

Universidad Nacional Autónoma de México

FACULTAD DE CIENCIAS



**EXPLORACION NEMATOLOGICA PRELIMINAR DE NEMATODOS
ASOCIADOS AL CULTIVO DE LA OCRA (Hibiscus esculentus L.)
EN EL VALLE DE IGUALA, GRO.**

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:
B I O L O G O
P R E S E N T A:

MARIO GPE. FIGUEROA TRUJILLO

MEXICO, D. F.

1982



Universidad Nacional
Autónoma de México



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 esta 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.

TESIS CON FALLA DE ORIGEN

I N D I C E

	Pag.
I INTRODUCCION	1
II REVISION BIBLIOGRAFICA	6
A.- DEL CULTIVO DE LA OCRA	6
B.- DE LOS NEMATODOS	12
III MATERIALES Y METODOS	44
IV RESULTADOS	51
V DISCUSION	53
VI CONCLUSIONES	55
VII BIBLIOGRAFIA	57
VIII APENDICE	61

I INTRODUCCION

El cultivo de la oca (Hibiscus esculentus L.), es considerado de importancia en algunos estados de la República Mexicana como son Tamaulipas, Guerrero y Michoacán, sembrándose actualmente una superficie de 7,997 has con una producción de 40,459 ton, considerando un rendimiento promedio de 40,459 ton/ha (Anuario Estadístico, 1977).

Básicamente los propósitos del cultivo de la oca, en este momento son producir alimento para consumo humano, así como de productos que se venden en el mercado interno y externo, obteniéndose beneficios económicos elevados

Lapedes (1977), en un análisis bromatológico general de la oca demuestra que al cocinarla aumenta el porcentaje de agua y disminuye en poca cantidad el contenido de proteínas así como de grasas y carbohidratos (Cuadro 1).

También se ha demostrado que contiene minerales muy importantes como son: Calcio (Ca), Fósforo (P), Hierro (Fe), Sodio (Na), y Potasio (K), siendo éste último el de mayor concentración, aunque el valor alimenticio radica en su alta concentración de vitaminas, específicamente A (Lapedes, 1977).

CUADRO 1. ANALISIS BROMATOLOGICO GENERAL DE LA OCRA (Lapedes, 1977)

COMPONENTES	CRUDA %	COCIDA %
AGUA	88.9 g	89.8 g
PROTEINAS	2.4 g	1.8 g
GRASAS	0.3 g	0.2 g
CARBOHIDRATOS	7.6 g	7.4 g

La ocra en el Valle de Iguala, Gro. es considerada una de las hortalizas de mayor importancia que se siembran en la región; se tienen reportes de que en 1981 se sembraron 1,500 has en el Valle de Iguala, que comprende poblados tales como Santa Teresa, Rincón de la Cocina, Tierra Colorada y Tepecoacuilco, obteniendo un rendimiento de 600 a 700 cajas por hectárea, con un peso aproximado de 16 a 17 kilos (Unión de Crédito Mixto, 1981), señalando que la producción se destina principalmente a la exportación.

La horticultura en el Valle de Iguala, Gro. es una de las principales actividades de la agricultura, a ella se destina un

16.7% del área total y un 39.6% del área bajo riego, proporcionando un porcentaje considerable en los ingresos de los campesinos. La existencia de un centro regional de consumo como es la Ciudad de Iguala y la cercanía de un centro turístico de trascendencia mundial como es Acapulco, además de las condiciones favorables de clima y suelo para el cultivo de hortalizas, son las premisas para su desarrollo intensivo, dentro de las cuales podemos citar las siguientes: la oca (Hibiscus esculentus L.), jitomate (Lycopersicon esculentum Mill.), Tomate (Physalis peruviana Jacq.), jícama (Pachyrhizus sp) y otras de menor escala (Complejo Agroindustrial, 1979).

Sin embargo el cultivo de la oca cada año sufre mermas en los rendimientos en forma considerable causadas por diversas enfermedades originadas por agentes patógenos como son los hongos (Verticillium dahlia Berk), sin embargo el principal problema es el ocasionado por nemátodos fitoparásitos (Complejo Agroindustrial, 1979), y los campesinos de la región han solicitado constantemente ayuda técnica al Instituto Superior Agropecuario del Estado de Guerrero recomendaciones para combatir la enfermedad denominada por ellos "jicamilla" (Información verbal, 1981).

Además, el Complejo Agroindustrial mediante la Comisión de Crédito Mixto tiene proyectado para el año de 1982, llevar a

cabo el procesamiento industrial de la oca en Tepecoacuilco, Gro. (Figs. 10 y 11); obteniendo los siguientes productos: oca esterilizada, oca esterilizada con carne, frijoles esterilizados con salsa de tomate y ternera molida, en base a lo anterior la empresa tiene proyectado para fines de 1982 cuadruplicar la siembra de oca, por lo tanto el beneficio social se plantea de una manera satisfactoria para los campesinos como para la reantabilidad de la industria. Por lo tanto es de suma importancia conocer y valorar el daño de los nemátodos en el cultivo de la oca.

Solamente existe un trabajo preliminar describiendo algunas especies de nemátodos, entre ellos aparentemente el más importante es Meloidogyne sp (Sanidad Vegetal, 1979). Esto ha provocado mucha inquietud por parte de los técnicos que trabajan en el Departamento de Fitopatología del Instituto Superior Agropecuario del Estado de Guerrero, y además considerando que en México existe muy poca información al respecto, se decidió contar con un trabajo que proporcione los antecedentes necesarios sobre el cultivo de la oca así como de los nemátodos fitopatógenos asociados a este cultivo en el Valle de Iguala, Gro., por tal motivo se diseñó el presente trabajo bajo los siguientes objetivos:

- 1.- Proporcionar y ordenar la información existente del cultivo de la oca y de los nemátodos fitoparásitos asociados al cultivo a nivel mundial y en México.

- 2.- Establecer la metodología básica para el estudio de nemátodos fitoparásitos en oca.
- 3.- Realizar una exploración preliminar en algunas regiones donde se cultiva oca y poner en práctica las técnicas de extracción e identificación de nemátodos.
- 4.- Establecer las implicaciones que tiene el estudio de nemátodos fitoparásitos y los métodos de control que deben realizarse.

II REVISION BIBLIOGRAFICA

A.- DEL CULTIVO DE LA OCRA.

1.- UBICACION TAXONOMICA Y CARACTERISTICAS GENERALES.

La ocra, que pertenece a la familia de las Malváceas, es una planta nativa del Africa tropical, aunque crece en muchas regiones de América. Tiene una altura de 2 a 3 m, el sistema radical es axonomorfo bien desarrollado con pequeñas ramificaciones laterales, el tallo es erecto ramificado, cubierto con tricomas, presenta hojas alternas acorazonadas, flores axilares campanuladas de color amarillo, con fondo purpúreo, distribuidas de una en una en la axila de las hojas. El fruto es una cápsula polícarpela aguda hacia la punta, de unos 10 a 30 cms de largo, cuando madura se abre longitudinalmente para quedar expuestas las semillas que son de color verde oscuro o café (Lapedes, 1977) (Fig. 5-6).

a) Condiciones del cultivo.

Se tienen reportes de que en Egipto se cultivaba la ocra desde los siglos XII y XIII a.c., actual-

mente se ha propagado considerablemente este cultivo a todas las regiones templadas y por su gran adaptabilidad a las zonas tropicales y calurosas (Brouk, 1975).

Este cultivo se desarrolla en terrenos de ligeros a medios; también prosperan en suelos ligeramente pesados o con buen drenaje y con un pH ligeramente ácido a ligeramente alcalino, sin sales (Unión de Crédito Mixto, 1981).

b) Labores culturales.

La preparación del suelo para sembrar es la siguiente: Después de la recolección del maíz del ciclo de temporal, se limpia el terreno en forma manual con machete, se hace un barbecho profundo de 25 a 40 cm agregando al suelo la materia orgánica regional, se considera importante la profundidad del barbecho para el incremento de los rendimientos, posteriormente se efectúa un pase de arrastre, se surca a una distancia de 80 a 120 cm y se da un riego para asegurar la humedad necesaria para la germinación de las semillas en la siembra; no se realiza nivelación, las actividades de barbecho la realizan maquileros (Fig. 7)

Predomina la siembra manual, a una profundidad de 3 a 4 cm con distancias entre surco y surco de 80 a 120 cm y entre mata y mata de 20, 30 a 40 cm con 2 ó 3 plantas por cada mata, o bien con distancias de 10 a 15 cm entre mata y mata con una sola planta. La densidad de siembra es de 20 a 25 kg/ha de semilla.

Durante el período vegetativo son dos escardas que se realizan con el fin de acabar con las malas hierbas e introducir fertilizante en el suelo. La primera labor se hace 20 días después de la siembra, cuando las plantas tienen una altura de 10 a 15 cm, la segunda labor se realiza 25 días después de la primera escarda (Complejo Agroindustrial, 1977).

La época de producción empieza alrededor de 55 a 60 días después de la germinación. La recolección es manual, empacando de inmediato en la orilla de la parcela en cajas de madera de 15 kg. Si se deja unos días más, la vaina se vuelve fibrosa y como consecuencia esto disminuye su calidad de exportación (Tello, 1980).

2.- DISTRIBUCION.

Los países que son considerados como los primeros

en la producción de la oca son: Estados Unidos, Canadá, Brasil, Perú, China, Tailandia, India y México (Brouk, 1975).

3.- IMPORTANCIA ECONOMICA.

Este cultivo es de suma importancia debido a que se utiliza en la alimentación humana y para la producción de fibras, que se usan en la formación de cuerdas, cables y papel. La utilización de la cápsula es fundamentalmente alimenticia, además el mucílago del cual están provistas es utilizado como saborizante o condimento para sopas y salsas (Brouk, 1975), además la semilla se usa como sustituto del café (Lapedes, 1977). Actualmente se tienen reportes de la importancia que esta tiene en el campo de la medicina, ya que también se utiliza en el tratamiento de la úlcera péptica así como en la elaboración de plasma sintético (Tello, 1980).

4.- DISTRIBUCION EN MEXICO.

