez en la alfalfa y se ha encontrado asociado con Pratylenchus penetrans en el mismo cultivo Mause y Webster, (1982). Edmunds y Mai (1967). Tomando en cuenta la presencia de F. oxysporum y la de algunas especies de Pratylenchus asociados al mismo cultivo, se sugiere una posible asociación sinérgica entre las especies encontradas de Pratylenchus y Fusarium oxysporum.

Fusarium oxysporum var. redolens. En la bibliografía consultada esta variedad no está relacionada con la alfalfa Booth, (1972) la reporta aislada de otras leguminosas como frijol, haba y garbanzo. Es un parásito que causa marchitez en semillas (damping-off) y algunas veces en raíces corticales, y ha sido aislado de espinacas, espárragos, zanahorias y jitomate.

Fusarium moniliforme var. subglutinans. Es un parásito de algunas gramíneas, y ha sido reportado en una amplia variedad de hospederas. En la literatura consultada no se encontró información en la que esta especie se asocie con las especies de nemátodos encontradas en el suelo de este cultivo; pero si se reporta asociada con Pratylenchus penetrans, Meloidogyne incognita y Tylenchorhynchus martini, en experimentos hechos con semillas de maíz Palmer y MacDonalds, (1974).

Fusarium solani. Es comúnmente aislado de raíces de alfalfa, sin embargo no se asocia con Pratylenchus penetrans en el cultivo de alfalfa, y no se reporta en la literatura revisada que exista una asociación entre esta especie de Fusarium y las especies encontradas del género Pratylenchus; sin embargo la

presencia de Fusarium solani fue asociada con una disminución en el número de Pratylenchus en las raíces de alfalfa, Mauza y Webster, (1982). Se ha reportado con otros géneros de nemátodos en algunos cultivos, Booth, (1972).

Fusarium sambucinum. En la bibliografía revisada no lo incluye como patógeno de la alfalfa, se ha aislado de paja de leguminosas Booth, (1972). En Europa y Canadá se reportó como patógeno de semillas de cebada, fresa, avena y maíz, ha ocasionado pudrición en papa y betabel durante el almacenamiento de estos vegetales.

Fusarium sporothrichioides. La bibliografía revisada no lo incluye como patógeno de la alfalfa. Se ha aislado de espigas de trigo en Minnesota, aunque se consideran un patógeno débil para este cultivo Wilcoxson, Kommendahl, Osmon et al. citado por Booth (1972). Ocasiona marchitez (damping-off) en semillas de garbanzo y está asociado con la pudrición de tallos de maíz en Alemania y Rusia Booth, (1972).

VII. / CONCLUSIONES

1. Los nemátodos aislados del suelo del cultivo de alfalfa -
(Medicago sativa L.) en el ejido del Boxtha Municipio de -
Actopan, Hidalgo pertenecen a los géneros Aphelenchoides sp.
Aphelenchus sp., Ditylenchus sp., Psilenchus sp., --
Rotylenchus sp., Tylenchorhynchus sp., además de criconemáti-
dos, dorilaimidos y nemátodos de vida libre.
2. Las especies identificadas de Pratylenchus en el suelo del
alfalfar fueron: (Ver apéndice)
Pratylenchus brackyurus (Godfrey, 1929)
P. convallariae Seinhorst, 1959
P. crenatus Loof, 1960
P. neglectus Rensch, 1924
P. scribneri Steiner, 1943
P. thornei Sher y Allen, 1953
P. zeae Graham, 1951
3. Las especies identificadas de Fusarium fueron:

Fusarium oxysporum var. redolens, F. moniliforme, var. subglutinans, F. sambucinum, F. solani y F. sporothrichioides. Las únicas especies asociadas al cultivo de alfalfa reportadas en la literatura consultada son, F. oxysporum, F. solani y F. moniliforme según estudios realizados en Canadá y Estados Unidos.

4. Las máximas poblaciones de nemátodos registradas durante el estudio fueron en los meses de Junio, Julio y Agosto, con variaciones de humedad del 78 al 81%, dato que coincide con la capacidad del área que fué del 80%.
5. Las máximas poblaciones del género Tylenchorhynchus se registraron casi constantes en los meses de Mayo, Junio parte de julio y agosto. Las poblaciones se comportaron en función de la temperatura del suelo, resultado que coincide con lo reportado por Norton, (1987).
6. Con base a los datos obtenidos se sugieren estudios posteriores que relacionen al cultivo de alfalfa var. valencia con los nemátodos y mohos encontrados, así como las interacciones de los dos grupos de organismos entre ellos y con las condiciones ambientales, tanto del ambiente aéreo como del suelo.

VIII. LITERATURA CITADA

Acosta, N. y Malek, R. B. 1981. Symptomatology and histopathology of soybean roots infected by Pratylenchus scribneri and P. alleni. J. of Nematol. 13:9-12

Acosta, N. y Malek, R. B. 1978. Influence of temperature on population development of eight species of Pratylenchus on soybean. J. of Nematol. 11:229-232

Anuario Estadístico. 1988. Información agropecuaria y forestal. SARH/DGEA

Barnet, R. L. y Hunter, B. 1972. Illustrated Genera of Imperfect Fungi. Burgess Mineapolis, 241 pp

Baxter, R. L. y Blake, C. D. 1968. Pratylenchus thornei. A cause of root necrosis in wheat. Nematológica 14:351-631

Buckman y Brady. 1966. Naturaleza y Propiedades de los Suelos. Ed. Montaner y Simon, S.A., Barcelona, 590 p

Booth, C. 1972. The Genus Fusarium. C.M.I. Kew, Surrey. 237 p

Brzeski, M. W. 1970. The interrelationship of nematode and other plant pathogens in plant diseases. Technical Rev., Phytonematology 509-513

Chapman, R. A. 1958. The effect of root lesion nematodes on the growth of red clover and alfalfa under greenhouse conditions. Phytopatology 48:465-524

Chapman, R. A. 1959. Development of Pratylenchus penetrans and Tylenchorhinchus martini on red clover and alfalfa. Phytopathology 49:357-359

Crusberg, L. R. 1961. Studies on the culturing and parasitism of plant parasitic nematodes in particular Ditylenchus dipsaci and Aphelenchoides ritzemabosi on alfalfa tissues. Nematológica 6:181-200

Cruz, C. M. A. 1987. Distribución del nemátodo fitoparásito Nacobbus aberrans en una región agrícola entre Actopan y Progreso, Edo. de Hidalgo, Méx. Tesis profesional. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas., I.P.N.

Dickerson, O. J. 1979. The effect of temperature on Pratylenchus scribneri and P. alleni populations on soybeans and tonatoes. J. of Nematol. 11:23-26 p

Dropkin, H. V. 1980. Introduction to Plant Nematology. Ed.

John Willey & Sons., Columbia, 293 p

Edmunds, E. J., y Mai, W. F. 1967. Effect of Fusarium oxysporum on movement of Pratylenchus penetrans, toward alfalfa roots.

Phytopathology 57:468-471 p

Edward, N. L. 1964. Ditylenchus dipsaci. Apest of desert nomdormant alfalfa. Phytopathology 74:1140 pp

García, G. Ma. de L. 1984. Fluctuación de poblaciones de nemátodos fitoparásitos en cultivo de maíz en Actopan, Hgo. Méx. Tesis profesional, Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, I.P.N., México.

García, A. G. 1986. Comunicación personal. Instituto de Biología U.N.A.M., México

Griffin, G. D. 1974. Effect of acclimation temperature on infection of alfalfa by Ditylenchus dipsaci. J. of Nematol. 6:57-60 p

Griffin, G. D. 1980. Interrelationship of Meloidogyne hapla and Ditylenchus dipsaci on resistant and susceptible alfalfa. J. of Nematol. 12:287-293 p

Griffin, G. D. y Thyr, B. 1988. Interaction of Meloidogyne hapla and Fusarium oxysporum medicaginis on alfalfa. Phytopathology 78:421-425 p

Hollis, J. P. 1958. Relation between root-knot and Fusarium vascular discoloration in cotton varieties. Phytopathology 48:661-664 p

Jara, F. De la y Zerón, F. 1983. Manual de Prácticas de Nematología Agrícola. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas., I.P.N., México. 103 pp

Jara, F. De la. 1983. Comunicación personal. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas., I.P.N., México

Jenkins, W. R. y Taylor, D. P. 1967. Plant Nematology. Reinhold. New York. 270 p.

Jensen, H. J. 1953. "Experimental grenhouse host range studies of two root-lesions nematodes. Pratylenchus vulnus and P. penetrans. Plant. Disease Repr. 37:384-387

Kable, P. F. y Mai, W. F. 1968. Influence of soil moisture on Pratylenchus penetrans. Nematol. 14:101-122.

Krusberg, L. R. 1956. "Studies on the less late stylet nematodes".
(Abs.) Phytopathology 46:18

Loof, P. A. 1978. The Genus Pratylenchus Filipjev. 1936 (Nematoda:
Pratylenchidae): A review of its anatomy, morphology, distribution,
systematics and identification. Swedish University of Agricultural
Sciences. Uppsala.

Marban-Mendoza, N. y Viglierchio, D. R. 1980. Behavioral effects
of carbofuran and phenaminphos on Pratylenchus vulnus. III. Pene-
tración y desarrollo. J. of Nematol. 12:119-129 p

Mauza, B. E. y Webster, J. M. 1982. Suppression of alfalfa growth
by concomitant population of Pratylenchus penetrans and two
Fusarium species. J. of Nematol. 14:364-367

Mai, W. F., Lyon, H. 1975. Pictorial key to general of plant-
parasitic nematodes. Ithaca, London. 280

Montes, B. R. 1978. Avances Nematología Agrícola en México.
Colegio Superior de Agricultura Tropical. SARH. 280 p