En el Estado de Tamaulipas se siembra una superficie de 7,598 has, con una producción de 36,452 ton teniendo una producción de \$ 260,063. En el Estado de Michoacán

se tiene una superficie de 8 has con una producción de 16 ton y un valor de \$ 112,000 (Anuario Estadístico, 1977). Para el Estado de Guerrero se reportan 540 has de superficie sembrada con un valor de producción de 67,200 \$/ha (Distrito de Riego, 1981).

5.- IMPORTANCIA EN MEXICO.

El cultivo de la oca se ha incrementado en gran medida y probablemente no pasará mucho tiempo en que constituya uno de los primeros cultivos en México, dada su demanda en el extranjero. Además de que existen proyectos de industrialización en varias partes de la República, como en Tamaulipas y Guerrero.

a) Producción e importancia en el Valle de Iguala, Gro.

Dada la demanda que este cultivo presenta actualmente y esto relacionado a las condiciones climáticas y edáficas del Valle de Iguala, Gro. que son las propicias para el crecimiento adecuado de la oca se ha incrementado el promedio de superficie sembrada en los últimos 10 años a 540 has (1971-1981) (Cuadro 2). Esto aunado a que el precio medio rural ha aumentado considerablemente la siembra de la oca, cada vez adquiere mayor importancia. (Distrito de Riego, 1981).

CUADRO 2. CICLOS DE PRODUCCION DE OCRA EN LOS ULTIMOS 10 AÑOS (1972-1981) EN EL VALLE DE IGUALA, GRO.

CICLO	SUP. (Has)	RENDIMIENTO (Ton/Ha)	P.H.R. (\$/Ton)	VAL. DE LA PROD. (\$/Ha)	C. DE P. (\$/Ha)	UTILIDAD (\$/Ha)
72 - 73	114	6.30	1380.00	8694.00	4560.00	4134.00
73 - 74	349	9.75	1300.00	12675.00	6560.00	6115.00
74 - 75	367	9.50	1763.00	16748.00	9506.00	7242.00
75 - 76	159	9.00	2333.00	20997.00	10130.00	10867.00
76 - 77	254	10.20	2000.00	20400.00	12023.00	8387.00
77 - 78	670	11.50	2100.00	24150.00	13490.00	10660.00
78 - 79	627	11.00	3200.00	35200.00	14636.00	20564.00
79 - 80	507	11.60	5000.00	58000.00	21543.00	36457.00
80 - 81	540	12.80	5250.00	67200.00	39580.00	27620.00

Datos obtenidos del Distrito de Riego No. 68 (SABH) del Valle de Iguala, Gro., 1981.

P.H.R. = Precio medio rural

C. de P. = Costo de la Producción

B.- DE LOS NEMATODOS.

1.- DINAMICA POBLACIONAL DE LOS NEMATODOS.

La dinámica de población de los nemátodos fitoparásitos no esta completamente entendida. Con pocas excepciones, el daño a las plantas por nemátodos es dependiente de las altas poblaciones en el suelo. En todos los climas templados, las poblaciones de nemátodos del suelo decrecen pero no son eliminadas al disminuir la temperatura en el suelo. En climas donde el suelo permanece a altas temperaturas (15 a 30°C) casi todo el año, las poblaciones de los nemátodos se incrementan en proporciones muy altas (Kenaga, 1978).

Los nemátodos se presentan en gran cantidad en la parte superficial del suelo de 0 a 15 cm de profundidad, aunque en suelos cultivados la distribución es irregular, y es mayor alrededor de las raíces de plantas susceptibles (Agris, 1978).

Wallace (1973), señala que la distribución dentro de la planta es a menudo en el sitio de la invasión. Se ha explicado que muchos nemátodos de vegetales muestran una

preferencia por alimentarse en zonas particulares de la raíz. Algunas especies prefieren el meristemo, algunas la zona de elongación y otras la región de maduración. Las preferencias se muestran también por tejidos y células de la raíz, por ejemplo, el meristemo subapical, la epidermis, la corteza o el estele. La distribución de larvas de Heterodera schachtii en las raíces de remolacha (Beta vulgaris) fué determinada por Kampfe (1960) quién examinó las puntas de las raíces laterales y las regiones que intervienen separadamente. Aunque se presenta un número similar en esas tres regiones, las larvas se agrupan en las puntas de origen de las raíces laterales, dándonos una distribución al azar dentro del sistema radicular.

Kinloch y Allen (1972) dieron otro ejemplo de atracción diferencial e invasión: Meloidogyne hapla no es atraído y no invade los tejidos agallados de las raíces de tomate en la forma en que lo hace Meloidogyne javanica.

Aunque la distribución de los nemátodos dentro de la planta está probablemente influenciada en una gran parte por la preferencia de tejidos, sería un error asumir que otros factores son de menor importancia (Wallace, 1973).

2.- FACTORES QUE INFLUYEN EN LA DINAMICA POBLACIONAL.

De acuerdo con la National Academy of Sciences

(1978), los principales factores que influyen en la dinámica de la población de los nemátodos fitoparásitos son: la textura del suelo, aireación, humedad, temperatura, pH, y la química de la solución del suelo.

a) Textura del suelo.

Wallace (1973) señala que al realizar estudios sobre la distribución de los nemátodos, el factor que debe de considerarse como primordial es el tipo de suelo. Fidler y Bevan (1963) han subrayado la importancia que tiene la capacidad de la retención del agua y fósforo.

b) Humedad.

La fluctuación de la humedad del suelo debida a la lluvia o al riego, es uno de los factores principales que influyen en los aumentos de población de los nemátodos. Se cree que los nemátodos siempre están activos en suelos que tienen un contenido de humedad de 40 a 60% de su capacidad de campo, aunque la influencia de la humedad sobre ellos es poco conocida (N.A.S., 1978 Vol. IV).

c) Temperatura,

La temperatura afecta las actividades de los

nemátodos tales como la puesta, reproducción, movimiento y supervivencia. Casi todos los nemátodos de plantas se tornan inactivos en una gama de temperaturas bajas entre 5 a 15°C, y la óptima es entre 15 a 30°C, y de nuevo se vuelven inactivos a un intervalo de 30 a 40°C (Agrios, 1978).

d) Constitución química.

Además de la constitución química del suelo influyen la salinidad, el pH, la materia orgánica, los insecticidas y los nematicidas, además de los fertilizantes y la materia orgánica que actúan sobre las poblaciones de nemátodos, en forma indirecta al aumentar el desarrollo en plantas hospederas (N.A.S., 1978 V. IV).

3.- UMBRAL POBLACIONAL.

En los suelos agrícolas, el límite superior de la población para cualquier especie de nemátodo parásito de planta, depende de su potencia reproductora, de la especie de la planta huésped y de la duración del período que el nemátodo permanece en medio ambiente favorable para la reproducción. La importancia del nemátodo como parásito de una planta, depende en gran parte de si el lí-

mite de la población excede o no el nivel al cual los perjuicios económicos se presentan en dicha planta, esto es lo que se considera como el umbral de población (N.A.S., 1978 Vol. IV).

4.- MUESTREO.

Normalmente es imposible contar la cantidad de microorganismos en un hábitat específico, es por ésto que se debe estimar la población mediante un muestreo, el cual debe de ser programado.

No existe un método de muestreo universal y aunque los principios estadísticos estan dados en los libros de texto, para el muestreo de una población particular se necesita tomar en cuenta la distribución y el ciclo de vida del organismo en cuestión (Southwood, 1971).

a) Espacial.

Uno de los principales aspectos que se debe de considerar, es el área total que se va a muestrear. En estudios de la distribución espacial de los nemátodos, es necesario muestrear varias veces durante la época de crecimiento del hospedero y en varias estaciones conse-

cutivas. Aunque también deben de considerarse los cambios en la distribución de los nemátodos, en el tiempo y en el espacio, tanto horizontal como verticalmente (Wallace, 1973).

b) Temporal.

La época en que debe realizarse el muestreo está determinado por el ciclo de vida del organismo en estudio.

Griffin y Darling (1964) han mostrado que Xiphinema americanum tiene dos poblaciones por estación en plantas ornamentales. Un ciclo se extiende desde abril a agosto y el otro de septiembre a enero. Meloidogyne maasi puede también presentar dos poblaciones en el suelo, ya que en el invierno hay pocos nemátodos, en la primavera se observa un marcado incremento, en el verano hay un decremento cuando las raíces hospederas son invadidas y hay un incremento moderado en el verano tardío (Wallace, 1973).

5.- METODOS DE CONTROL.

La protección de los cultivos contra los nemáto-

dos es muy difícil a consecuencia de la gran resistencia que éstos presentan frente a los agentes físicos y químicos, y de la posibilidad (al menos de ciertas especies) de encontrarse en estados especiales (quistes, larvas en anibiosis) y de su localización, a veces a profundidades bastante grandes (Bonnemaison, 1975).

Existen varios métodos de control efectivos contra los nemátodos, aunque algunos factores, tales como costo y tipo de cultivo limitan su aplicación en algunos casos.

En general se emplean ó (seis) tipos de control: el control por medio de prácticas culturales, control legal, control genético mediante variedades resistentes, control por medio de agentes físicos y químicos. Generalmente se emplea una combinación de éstos métodos, al que se denomina control integrado. (Agrios, 1978).

5.1.- PRACTICAS CULTURALES.

Este resulta un control parcial o completo de los nemátodos e incluye la rotación de cultivos, inundaciones terrenos en barbecho.

a) Rotación de cultivos.- El objeto de la rotación de

cultivos como medida de control de las enfermedades es reducir la incidencia de ciertos patógenos en el suelo por medio del cultivo de las plantas resistentes o inmunes a su ataque (N.A.S., 1978, Vol. IV).

Las rotaciones son eficaces si se trata sobre todo de organismos clasificados como organismos invasores del suelo, menos persistentes que los habitantes de éste. Muchos de ellos sobreviven solo mientras haya residuos de planta hospedante, utilizables como sustrato para su existencia saprofítica (Jauch, 1979).

Varias especies de nemátodos pueden infectar algunos cultivos unicamente. Puesto que los nemátodos fitoparásitos son parásitos obligados, la ausencia de hospederos susceptibles del suelo por dos o tres años, produce la eliminación de los nemátodos del área mediante la inanición y la incapacidad para reproducirse (Agrios, 1978).