Mountain, W. B. y McKeen, C. D. 1960. Increase in the incidence
of Verticillium wilt of eggplant in the presence of
Pratylenchus vulnus. (Abstr.) Phytopathology 50:647

Morrel, J. y Bloom, J. R. 1981. Influence of Meloidogyne incognita on Fusarium wilt of tomato at or below the minimum temperature for wilt development. J. of Nematol. 13:57-60 p

Nelson, R. R. 1956. Resistance to stunt nematode in corn. Plant. Disease Reprtr. 40:630-639

Noel, G. D. y Lownsbery, B. F. 1978. Effect of temperature on the pathogenicity of Tylencho-rhynchus clarus to alfalfa and observations on feeding. J. of Nematol. 10:195-197

Norton, D. C., 1978. Ecology of plant Parasitic Nematodes. Copyright by Willy. New York. 268 p

Olowe, T., y Corbett, D. 1976. Aspects of the biology of Pratylenchus brachyurus and P. zea. Nematológica 22:202-211

Olthof, H. A. 1982. Effect of age of alfalfa root on penetration by Pratylenchus penetrans. J. of Nematol. 14:100-105

Palmer, T. L., y McDonald, H. D. 1974. Interaction Fusarium sp. and certain plant parasitic-nematodes on maize. Phytopathology 64: 14-17

Pérez, M. M., y Rodríguez, M. 1973. Exploración nematológica en el cultivo de alfalfa (Medicago sativa L.) en el Estado de México. Nematropica 3 (2): 51

Powell, N. T. 1963. The role of plant-parasitic nematodes in fungus diseases. Phytopatology 53:28-34 p

Powell, N. T. 1979. Internal synergisms among organisms inducing disease. Plant. Disease and advanced neatices. Academis. Press. 4: 113-1

Reed, B. M. y Richardson, P. E. 1979. Stem nematode infection of resistant and susceptible cultivars of alfalfa. Phytopathology 69: 993-996

Rodríguez, S. A. 1972. Enfermedades Parasitarias de los Cultivos Agrícolas en México, SAG, folleto 23:7-8 pp

Sontiral, S. y Chapman, N. R. 1970. Penetration of alfalfa roots by different stages of Pratylenchus penetrans. J. of Nematol. 2:270-271

Sher, S. A. y Allen. 1953. Revision of the Genus Pratylenchus Univ. Calif. Publ. Zool. 57:461-469

Sosa, Moss C. 1984. Colegio Postgraduados (Montecillos) Chapingo, Méx. Comunicación personal

Taylor, D. P. y Willie, T. D. 1959. Interrelationship of root knot nematode and Rhizoctonia solani on soybean emergence (Abstr.) Phytopathology 49:552 pp

Thownshend, J. L. 1978. Infectivity of Pratylenchus penetrans on alfalfa. J. of Nematol. 14:100-105 p

Tuite, J. 1969. Plant Pathological. Methods in Fungi and Bacterias. Burgess, Minneapolis. 239 pp

Tinoco, S. R. 1981. Dinámica de población de nemátodos asociados al cultivo de jitomate (Lycopersicum sculentum Mill.) ciclo primavera-verano 1980 en Actopan, Hgo., Méx. Tesis profesional., Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, I.P.N., México. 93 pp

Tovar, S. A., 1984. Nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de frijol (Phaseolus vulgaris) en el Ejido de Pozo Grande, Municipio de Actopan, Hgo., Tesis profesional., Escuela Nacional de Ciencias Biológicas I.P.N. Méx. 64 pp

Thomason, I. J. y Sher, S. A. (1957). Influence of the stubby root nematode of the growth of alfalfa Phytopathol. 47:159-161.

Torres, C. R. 1984. Fluctuaciones poblacionales de nemátodos fitoparásitos asociados a los cultivos de Capsicum annum L., Medicago sativa L. y Avena sativa L. ciclo agrícola 1981-1982 en Actopan, Hgo., Tesis profesional., Escuela Nacional de Ciencias Biológicas I.P.N. Méx. 71 pp

Taylor, D. P., Anderson, R. V. y Haglund, W. A. 1958. Nematodes associated with Minnesota crops. Agr. Serw. Utha State, University, Logan. 243-321 pp

Thorne, G. 1961. Principles of Nematology. Copiright by the McCraw-Hill book, Company, INC. New York, 553 pp

Towson y Lear, 1982. Effect of temperature and motility of Pratylenchus vulnus. J. of Nematol. 14:602-603 p

Valdés, M. 1984. Manual Práctico de Microbiología Agrícola. E.N.C.B. Depto. de Microbiología. I.P.N. México

Wallace, H. R. 1962. Observation on the behaviour of Ditylenchus dipsaci in soil. Nematológica 7:91-101 p

Wallace, H. R. 1983. Interactions between nematodes on other factors on plants. J. of Nematol. 15:221-227 p

Willis, C. B. 1972. Effect of soil pH on reproduction of Prathylenchus penetrans and forage yield of alfalfa. J. of Nematol. 4:291-295