- b).- Inundación.- Algunas especies de nemátodos se han adaptado a vivir en el suelo normal bajo de humedad y de una cierta cantidad de aireación. Inundando la tierra por varios meses, se observa la muerte de los

nemátodos y la tierra se ve libre de éstos patóge - nos. Sin embargo, solo en pocos campos es posible o práctico inundar la parcela por largos períodos y, por lo tanto, la aplicación de éste método es muy limitada (Agrinos, 1978),

- c) Terrenos en barbecho.- Muchas plagas de nemátodos pueden controlarse privándolas de los vegetales de los que se alimentan. Sin embargo, desde un punto de vista práctico tiene muchas desventajas mantener la tierra ociosa durante el período necesario, por lo que no se considera un procedimiento recomendable para muchos suelos. No obstante, los cultivos que se han dañado por los nemátodos que infestan la raíz, no debe dejarse mucho tiempo en el campo después de cosecharlos sino que deben destruirse inmediatamente, de preferencia cuando el terreno se pueda arar para exponer las raíces a la acción desecadora y germicida del viento y del sol (Christie, 1974).

5.2 CONTROL GENETICO.

El estudio de las resistencias genéticas sirve de apoyo a la parte práctica, que es el cultivo

de variedades resistentes, su obtención y mantenimiento de la resistencia que con el tiempo se pierde, no es razón del genotipo de la planta sino del patógeno en sí (Jauch, 1979).

La resistencia a las enfermedades es la capacidad inherente de una planta para impedir o reducir la entrada y actividades subsiguientes de un agente patógeno, cuando la planta esta expuesta en condiciones ambientales adecuadas, a una cantidad de inóculo suficiente para provocar la enfermedad (N.A.S., 1978, Vol. I).

El método más efectivo y económico para el control de nemátodos es el uso de variedades resistentes a su ataque. Muy pocas plantas son inmunes al ataque de nemátodos. En general la resistencia es relativa o incompleta, por lo tanto, en los programas de cruzamientos muchas veces es difícil seleccionar plantas resistentes y susceptibles, ya sea debido al aumento de nemátodos o al grado de perjuicios que causan en la planta (N.A.S., 1978, Vol. IV).

Hay varios cultivos de variedades resistentes

tes a los nemátodos que son utilizados y otras están en desarrollo. El control experimental de los nemátodos también se ha obtenido mediante el cultivo de otras plantas tales como caléndulas que son tóxicas a los nemátodos o con plantas trampa para los nemátodos como Hesperis, para el nemátodo lesionante (Agrinos, 1978).

6.3.-CONTROL LEGAL.

Casi todos los países tienen algún tipo de ley sobre plagas y enfermedades de las plantas, en la cual se encuentran promulgadas las medidas excluyentes (N.A.S., 1978 Vol. IV).

La importancia de una cuarentena es la de evitar la introducción al país de plagas y enfermedades que amenacen la salud y la producción de vegetales y animales; también, una cuarentena es una acción legal para evitar o retardar el establecimiento de una plaga en una área donde no ha existido o para evitar retardar la posterior distribución de una plaga o enfermedad en una zona donde ya se haya introducido (Bovey, et al., 1971).

6.4.- CONTROL FISICO.

Los nemátodos mueren generalmente a temperaturas de 40 a 50°C. Uno de los procedimientos de lucha más antiguos es el tratamiento del terreno de los invernaderos o semilleros por medio del vapor o agua caliente; es de una eficiencia total cuando se lleva a cabo minuciosamente, pero su precio es muy elevado (Bonnemaison, 1975).

Existen dos tratamientos por calor que son efectivos para el control de los nemátodos. Elevando la temperatura del suelo a 50°C por 30 minutos por medio de vapor o agua caliente es suficiente para matar a la mayoría de los nemátodos y a los huevos de éstos. La práctica más usada es la esterilización del suelo a 82°C por 30 minutos, con lo cual se erradica a todos los nemátodos y con todos los otros microorganismos del suelo. El tratamiento por calor es el más efectivo y el más usado para tratamientos del suelo para invernaderos. Algunas veces es usado para tratamientos en pequeñas áreas (Agrios, 1978).

Los tratamientos de agua caliente son usa-

dos para extensiones de áreas limitadas para erradicar a los nemátodos de la raíz, bulbos, etc. y también para limpieza de la superficie de las raíces u otras partes antes de que sean plantadas en un suelo libre de nemátodos. Las temperaturas empleadas para este propósito varían de 43 a 53°C por periodos que varían de unos pocos minutos a 30 minutos, y más de 4 horas para las temperaturas más bajas. La capacidad para resistir tales temperaturas varía de planta a planta y con el estado de crecimiento de la planta, las plantas latentes o sus órganos son más tolerantes a ciertas temperaturas que las que crecen activamente. Frecuentemente el margen de seguridad entre la temperatura letal de los nemátodos y el daño a la planta es muy estrecha y se deben de tomar todas las precauciones necesarias (Agrios, 1978).

5.5.- CONTROL QUIMICO.

Uno de los medios más eficaces para controlar las enfermedades de las plantas es el uso de sustancias químicas, naturales o sintéticas. Con frecuencia, el control químico es el único medio posible para atacar el problema de las enfermedades, en general es más económico y eficaz que otros medios. Muchas

enfermedades no se pueden controlar por ningún procedimiento, la calidad adecuada y el rendimiento de los cultivos requieren que las enfermedades se controlen mediante sustancias químicas. En el futuro, el desarrollo de variedades resistentes, satisfactorias y un conocimiento más amplio de las influencias del medio ambiente sobre los patógenos, permitirá la utilización general de los métodos de control en el cultivo, y proporcionará medios para sustituir o completar muchos controles químicos usados actualmente (N.A.S., 1978. Vol. I).

El control químico tiene limitaciones y no puede reemplazarse por completo a la rotación de cultivos, el barbecho y el uso de variedades resistentes. Aún no se comprende en su totalidad las interacciones entre el suelo, los productos químicos y las poblaciones de nemátodos. Sin embargo a pesar de éstos problemas se ha presentado un rápido aumento en el uso de tales productos y tratar de encontrar un producto como nematicida ideal (N.A.S., 1978, Vol. IV).

Muchas sustancias químicas se han ensayado y se continúan ensayando para determinar sus propiedades nematicidas. Aunque solo unas cuantas son prometedoras, su número está aumentando gradualmente. Algunos ejemplos

de nematicidas son: Cloropierin, Mylone, Vapam, Furadan, Vorlex, y Nemacur, los cuales se aplican antes de la siembra (Cuadro 3) (Christie, 1979).

Rao y Singh (1978), realizaron un trabajo sobre el control de Meloidogyne incognita en una provincia de la India, para lo cual emplearon nematicidas sintéticos como Fensulfatión, Aldicarb, Forato, Carbofuran, Metomil, Oxamil y Etoprop específicamente en el cultivo de la oca, y encontraron que el índice más bajo de nodulaciones fué obtenido en tratamiento con Aldicarb a 1.5 kg/ha durante 1974, y 2 kg/ha durante 1975.

La respuesta a los diferentes tratamientos mostraron que éstos químicos dan un control inicial adecuado de los nemátodos noduladores obteniéndose un mejor rendimiento de la oca (Rao y Singh, 1978).

5.6.- CONTROL INTEGRADO.

En los últimos años se formuló una nueva filosofía que trata de suplantarlo, en parte, el empleo de la lucha química como único medio para defender la producción agrícola. El control integrado es el resul-

CUADRO 3. NOMBRES Y PROPIEDADES DE LOS NEMATOCIDAS MAS COMUNES

Nombre Comercial	Químico	Control	Volatilidad	Farma
<i>1. Fumigantes del Suelo Aplicados Únicamente Antes de Plantar</i>				
Cloropicrina, Larvacida 100, Refumo, Cloropic.	Cloropicrina	Nematodos, hongos del suelo, semillas de hierbas malas	Muy Alto	L ó G
DD ó Telone, Yidden-D, Telone II.	Dicloropropano	Nematodos e insectos del suelo	Moderado	L
Mylane	Dimetiltetrahidro- tacinon	Nematodos, hongos del suelo, insectos	Alta	WP ó GR
Vapam	n-metil difo- carbano sodico dihidratado	Nematodos, hongos del suelo, insectos del suelo.	Alta	L
Varlex	Metil isociano- nato dicloropro- pano o MITC	Nematodos, hongos del suelo, insectos del suelo, semillas de ma- las hierbas.	Alta	L
<i>2. Nematocidos Aplicados Antes o Despues de Plantar</i>				
DBCP, Nemagon, Fumazana	Dibromocloro- propano	Nematodos, hongos de Damping-off (<i>Pythium</i>)	Bajo a Ma- derado	L ó GR
Demox	Demeton	Nematodos insectos del suelo	Baja	L
Nemocur	Fenamafos	Nematodos, insectos del suelo.	Bajo	L ó GR
Vydato	Oxamil	Nematodos, insectos del suelo	Bajo	L ó GR
Furadan	Carbofuran	Nematodos, insectos del suelo.	Baja	GR

L = Líquido G = Gas GR = Granulado
(Agnos, 1978)

tado de un paulatino avance en el conocimiento de los problemas fitosanitarios, puesto que la idea de coordinar el control biológico y químico data de hace más de 50 años (Costa et al., 1974).

Jones (1974) emplea dos criterios como medidas de control integrado. El primero se refiere a un incremento en el cultivo, el segundo a que solamente una pequeña población permanece después de la cosecha. Un buen incremento en el campo se puede obtener a menudo con una muerte adecuada para controlar la población de postcosecha. Un nematicida, una variedad resistente o una pequeña rotación dejan sobrevivientes que se multiplican en grandes cantidades dando lugar a grandes poblaciones.

C.- METODOS Y TECNICAS PARA EL ESTUDIO DE NEMATODOS FITOPARASITOS.

1._ MUESTREO.

Es de considerar que una de las primeras gases para el reconocimiento y control de los nemátodos, es determinar y localizar las zonas o cultivos afectados por estos organismos, mediante la sintomatología, considerando

las medidas para no confundirlas. Por lo que realizando un análisis detenido en el laboratorio de muestras de suelo o plantas nos permitirá conocer la presencia de nemátodos que pueden estar afectando al cultivo, de tal manera que como la mayoría de éstos organismos son microscópicos requiere separarlos del suelo o del tejido vegetal mediante técnicas especiales de extracción.

Ante esto Southey (1970) indicó que se debe de tomar en cuenta el método más común que se utiliza para la extracción de muestras del suelo, y que estas, sean representativas del área de estudio, para que la evaluación de la población nos de un promedio confiable, de ésa manera según sea la forma de vida del nemátodo se podrán llevar a cabo las formas de muestreo mas convenientes.

2.- METODO DE EXTRACCION Y CUANTIFICACION DE NEMATODOS.

a) del suelo.

Usando muestras de suelo de 100 a 300 cc, los nemátodos pueden ser aislados mediante el método del Embudo de Baerman, tamizado y por centrifugación (Agriis, 1978).

a.1. Embudo de Baerman.

El Embudo de Baerman consiste en un embudo de vidrio grande, de 12 a 15 cm de diámetro, al cual se conecta un tubo de goma, con unas pinzas colocadas en el extremo terminal. El embudo se coloca en una posición vertical y se llena de agua. El suelo muestreado es colocado en el embudo en papel absorbente, algunas veces sujetado por una reja circular de 5 a 6 cm, ó en un vaso de precipitados sobre el cual se coloca un pedazo de tela sujeto por una liga. El vaso es entonces invertido en el embudo con la tela y todo el suelo se sumerge en el agua toda la noche o por varias horas. Los nemátodos vivos se mueven activamente y emigran a través de la tela o el papel hacia el agua y quedan en la parte terminal del tubo de hule justo arriba de las pinzas. Más del 90% de los nemátodos vivos se recobran en los primeros 5 a 8 ml de agua contenidos en el tubo de hule, estos se colocan en un disco de reloj para examinarlos y después aislarlos para montarlos (Gaviño, 1979).

a.2. Método de tamizado.

El método de tamizado está basado en el hecho de que cuando una pequeña muestra de suelo, como por ejemplo 300 cc es mezclada con más agua, por ejemplo 2 lts, los nemátodos flotan en el agua y pueden ser colocados en tamices con poros de ciertos tamaños. Después la mezcla de agua-suelo se agita y se deja reposar por 30 segundos, el sobrenadante es pasado a través de un tamiz de 20 mallas (20 hoyos por pulgada cuadrada), el cual pasan los nemátodos. El líquido conteniendo a los nemátodos es entonces pasado a través de un tamiz de 60 mallas cuyas aberturas permiten el paso a los nemátodos a otro recipiente. Por último se pasan a través de un tamiz de 200 mallas por cuyas aberturas pasan los nemátodos más pequeños y algunos desechos. Tanto los tamices de 60 y 200 mallas se lavan dos o tres veces para quitar los desechos tanto como sea posible y los nemátodos se lavan en discos para su directa observación y cuantificación y por último el aislamiento (Agrios, 1978).

a.3. Método de centrifugación (Método de Góoris)

Se prepara la muestra de suelo, se extiende en $1m^2$ de polietileno y se homogeniza la muestra,

una vez hecho ésto se procede a marcar una cruz en la muestra de suelo que se encuentra en el polietileno. Posteriormente se toman al azar 100 gr de suelo y se depositan en una cubeta o recipiente graduado de 3 a 5 lts. Se vierte agua suavemente y se disuelven suavemente los gránulos del suelo, removiendolos con un tubo de vidrio. Se agita y se espera durante 15 segundos . Posteriormente se decanta el material y se pasa por un tamíz de 60 mallas (se retiene la basura pero pasan los nemátodos). La solución se pasa por un tamíz más fino de 350 mallas, y el material retenido en el tamíz, se pasa a una jarra o vaso de precipitado de 250 ml. Se toman 2 ó 4 tubos, según la capacidad de la centrífuga, a cada frasco se le agrega una cierta cantidad del contenido final y se le añade 0.5 gr de talco o Kaolín y se nivela el peso (tratar de llenar a una altura de 1.5 cm mebos que la altura del tubo). Se recomienda que en la centrífuga los tubos sean acomodados con el mismo peso y se lleva a una velocidad de 1,500 r.p.m. durante 3 minutos, las partículas más pequeñas como el talco y los nemátodos van hacia el fondo del tubo, una vez concluido ésto se vacían los tubos tirando el agua. Después de prepara una solución de 16° Boumé (con 48.45 gr de azucar morena en un litro de agua), ésto debe

de corroborarse con el densímetro. Se vacía la solución de azúcar, disolviendo la sedimentación que se formó en el fondo del tubo centrifugado y se procede a pesarla para que el peso sea uniforme. Los tubos se someten a la centrifuga por 2.5 minutos a 1,500 r.p.m. de ésta forma por diferencia de peso específico los nemátodos se separan. El contenido del tubo se vacía en un tamiz de 325 mallas para retener a los nemátodos, se lava 2 a 3 veces el tamiz con los nemátodos para quitarles el azúcar del exterior ya que los afecta. Finalmente se vacía en una siracusa para iniciar el conteo.

b) Del material de plantas.

b.1. Método de maceración utilizado para procesar partes vegetales.

Cada una de las partes de la planta que se supone esta afectada, se somete a una maceración durante 10 a 20 segundos en una licuadora, de tal modo que los fragmentos resultantes no sean muy pequeños. Se pesan 50 o 100 gr de éste material y se procesan en el embudo de Baerman (Como

ya se explicó anteriormente). Cada parte vegetal (raíz, tallo, hojas, etc.) deben procesarse por separado (Javiño, 1979).

b.2 Método de incubación de Seinhorst 1950.

El aparato en ésta técnica, consiste de un recipiente rectangular dividido en tres compartimentos que se unen solamente en la parte superior por donde desborda el agua de una hacia las otras. Sobre el primer compartimento, se coloca un embudo con una llave de separación que mantiene una atmósfera de constante humedad. El embudo tiene en su interior una malla abierta sobre la cual se deposita el material infectado, previamente lavado para eliminar las partículas de suelo adheridos a ellas.

Después de lavado el material, se selecciona hasta obtener trozos de aproximadamente 10 cm de longitud. De éste embudo son arrastradas larvas que emergen de los tejidos y se sedimentan en el primer compartimento; los que son arrastrados por la corriente de agua, quedan retenidas en el segundo o tercer depósito. Los compartimentos

tienen en el fondo un orificio (que se mantiene cerrado) por el que se obtienen las larvas vivas. para la extracción se llena con agua todos los compartimentos y se mantiene una aspersión constante que ocasiona una corriente lenta que arrastra a las larvas para que se depositen en el fondo, donde se recojen después de un tiempo prefijado (Hooper et al., 1970).

- b.3. Técnicas de extracción de nemátodos formadorrd de azallas y endoparásitos filiformes mediante licuadora y centrífuga.

Las raíces se lavan para eliminar el suelo adherido, en seguida se eliminan las raíces necróticas por ataque de hongos, y las demás se procede a fragmentarlas en tamaño de aproximadamente de 1 a 2 cm. En seguida se homogenizan las raíces y se sacan al azar 10 gr las cuales se secan con papel absorbente. Posteriormente estos últimos se pasan al vaso de la licuadora con 100 a 200 ml de agua, licuandose durante 1 minuto a 1,2000 ó 1,400 r.p.m. En seguida el contenido se vacía sobre una coladera, montada sobre un taso de precipitados con el objeto de retener los pe-

dazos grandes de raíz y se pasan a una mallas con papel facial dentro de la caja de petri y se realizan las lecturas cada 12, 24 y 48 horas. Al hacer las lecturas, se tamiza para eliminar agua. Posteriormente se continúa con la técnica de centrifugación, para hacer la estimación final.

b.4. Técnica de extracción de huevecillos de nemátodos noduladores por la centrifugación.

Cuando se requiere hacer inoculaciones con nemátodos endoparásitos y conocer la edad o fase de vida, lo más recomendable es hacerlo con huevecillos, de ésta forma la técnica que a continuación se da se utiliza para extraerlos de las plantas infestadas.

Se lavan las raíces, se fragmentan y se homogenizan, se pesan 10 gr para calcular el número de huevecillos, en seguida se licua con 100 ml de agua más 4 ml de Hipoclorito de sodio al 1% de 12,000 a 14,000 r.p.m. durante 40 seg. Posteriormente el contenido se vacía en un tamíz de 100 mallas, 400 mallas ó 500 mallas, lavandose

con agua para eliminar la solución desinfectante, el contenido se pasa a los tubos de la centrifuga, centrifugandose a 3,000 r.p.m. sin Kaolín, durante 5 minutos, Posteriormente el sobrenadante se elimina y a lo sedimentado se le agrega una solución azucarada (434 gr en un litro de agua destilada) centrifugandose a 3,000 r.p.m. durante 40 seg. Finalmente el contenido se vacía a través de un tamiz de 500 mallas lavándolo con agua corriente para evitar la distorsión de los huevecillos, los cuales se pasan a una siracusa para evaluar la cantidad de huevecillos (Manual de Prácticas de Nematología, 1978).

3.- MATADO Y FIJADO DE ENMATODOS.

En el estudio de los nemátodos, se obtienen mejores resultados si se matan y se fijan inmediatamente; si los nemátodos se colocan en fijadores fríos generalmente se distorsionan.

a) Muerte por calor.

Uno de los métodos más recomendables es el

de Seinhorst (1966), en el cual los especímenes son colocados en una gota de agua muy pequeña y en un vaso cóncavo y hondo. En ácido acético-formol 4:1 que se utiliza como fijador se calienta a 100°C y un exceso de 3 a 4 ml se añade rápidamente a los nemátodos (Fig. 4). El fijador puede ser calentado en un gotero especial, cuyo orificio puede ser cerrado con una varilla interna. Se recoge suficiente fijador con el gotero de una botella, el gotero debe estar sumergido en el agua hirviendo de 3 a 4 minutos. Es más fácil que el fijador se caliente en tubo pequeño sumergido en agua hirviendo y en éste momento se pipetea a los nemátodos. Mediante éste método se fijan bien glándulas y gónadas y a menudo los núcleos se ven claramente.