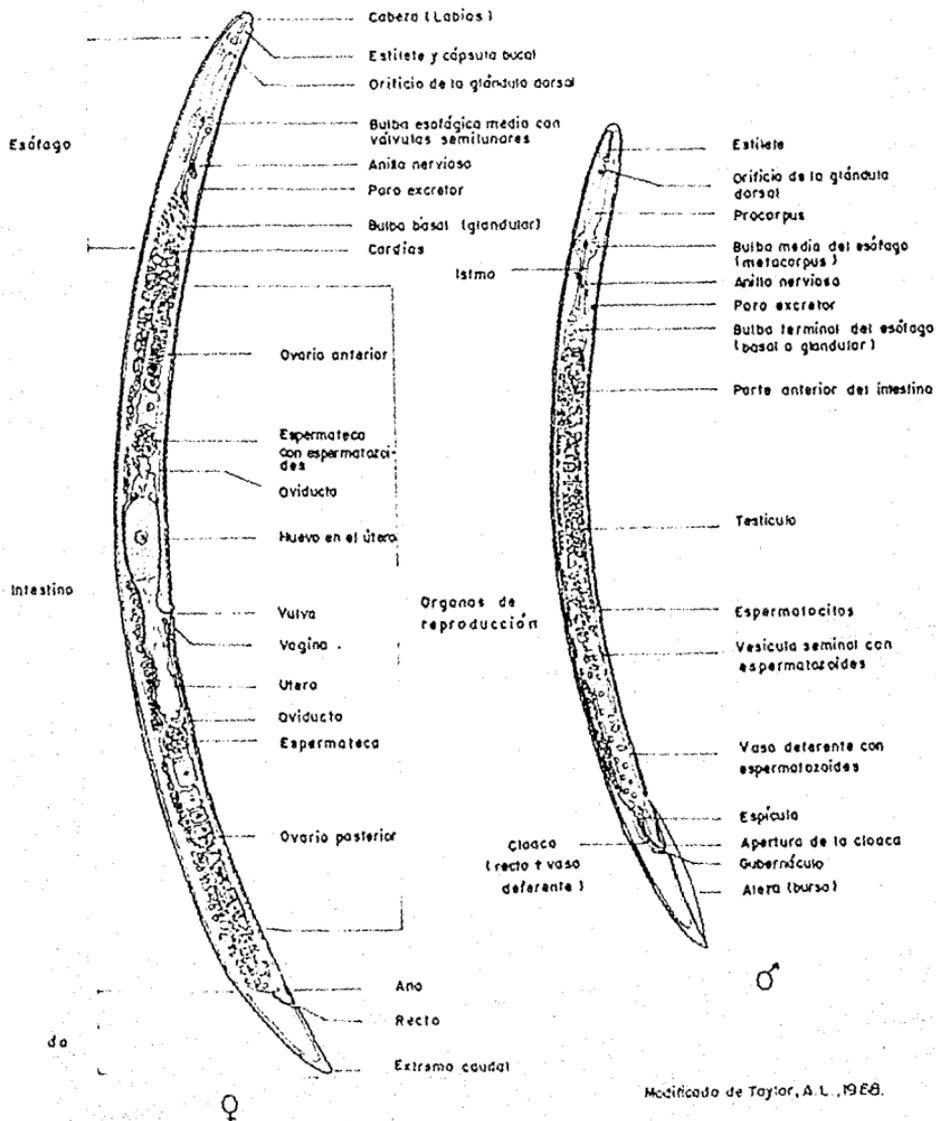
IX. APÉNDICE

CLAVE RESUMIDA PARA ESPECIES DE NEMÁTODOS DEL
GÉNERO PRATYLENCHUS (LOFF (1978)).

1. Región labial compuesta de dos anillos..... 2
Región labial compuesta de tres anillos..... 11
2. Cápda crenada..... flakkensis
Cápda lisa..... 3
3. Macho presentes; espermateca llena de esperma..... 4
Macho ausentes; espermateca vacía..... 6
4. Cápda estrechamente redondeada a. subaguda..... loosi
Cápda ampliamente redondeada, truncada..... 5
5. Espermateca esférica, estilete más corto de
15 micras..... alleni
Espermateca oval, estilete largo mayor de
15 micras..... coffeae
6. Campo lateral con seis líneas..... hexincisus
Campo lateral con cuatro líneas ocasionalmente cinco..... 7
7. Estilete largo mayor de 19 micras; vulva del 82 a 89%..... 8
Estilete corto menor de 18 micras..... 9
8. Región labial, baja, angular, cola subcilíndrica..... brachyurus
Región labial alta redondeada cola conoide..... macrostylus
9. Vulva del 80 al 87%..... neglectus
Vulva del 73 al 79%..... 10
10. Región labial baja, cuerpo con estriaciones gruesas... agilis
Región labial elevada; cuerpo con estriaciones
finas..... escribneri