Algunos especímenes se pueden matar por su transferencia a una gota de agua en una placa de vidrio, la cual se calienta en una flama durante 4 a 6 seg, hasta que los nemátodos asumen repentinamente las formas características de la muerte por calor (Hooper, et al, 1970).

4.- MONTAJE (LAMINAS DE COBB).

Se coloca una gota de glicerina en un portaob-

jetos sobre el disco de la siracusa con los nemátodos deshidratados y se separan por forma post mortum, por lo tanto se seleccionan los géneros.

En una lámina de Cobb se coloca un cubreobjetos limpio y se le agrega una gota de glicerina de tamaño apropiado. En seguida se colocan tres calcitas de fibra de vidrio al lado izquierdo que van a encerrar a los nemátodos previamente colocados.

Auxiliándose con unas pinzas se pone un cubreobjetos redonde, si la glicerina se desborda se debe de limpiar con una motita de algodón con etanol y se observa que no queden burbujas de aire.

Finalmente se sellan con Zut o glicerol y en último término con barníz de uñas transparente, usando un pincel y dejando caer libremente el sellador en la periferia del cubreobjetos, posteriormente se anota en los cartoncitos de la lámina de Cobb los datos respectivos de la especie identificada, cultivo, localidad, e iniciales del colector (Fig. 1), estando listo el material para su observación (Hooper et al., 1970).

5.- IDENTIFICACION DE NEMATODOS FITOPARASITOS .

Al terminar de montar y etiquetar todos los nemátodos con auxilio del microscopio compuesto se revisa la morfología externa y fundamentalmente la interna de cada uno de los organismos.

Con auxilio de las claves analíticas como por ejemplo Jara y Zerón (1979), Meredith (1977), Benzooijen (1975) y Mai (1975) se hace la identificación, tomando en cuenta principalmente las siguientes estructuras: presencia o ausencia de estilete, forma y tamaño de éste, esófago (forma y tamaño) posición de la vulva, presencia o ausencia de nódulos en el estilete, forma de la cola, hábito de muerte, tamaño del nemátodo etc.

D._ NEMATODOS DEL CULTIVO DE LA OCRA REPORTADOS A NIVEL MUNDIAL .

Doodey y Franklyn (1969) reportan las siguientes especies de nemátodos fitoparásitos del cultivo de la ocrá:

Pratylenchus Filipjev 1934. Existen varias especies y según Sher y Allen (1953) reconocieron como válidas 10 especies, de las cuales se encuentran causando daño a la ocrá: P. brachyurus (Goodfrey, 1929) Doodey, 1951, en Shongaloon y

Lousiana y P. pratensis (De Man, 1880) Filipjev 1936. En ambos casos se encontró afectando la raíz observándose deficiencias nutricionales (Kirjanova, 1953). (Cuadro 4).

Paratylenchus Micoletzky, 1922. De éste género solo se ha reportado una especie causando daños en el cultivo de la ocra, P. projectus Jenkins, 1956, ha sido reportado causando daños a la raíz (Coursen et al., 1958).

Xiphinema diversicaudatum (Micoletzky, 1927) Thorne 1939 (Sin- Longidorus diversicaudatum (Micoletzky, 1927) Thorne & Swaager, 1936; Dorylaimus diversicaudatus Micoletzky, 1927). Se reporta esta especie en el cultivo de la ocra, alimentándose de las raíces insertando para ello su estile excepcionalmente largo y poderoso (Schindler, 1953).

Rotylenchus Filipjev, 1936. Lindford y Yap (1940). demostraron que R. reniformis Lindford & Oliviera, 1940, es capaz de infectar a las raíces de 65 vegetales pertenecientes a 30 familias, dentro de éstas plantas afectadas se menciona a la ocra en la cual se produce un marchitamiento precoz.

Radopholus Thorne, 1949. Feder y Feldmessen (1957), al realizar una extensa lista de las plantas hospederas de éste nemátodo reporta a R. similis (Cobb, 1893) Thorne, 1949 en la ocra, variedad Perkins Long Green, señalando que puede so-

portar poblaciones grandes de éste nemátodo.

Belonolaimus Steiner, 1949. Se ha reportado a B. gracilis Steiner, 1949, como parásito de las raíces de la oca produciendo la llamada raíz de escobilla y raíz tosca, también se menciona que no son dañinos para los retoños y trasplantes (Brooks, 1954).

Meloidogyne Goeldi, 1887 Sin. Caconema Cobb, 1824, Heterodera Schmidt, 1871. Existen varias especies de Meloidogyne que afectan al cultivo de la oca: Saser (1954) reporta a Meloidogyne incognita acrita Chitwood, 1949 y a M. arenaria Neal, 1889, como parásitos de éste cultivo. En 1958 Colbrum reporta a M. incognita (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949 Sin. Oxyuris incognita Kofoid & White, 1919, en el sur de Estados Unidos que comprende la Florida, también en el cultivo de la oca. Todas estas especies producen nódulos radiculares, los cuales constituyen una enfermedad muy destructora, aunque extremadamente variable el grado de lesión a la planta y en ella influyen muchos factores.

Luc y Horestra (1960) señalan a Scutelonema bradys (Steiner & Le Hew, 1933) Andrasay, 1958 Sin. Hoplolaimus bradys Steiner & Le Hew, 1933, Rotylenchus bradys (Steiner & Le

Hew, 1933) Filipjev, 1936, Anguilulina bradys (Steiner & Le Hew, 1933), Goodey, 1933, como parásito de la ocra .

Christie (1979) señala que las enfermedades causadas por nemátodos se pueden encontrar en todos los países y regiones donde se han llevado a cabo investigaciones nematológicas. Es difícil encontrar datos para lograr deducir el origen de las diversas plagas de nemátodo de importancia económica (Bonnemaison, 1975).

E.- NEMATODOS REPORTADOS EN EL CULTIVO DE LA OCRA EN EL VALLE DE IGUALA, GRO.

En 1979, la Oficina de Sanidad Vegetal de la Ciudad de Iguala, Gro. realizó un estudio muy general para determinar los nemátodos parásitos que afectan al cultivo de la ocra reportando las siguientes especies:

Aphelenchoides sp, Aphelenchus sp, Helicotylenchus sp, Pratylenchus sp, Paratylenchus sp, Psilenchus sp, Escutellonema sp, Trochurus sp, Tylenchus sp, Tylenchorynchus sp, y Meloidogyne sp.

CUADRO 4. GENEROS Y ESPECIES DE NEMATODOS FITOPARASITOS REPORTADOS
A NIVEL MUNDIAL.

GENEROS	ESPECIES	LOCALIZACION	AUTOR
<u>Belonolaimus</u>	B. <u>grasilis</u>	Standford, Florida	Brooks (1954)
<u>Meloidogyne</u>	M. <u>incognita</u>	SE DE E.U.A.	Sasser (1954)
<u>Paratylenchus</u>	P. <u>projectus</u>	E.U.A.	Coursen (1958)
<u>Pratylenchus</u>	P. <u>brachiurus</u>	Shongaloo, Louisiana	Sher & Allen (1953) Kirjanova (1931).
<u>Rodopholus</u>	R. <u>similis</u>	Fiji, Formosa	Feder & Feldmessan (1957)
<u>Rotylenchus</u>	R. <u>reniformis</u>	Hawaii	Lindford & Yap (1940)
<u>Scutelonema</u>	S. <u>bradys</u>	E.U.A.	Luc & Horestra (1960)
<u>Xiphinema</u>	X. <u>diversificaudatum</u>	E.U.A.	Schindler (1954)
8	9	10	13

(Goodey et al, 1965).

III MATERIALES Y METODOS

A.- ESTUDIO PRELIMINAR ACERCA DE LOS NEMATODOS PARASITOS EN EL CULTIVO DE LA OCRA EN EL VALLE DE IGUALA, GRO.

1.- RECORRIDO A LAS AREAS SEMBRADAS

Para determinar el área de estudio del presente trabajo se llevaron a cabo visitas a las siguientes localidades: Iguala, Tuxpan, Tepecoacuilco, Santa Teresa, Acayahualco y Rincón de la Cocina, Gro.

2.- ENTREVISTAS CON AGRICULTORES.

Se realizaron varias entrevistas a campesinos, contandose entre las más importantes las del Presidente del Comité Directivo del Valle de Iguala, así como la del Presidente del Comité Directivo de Santa Teresa, Gro. los cuales coincidieron en señalar que la "jicamilla" es uno de los principales problemas para los agricultores que se dedican a la siembra de ocra.

3.- ELECCION DE SITIOS DE MUESTREO.

Una vez visitadas las zonas en donde se cultivaba a mayor escala la ocra, y tomando en cuenta los comentarios de los campesinos, se eligió a Iguala y Santa Teresa, Gro. como sitios de muestreo . (Ver mapa).