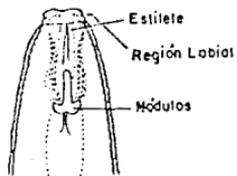
11. Cola dentada..... 12
Cola lisa.....16
12. Machos desconocidos, espermateca vacía; campo lateral con seis líneas.....13
Machos conocidos; espermateca llena campo lateral con cuatro líneas.....14
13. Vulva del 80 al 86%, rama uterina posterior larga, mayor que el ancho del cuerpo.....crenatus
Vulva del 70 al 77%; rama uterina posterior no más larga que el ancho del cuerpo.....teres
14. Espermateca larga.....pratensis
Espermateca redonda o ampliamente oval..... 15
15. Cola finamente crenada, redondeada..... cerealis fallax
Cola fuertemente crenada, truncada..... convallariae
16. Machos escasos o desconocidos espermateca vacía.....17
Machos comunes espermateca llena de esperma de forma oval no más larga que la mitad del cuerpo vulnus
17. Cola subcilíndrica ampliamente redondeada a truncada.....18
Cola conoide adelgazándose o estrechándose al final.....19
18. Región labial elevada continua, cuerpo contraído ventralmente vulva del 73 al 80% thornei
Región labial no conspicuamente elevada ligeramente hacia afuera.....20
19. Vulva del 66 al 76%; cola estrechamente redondeada a subaguada..... zeae
Vulva del 73 al 81%; cola redondeada..... delettrei
20. Vulva al 73%; cola oblicua-truncada con dos pequeñas protuberancias uralensis
Vulva del 76 al 81%; cola redondeada sin protuberancias...
..... sefaensis

MORFOLOGIA DE NEMATODOS FITOPARASITOS

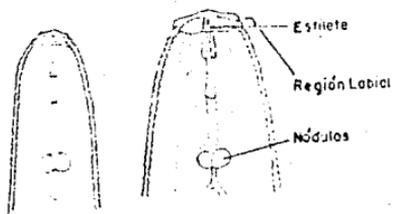


Modificado de Taylor, A.L., 1968.

FIG 9



P. neglectus



P. brachyurus

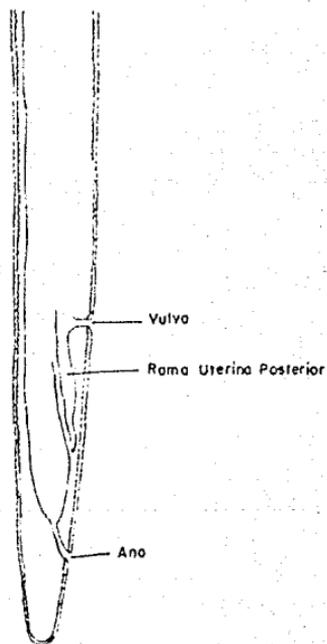
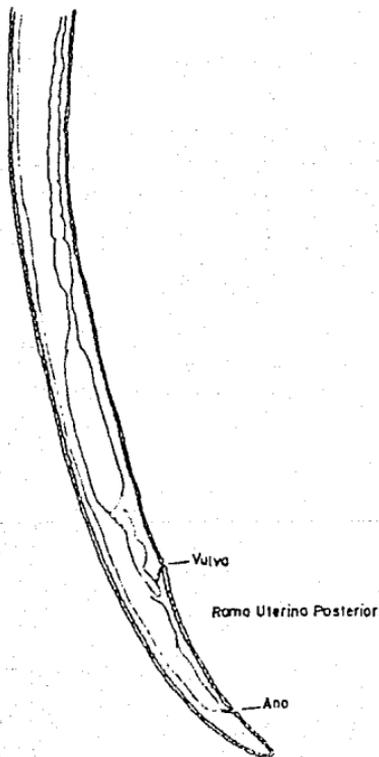
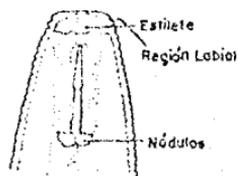
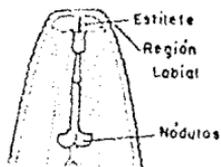
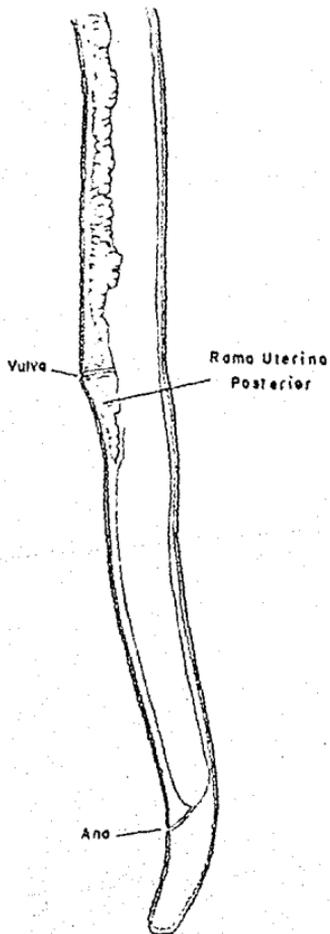


FIG 10



P. thornei



P. zeae

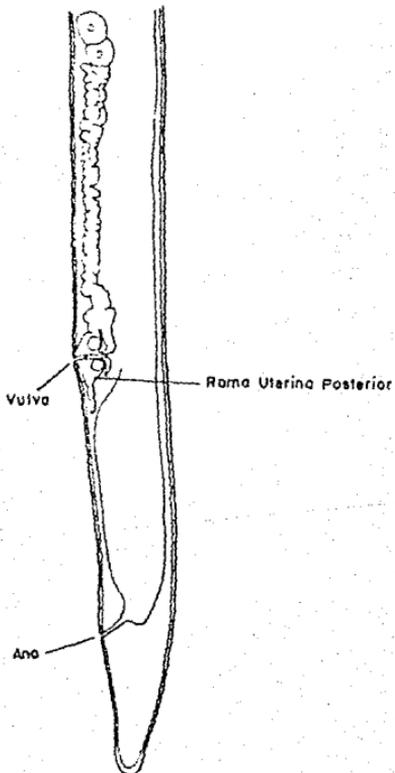
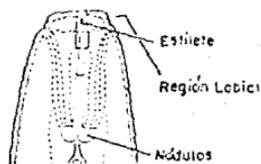
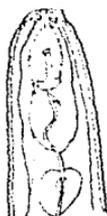
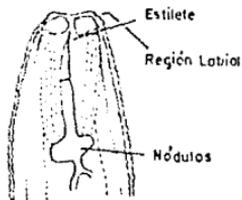
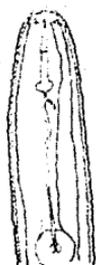


FIG 11



P. scribneri

P. convallariae

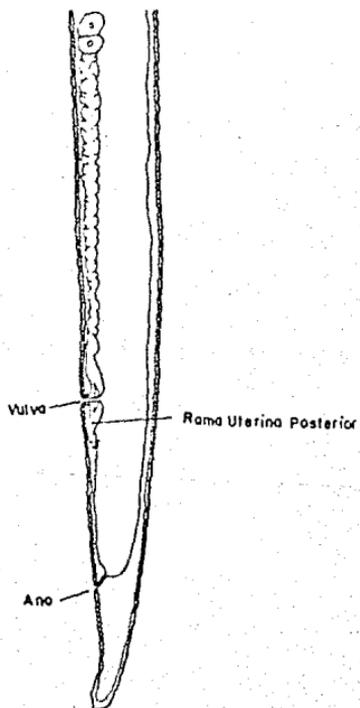
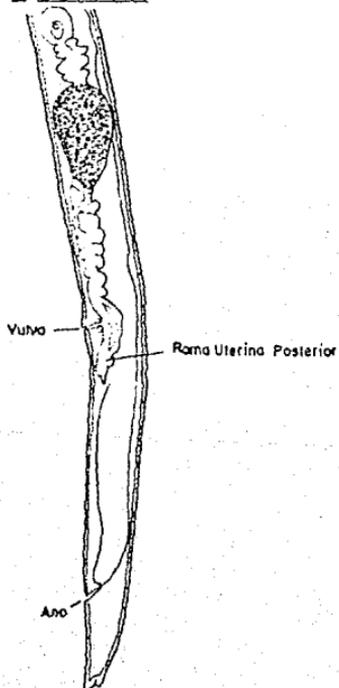