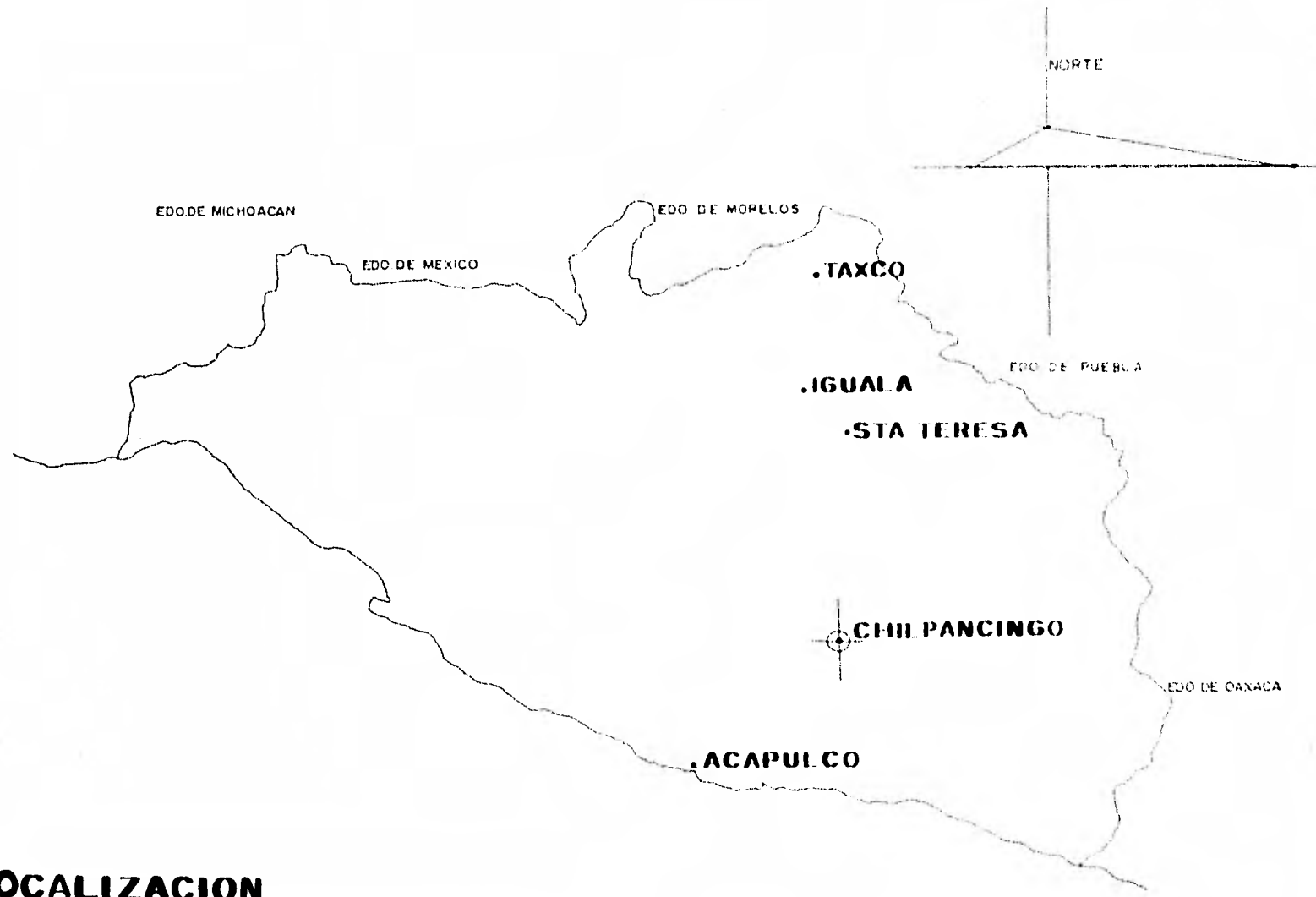
El tamaño de los lotes de Iguala, Gro. fueron de 4 has cada uno, y los de Santa Teresa, Gro. de 2 has cada uno . Cabe señalar que en ambos sitios se iniciaba el primer corte del fruto, y se denotaban manchas foliares y achaparramiento de las plantas. Estos síntomas fueron más visibles en los lotes que se eligieron.

4.- MUESTREOS REALIZADOS.

Una vez seleccionadas las áreas de estudio, se señalaron 4 lotes para Iguala y 2 para Santa Teresa. Se llevaron a cabo dos muestreos en cada uno de los lotes designados.

a) PRIMER MUESTREO.

El primer muestreo se realizó en Iguala en el lugar y fecha que se indica en el cuadro 5.



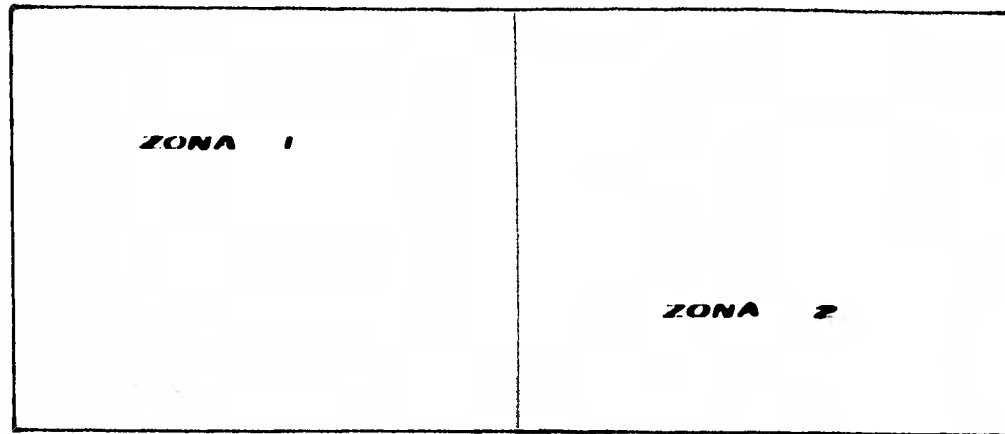
LOCALIZACION

CUADRO 5. LUGAR Y FECHA DEL PRIMER MUESTREO.

NO. DE LOTE	LUGAR	FECHA	AÑO
1	IGUALA, GRO.	7-ENERO	1980
2	IGUALA, GRO.	15-DICIEMBRE	1979
3	IGUALA, GRO.	8-ENERO	1980
4	IGUALA, GRO.	15-DICIEMBRE	1979
1	STA. TERESA, GRO.	2-FEBRERO	1980
2	STA. TERESA	2-FEBRERO	1980

b) SEGUNDO MUESTREO.

Para el segundo muestreo se eligieron los lotes número 1 y 3 de Iguala, Gro. y 1 y 2 de Sta. Teresa, Gro., solo que ahora cada lote se dividió en dos zonas (ver esquema), con el objeto de hacer más representativo el muestreo, y se realizó en los lugares y fechas que se especifican en el cuadro número 6.



Lote 1 de Iguala, Gro (4 has)

CUADRO 6. DATOS DEL SEGUNDO MUESTREO.

NO. DE LOTE	NO. DE ZONA	LUGAR	FECHA	AÑO
1	1	IGUALA, GRO.	24-ENERO	1980
1	2	IGUALA, GRO.	24-ENERO	1980
3	1	IGUALA, GRO.	21-ENERO	1980
3	2	IGUALA, GRO.	21-ENERO	1980
1	1	STA. TERESA, GRO.	8-FEBRERO	1980
1	2	STA. TERESA, GRO.	8-FEBRERO	1980
2	1	STA. TERESA, GRO.	23-FEBRERO	1980
2	2	STA. TERESA, GRO.	28-FEBRERO	1980

Los muestreos se tomaron a una profundidad de 0 a 40 cm mediante una cuchara de geólogo y una espátula, éstas se depositaron en bolsasa de plástico debidamente etiquetadas con los siguientes datos: localidad, fecha, cultivo, no. de lote, no. de zona, nombre del colector, etc.

Los muestreos se tomaron al azar para cada uno de los lotes, tanto en Iguala como en Santa Teresa, Gro. De cada lote se extrajeron 10 muestras para obtener una muestra para obtener una muestra patrón de 5 Kg aproximadamente.

La forma de tomar las muestras fué la siguiente: primero se locañizaba la raíz primaria y secundaria y se muestreo alrededor de la raíz de la planta.

Las muestras se procesaron el mismo día de la colecta para evitar en lo posible alteraciones en las poblaciones de los nemátodos.

5.-EXTRACCION, MONTAJE E IDENTIFICACION.

La extracción para el primer muestreo se llevó por medio del embudo de Baerman y para el segundo muestreo por el método de centrifugación y flotación por azucar (Método de Góoris).

Con lo que respecta al primer muestreo, al obtener el líquido donde se encuentran los nemátodos de los respectivos embudos de Baerman se procedió a pescar a cada uno de ellos y depositarlos en un tubo de ensayo

para posteriormente matarlos calentandolos a 70°C durante 30 seg, ara después pescarlos nuevamente y colocarlos en lactofenol en diferentes portaobjetos (1 en cada 1) con su respectivo cubreobjetos, además de sellar con barniz de uñas transparente. Se describieron sus respectivos datos de colecta (Fig. 1).

Respecto al segundo muestreo (Método de Góoris) el líquido resultante de la centrifugación se colocó en un tubo de vidrio y se calentó a 70°C por 30 seg y posteriormente se los colocó en fijador (Fig. 4).

Después de la fijación, se homogenizó la población y se pasaron a una siracusa que contenía formol al 4%. Posteriormente se transfirieron a una campana de etanol por 24 horas. Después se volvieron a pescar y se pasaron a otra siracusa que contenía glicerina A (Fig. 4) tapándola con un cubreobjetos y se introdujeron a una caja de petri tapada y posteriormente ésta a la estufa a 40°C por 4 horas.

Posteriormente, se le agregó la Glicerina B, bajando los nemátodos con el pescador, volviendose a introducir a la estufa en las mismas condiciones durante 4 horas. Se checó la evaporación del alcohol y la gli-

cerina pura, volviéndose a colocar en la campana con cloruro de calcio. En ésta campana se colocó un vaso de precipitados con glicerina pura para deshidratarlos. El montaje se realizó en las 4 horas siguientes.

El montaje fué de la siguiente manera: se colocó una gota de glicerina pura deshidratada en un portaobjetos, se colocó un nemátodo en el centro de la gota se le colocaron dos fibras (una de cada lado) de pelo de ángel (para no distorsionar al nemátodo) y posteriormente se le colocó un cubreobjetos; el derrame de la glicerina se limpió con papel absorbente y finalmente se colocaron sus dos etiquetas, con los datos de campo y la de control (Fig. 1).

Con respecto a la identificación fué la misma metodología para ambos muestreos. Con auxilio de las claves analíticas de Jara y Zerón (1979), Meredith (1977), Bezooijen (1975) y Mai (1975), se hizo la identificación entre las principales características tomadas en cuenta fueron la forma del nemátodo, sexo, estilete, bursa, forma de la cola, nódulos basales etc.

IV RESULTADOS

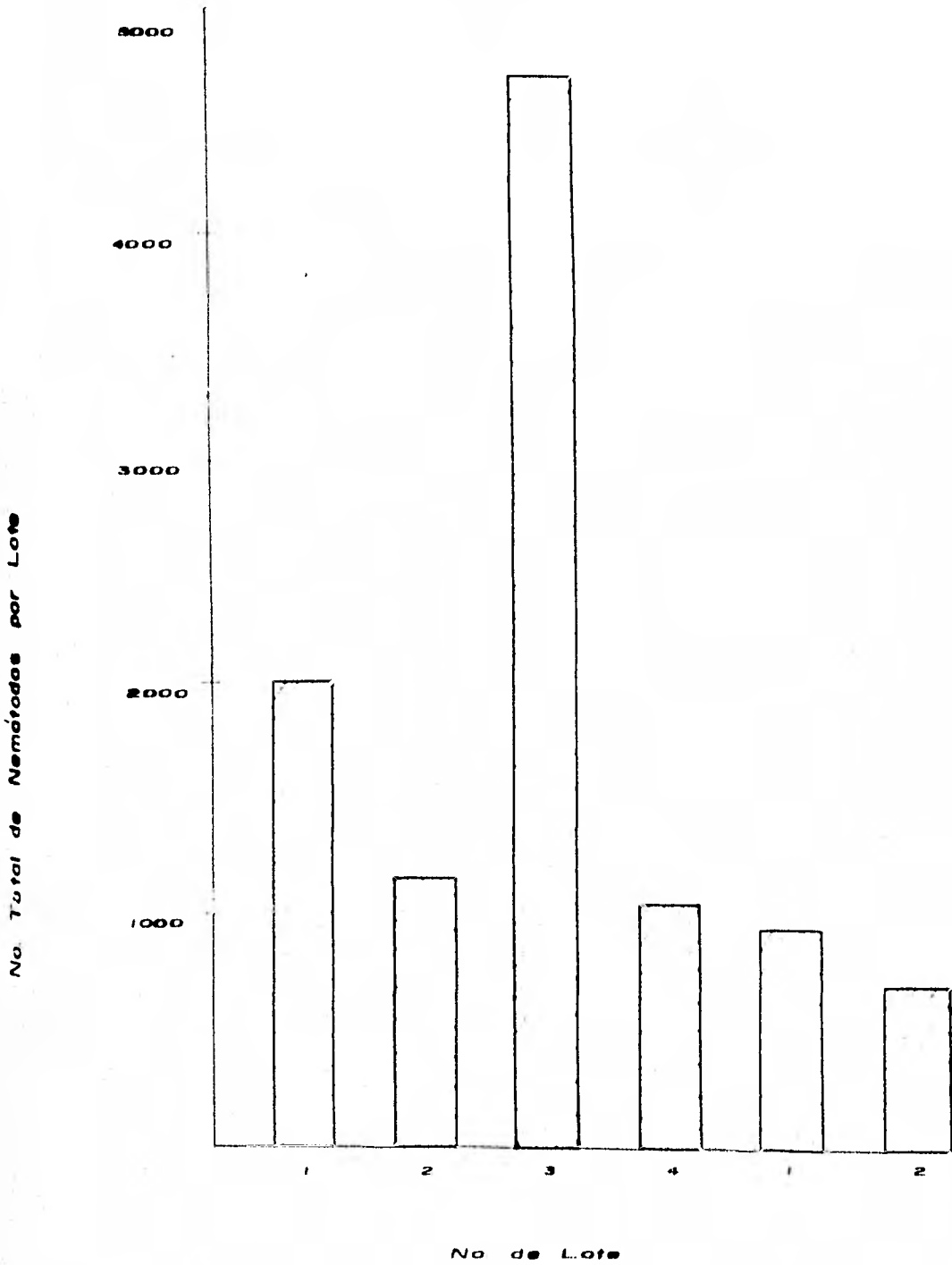
A.- PRIMER MUESTREO.

Como resultado de la extracción e identificación de nemátodos de las muestras de suelo con lo que respecta al primer muestreo y que fueron procesadas por el Embudo de Baerman, se obtuvieron los datos que se presentan en el cuadro 7.

CUADRO 7. NUMERO DE NEMATODOS ESTIMADOS EN LOTES SEMBRADOS CON OCRA EN EL VALLE DE IGUALA, GRO. DURANTE EL PRIMER MUESTREO.

NO. LOTE	LUGAR	100 GR	FITOP. %	SAPR. %	TOTAL
1	IGUALA	100	410	1620	2030
2	IGUALA	100	241	939	1180
3	IGUALA	100	952	3758	4710
4	IGUALA	100	203	822	1030
1	STA. TERESA	100	180	750	930
2	STA. TERESA	100	133	547	680
TOTAL		600	2124	6978	10560

Gráfico 1. Datos del Primer Muestreo



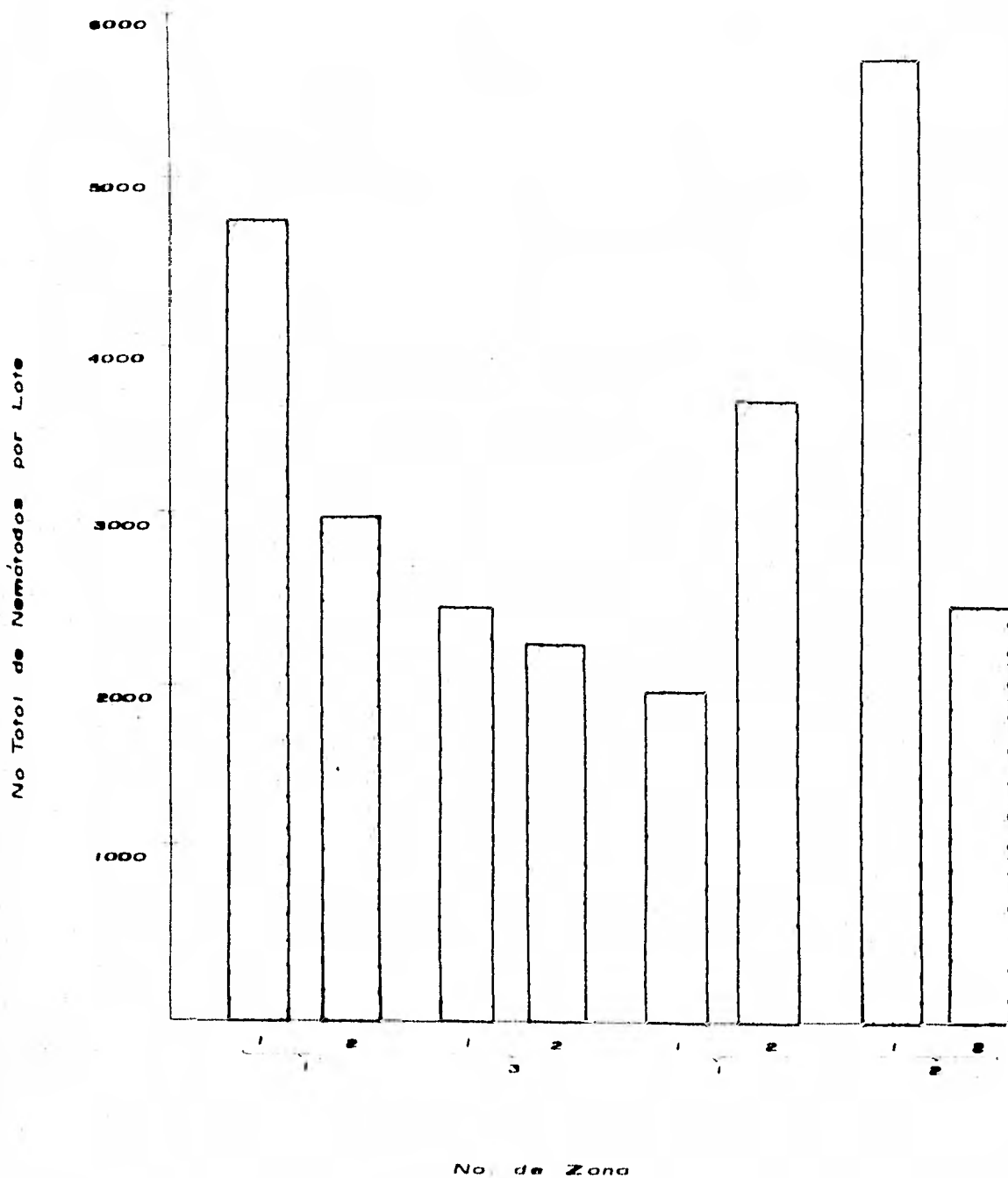
B.- SEGUNDO MUESTREO .

Los resultados que se exponen en el cuadro número 8 fueron los que se obtuvieron en el segundo muestreo, en el cual las muestras fueron procesadas por el Método de Góoris.

CUADRO 8. NUMERO DE NEMATODOS ESTIMADOS POR ZONA CORRESPONDIENTES AL SEGUNDO MUESTREO

NO. LOTE	NO. ZONA	LUGAR	GRS	FITOP. %	SAPR. %	TOTAL
1	1	IGUALA	100	961	3789	4750
1	2	IGUALA	100	591	2409	3000
3	1	IGUALA	100	514	1986	2500
3	2	IGUALA	100	470	1780	2250
1	1	STA. TERESA	100	407	1593	2000
1	2	STA. TERESA	100	768	2982	3750
2	1	STA. TERESA	100	1160	4590	5750
2	2	STA. TERESA	100	487	2013	2500
TOTAL			800	5358	21142	26500

Gráfico 2 Datos del Segundo Muestreo



V DISCUSION

El cultivo de la oca en México es de reciente establecimiento, y no se le ha dado la difusión necesaria para que se conozca a nivel nacional, prueba de ello es que en solo tres estados de la República se cultiva (Tamaulipas, Michoacán y Guerrero) siendo que éste cultivo debería difundirse más ampliamente a otros estados, ya que las condiciones edáficas y climáticas en otras regiones del País son propicias para su buen desarrollo y alta productividad.

La importancia de éste cultivo en el Valle de Iguala, Gro. radica en dos aspectos importantes, primero, que en años anteriores toda la producción estaba destinada a la exportación y, segundo, que a causa de su gran productividad y de la demanda exterior se ha creado una planta procesadora industrial en el Valle de Iguala, Gro. (Tepecoacuilco, Gro.) (Fig.10 y 11).