FIG 12

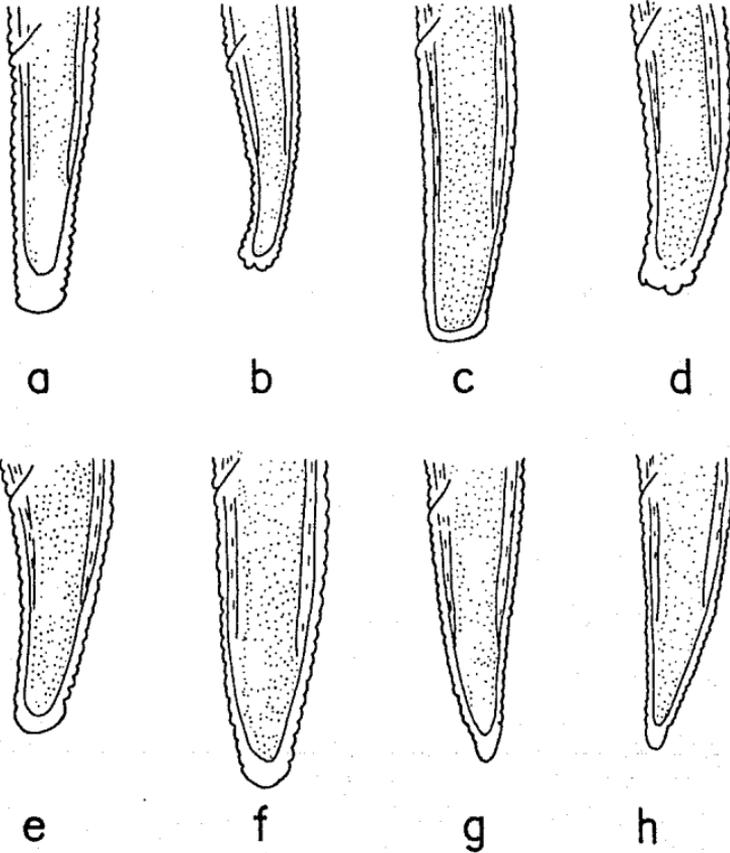


Fig.13. Caudas de especies de Pratylenchus (♀): a. P. brachyurus; b. P. crenatus; c. P. Ihornei; d. P. convallariae; e. P. neglectus; f. P. scribneri; g. P. vulnus; h. P. zaeae.
Loof,(1978).

FIG 13

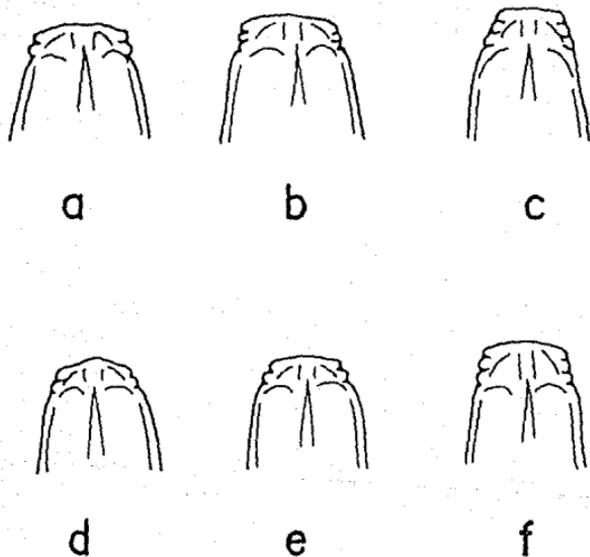


Fig.12. Región labial de especies de Pratylenchus (♀):
a. P. brachyurus; b. P. crenatus; c. P. thornei;
d. P. neglectus; e. P. scribneri; f. P. vulnus.
Loof,(1978).

FIG 14

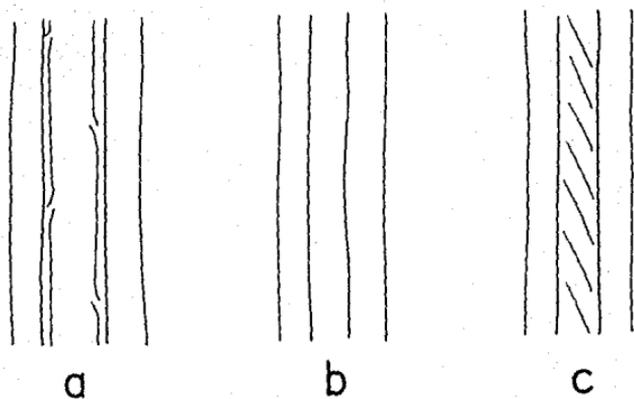


Fig.14.Campo laterale: a. Pratylenchus crenatus; b. P. penetrans;
c. P. neglectus. Loof,(1978).

ENFERMEDADES FUNGOSAS EN ALFALFA (RODRÍGUEZ (1972))

Nombre común de la enfermedad	Nombre científico del Agente causal	Distribucion
Ahogamiento o seca-dera de plantas	<u>Pythium sp</u>	Gro., Hgo., Méx.
Mancha de la hoja	<u>Pseudoplea, Trifoli, Stagonospora Meliloti</u>	Méx.
Mildiu	<u>Peronospora Trifaliorum</u>	Chihuah., Gto.
Pudrición de la raíz	<u>Fusarium sp</u>	Gto., Jal. Hgo., Méx., Pue., Gro. Sin.
	<u>Rhizoctonia solani</u>	Chihuahua, Coah., Gto., Jal., Méx., Sin., Son.
	<u>Phymatotrichum Omnivorum</u>	Chih., Coah., Gto., Mor., S.L.P., Tamps.
Roya o Chahuixtle	<u>Uromyces strictus</u>	Dgo., Gro., Méx., Nay., Oax., S.L.P. Son., Tamps.

DISTRIBUCIÓN DEL GÉNERO Pratylenchus EN LA REPÚBLICA MEXICANA Y SU
ASOCIACIÓN CON VARIOS CULTIVARES. (Montes, B.R. 1988)

<u>Pratylenchus</u> spp	C u l t i v o	Ubicación (Estados y Distritos)
<u>Pratylenchus</u> sp	Maguey pulquero	México
<u>P. brachyurus</u>	Maguey pulquero	Tlaxcala
<u>P. coffeae</u>	Maguey pulquero	Tlaxcala
<u>P. scribneri</u>	Maguey pulquero	Tlaxcala, Méx.
<u>P. thornei</u>	Maguey pulquero	Hgo., Tlax.
<u>P. buxophilus</u>	Maguey pulquero	México
<u>Pratylenchus</u> sp	Piña	Oaxaca, Tabasco
<u>Pratylenchus</u> sp	Cártamo	Michoacán
<u>Pratylenchus</u> <u>alleni</u>	Coliflor	D. F.
<u>Pratylenchus</u> <u>crenatus</u>	Coliflor	D. F.
<u>P. fallax</u>	Coliflor	D. F.
<u>P. flackensis</u>	Coliflor	D. F.
<u>P. penetrans</u>	Coliflor	D. F.

<u>Pratylenchus spp</u>	C u l t i v o	Ubicación (Estados y Distritos)
<u>Pratylenchus sp</u>	Melón	Puebla, Guerrero
<u>P. brachyurus</u>	Barbasco	Tabasco
<u>P. sp</u>	Avena	Hidalgo
<u>Pratylenchus sp</u>	Pasto estrella	Tabasco
<u>Pratylenchus sp</u>	Pasto alemán	Tabasco
<u>Pratylenchus sp</u>	Arroz	Morelia, México, Chiapas
<u>Pratylenchus sp</u>	Caña de azúcar	Ver., Sinaloa, Tamps., Chis., Mich.
<u>Pratylenchus sp</u>	Sorgo	Sinaloa
<u>Pratylenchus sp</u>	Trigo	Guanajuato
<u>Pratylenchus thornei</u>	Trigo	Son., B.C.
<u>Pratylenchus penetrans</u>	Maíz	Méx., Tlax., Pue.
<u>Pratylenchus sp</u>	Maíz	Tab., Michoacán
<u>Pratylenchus mulchandi</u>	Maíz	Sonora
<u>Pratylenchus pratensis</u>	Maíz	Méx., Tlax., Pue.
<u>Pratylenchus thornei</u>	Maíz	Méx., Tlax., Pue.

<u>Pratylenchus</u> spp	Cultivo	Ubicación (Estados y Distritos)
<u>Pratylenchus</u> sp	Yerbabuena	Tlaxcala
<u>Pratylenchus</u> sp	Aguacate	Qro., N.L. Sin., Pue.
<u>Pratylenchus</u> sp	Garbanso	Guanajuato
<u>Pratylenchus</u> sp	Soya	Sinaloa
<u>Pratylenchus</u> sp	Alfalfa	México
<u>Pratylenchus</u> <u>convallariae</u>	Alfalfa	México
<u>Pratylenchus</u> <u>neglectus</u>	Alfalfa	México
<u>Pratylenchus</u> <u>penetrans</u>	Alfalfa	México
<u>Pratylenchus</u> <u>pinguicaudatus</u>	Alfalfa	México
<u>Pratylenchus</u> <u>pratensis</u>	Alfalfa	México
<u>Pratylenchus</u> <u>scribneri</u>	Alfalfa	Ver., Gto., Méx., Son., Hgo.
<u>Pratylenchus</u> sp	Alfalfa	Hidalgo
<u>Pratylenchus</u> <u>zeae</u>	Alfalfa	México
<u>Pratylenchus</u> <u>thornei</u>	Alfalfa	México

<u>Pratylenchus spp</u>	C u l t i v o	Ubicación (Estados y Distritos)
<u>Pratylenchus bisoekianus</u>	Frijol	Zacatecas
<u>Pratylenchus sp</u>	Cebolla	Oax., Zac.
<u>Pratylenchus thornei</u>	Algodón	Sonora
<u>Pratylenchus sp</u>	Algodón	Chihuahua
<u>Pratylenchus brachyurus</u>	Plátano	Tabasco
<u>Pratylenchus sp</u>	Plátano	Tabasco
<u>Pratylenchus sp</u>	Pimienta gorda	Tabasco
<u>Pratylenchus sp</u>	Cocotero	Tabasco
<u>Pratylenchus sp</u>	Pino	
<u>Pratylenchus sp</u>	Fresa	Guanajuato
<u>Pratylenchus sp</u>	Chabacano	B.C., Q. Roo
<u>Pratylenchus sp</u>	Durazno	Michoacán
<u>Pratylenchus sp</u>	Cafeto	Veracruz
<u>Pratylenchus sp</u>	Cítricos	Ver., Oax., Mich., Yuc., S.L.P., Son., N. L.

<u>Pratylenchus</u> spp	C u l t i v o	Ubicación (Estados y Distritos)
<u>Pratylenchus</u> sp	Chile	Tamps., Gto., Sin., Pue., Mich., Gro., Mor., Ags., Hgo., Q. Roo.
<u>Pratylenchus</u> sp	Jitomate	Pue., Mor. Mich., Sin.
<u>Pratylenchus</u> pratensis	Papa	México
<u>Pratylenchus</u> sp	La vid	Sonora
<u>Pratylenchus</u> sp	Papa	Chihuahua
<u>Pratylenchus</u> vulnus	La vid	Dgo., Coahuila, B.C.
<u>Pratylenchus</u> penetraus	La vid	Dgo., Coah.