En vista de lo anterior en el presente año se ha incrementado de una manera muy elevada el número de hectáreas sembradas con oca, tanto de riego como de temporal.

En este trabajo de tesis se pretendió establecer una metodología básica para el estudio de los nemátodos fitoparásitos de la oca, así como la utilización de algunas técnicas, y poder

dar así una apreciación estimativa del número de nemátodos en éste cultivo en el Valle de Iguala, Gro.

Como se puede apreciar tanto en el primero (Cuadro 7) como en el segundo muestreo (Cuadro 8), es evidente el número tan elevado de nemátodos, sin embargo hay que señalar que al identificar éstos patógenos se encontró un alto porcentaje de nemátodos fitoparásitos. Esto se debe a que al llevar a cabo las técnicas de extracción se hicieron para nemátodos filiformes, sin tomar en cuenta otras formas.

La hembra de Meloidogyne sp es la principal causa del daño en la ocra, pero como es piriforme (Fig. 15) no se obtuvo mediante éstas técnicas (Método de Gooris y Embudo de Baerman), es por éso que la cantidad de nemátodos saprobios es mucho mayor en los datos que se presentan.

Dentro del análisis cuantitativo de nemátodos filiformes se identificaron las especies Aphelenchus sp y Meloidogyne sp ♂ (dado que éste último es filiforme a diferencia de la hembra (Fig. 12, 13, 14 y 15.))

Los problemas fitosanitarios se han incrementado año con año debido a que los agricultores no realizan las prácticas culturales que se recomiendan para este cultivo, como son la rotación de cultivos y barbechos principalmente, lo cual se refleja en los grandes daños ocasionados en el sistema radical de la ocra (Fig. 9)

VI CONCLUSIONES

Tomando en cuenta los resultados de la presente investigación se puede deducir lo siguiente:

- 1.- La recopilación bibliográfica referente al cultivo de la oca y de los nemátodos fitoparásitos asociados a éste, resulta de suma importancia, ya que se encontraba sumamente dispersa.
- 2.- Se dan a conocer las técnicas más comunes de extracción, matado y fijado, montaje e identificación de nemátodos.
- 3.- Mediante el uso de las técnicas aquí empleadas (Método de Górris y Embudo de Baerman) se da a conocer una estimación de los nemátodos filiformes en el cultivo de la oca, en el Valle de Iguala, Gro.
- 4.- La metodología empleada en éste trabajo preliminar de campo y laboratorio fue apropiada para los nemátodos filiformes, pero no para otras formas.
- 5.- La población de nemátodos filiformes no refleja la gravedad del daño, que es ocasionado en las raíces de la oca, tanto en Iguala, Gro., como en Santa Teresa, Gro.
- 6.- Se detectó un gran número de agallas en las raíces de la oca dentro de las cuales se logró observar una gran cantidad de vembras de Meloidogyne sp bien desarrolladas, produciendo

numeroso huevecillóns (Fig. 15).

- 7.- Dada la importancia que ha adquirido el cultivo de la oca en los últimos años en el Valle de Iguala, Gro. es necesario hacer consciencia en los agricultores sobre la necesidad de poner en práctica las recomendaciones culturales que se dan para éste cultivo como son: la rotación de cultivos y los barbechos.
- 8.- De lo anterior pueden derivarse las siguientes etapas de estudio:

- ___ Realizar las técnicas de extracción, matado, fijado, montaje e identificación para hembras de Meloidogyne sp.
- ___ Llevar a cabo un análisis cualitativo y cuantitativo del nemátodo nodulador (Meloidogyne sp) en el cultivo.
- ___ Rotar el cultivo con plantas no hospederas de Meloidogyne sp como son algunas gramíneas.
- ___ Realizar muestreos en diferentes etapas de desarrollo de la planta
- ___ Muestreo de suelo para análisis.
- ___ Muestreo de nemátodos a diferentes profundidades
- ___ Analizar estadísticamente los resultados que se obtengan.

VII BIBLIOGRAFIA

- Anónimo, 1977. Anuario Estadístico de la Producción de los Estados Unidos Mexicanos, S.A.R.H., México.
- Anónimo, 1977. Complejo Agroindustrial "Valle de Iguala", Estudio de Factibilidad, Tomo I Segunda parte. México.
- Anónimo, 1978. Manual de Prácticas de nematología. Univ. Aut. de Chapingo, México.
- Anónimo, 1979. Sanidad Vegetal. Iguala, Gro. México.
- Anónimo, 1981. Unión de Crédito Mixto. Iguala, Gro. México.
- Agrios, N.G.. 1978. Plant Pathology. Academy Press. New York, p.612-660.
- Benzooijen, J.V. et al. 1975. Características de los nemátodos fito parásitos más importantes, observados con aumento de 40X mediante microscopio de disección. Univ. Central de Venezuela. Inst. Zool. Agric. III Curso Latino - americano de Postgrado en Nematología. Maracay, Venezuela.
- Bovey, R. et al. 1971. La defensa de las plantas cultivadas. Ed. Omega, Barcelona.
- Brouk, B. 1975. Plant Consume by Man. Academy Press. London. p.45-116.
- Brooks, A.N. 1954. "The sting nematode, Bolonolaimus gracilis Steiner" Proc. Soil. Sci. Soc. Fla. 14: 157-158.

- Bonnemaison, L. 1975. Enemigos animales de las plantas cultivadas y forestales (1) OIDOS-TAU, S.A. Barcelona, España. p. 11-49
- Brezeski, M.W. (1969). Nematodes associated with cabbage in Poland. 2. The effect of soil on the frequency of nematode occurrence. *Ecologia Polska-Ser. A.* 17-205.
- Christie, R.J. 1979. *Nemátodos de los vegetales*, Ed. Limusa, México. 275 pps.
- Costa, J.J., Margharitis, E.A. & Marisco, J.O., 1974. *Introducción a la terapéutica vegetal*. Ed. Hemisferio Sur. Buenos Aires, Argentina. 526 pps.
- Coursen, B.W., Rhode, R.A. & Jenkins, W.R. 1958. Additions to the host lists of the nematodes Paratylenchus projectus and Trichodorus christie Pl. Dis. Repr. 42 (4), 456-460.
- Feder, W.A. & Feldmesser, J., 1957. Additions to the host list of Radopholus similis, the burrowing nematode. Pl. Dis. Repr. (41) 1-33.
- Fidler, J.H. & Bevan, W.J. (1963). Some soil factors influencing the density of cereal root eelworm (Heterodera avenae Woll) populations and their damage to the oat crop. *Nematologica*, p. 9-412.
- Gaviño, G., Juárez, J. & Figueroa, N.H. 1979. *Técnicas Biológicas Selectas de Laboratorio y de Campo*. Ed. Limusa pp. 147-155.
- Goodey, J.B., Franklin, M. & Hooper, D.J. 1965. The nematode para-

- sites of plants catalogued under their host. Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal Bucks, England p. 78.
- Hooper, D.J., Southey, J.F., Doncaster, C.C. 1970. Laboratory methods for work with plant soil nematodes. Her Majesty Stationary Office, London. pp. 34-54.
- Jauch M. 1979. Patología Vetal. Ed. Omega, Barcelona, España. p. 310.
- Jones F. & Jones N. 1974. Pests of field crops. Ed. Martin Press. New York. pp. 228-289.
- Kenaga, C.B., 1978. Plant pathology. Balt. Publ. Laffayett Indiana. p. 106.
- Kinloch, R.A. & Allen, N.W. (1972) Interaction of Meloidogyne hapla and M. javanica infecting tomato. F. Nematology, 4,7.
- Kirjanova, E.S., 1931. A study of the parasitic nematodes of cotton plant in Central Asia. Trudy Vess. Nauchnoissland. Inst. Khlopkov. 28,1-22.
- Lapedes, N.D. 1977. Food, agricultural and nutrition. Mc Graw-Hill. New York. 424-702.
- Lindford, M.B. & Yap, F. 1940. Some host of the reniform nematode in Hawaii. Proc. Helminth. Soc. Wash. 7(1). 42-44.
- Luc M. & Horestra, H. 1960. Les nematodes phytoparasites des soils de cocoterare du Togo. Essad d'interpretation du peuplement. Agron. Trop. Nogent. 15, 497-512.
- Mai, W.F., Iyon H.H. & Kruk, T.H. 1964. Pictorial key to genera of plant parasitic nematodes. Art. Craft. of Iyhace Inc. Ithaca. New York.

- Meredith, A.J. 1977. Clave de Tylenchida. Univ. Central de Venezuela Fac. Agron. Dep. Zool. Agric. V Curso latinoamericano de postgrado en nematología. Maracay, Venezuela. p. 1-35.
- National Academy of Sciences, 1978. Control de Plagas y Enfermedades de las plantas. Vol I. Ed. Limusa. México pps 230.
- National Academy of Sciences, 1978. Control de nemátodos parásitos de plantas. Ed. Limusa. México. Vol IV. pps. 219.
- Rao, V.R. & Singh, 1978. Chemical control of root-knot (Meloidogyne incognita, Rotylenchus reniformis and Helicotylenchus sp) in okra with the aid of nematicides. Indian Journal of Horticulture V.35 (2), 151-154.
- Sher, S.A. & Allen N.W., 1953. Revision of the genus Pratylenchus (Nematoda: Tylenchidae) Univ. Calif. Publ. Zool. 57(6), 441-470.
- Schindler, A.F. 1954. Root galling associated with dagger nematode Xiphinema diversicaudatum (Micoletzki, 1927) Thorne, 1939. Phytopathology 44(7), 389.
- Southwood, T.R.E. 1971. Ecological methods. Ed. Chapman and Hall. London. 391 pps.
- Tello, N.R. 1980. Comunicación verbal. Iguala, Gro. México.
- Wallace, H.R. 1973. Nematode ecology & plant disease. Edward Arnold. London. pp. 86-115.

VIII APENDICE

Fig. 1

MODELO DE LAS ETIQUETAS QUE SE COLOCARON EN LOS PORTAOBJETOS.

CLAVE _____
EDO. _____
MPIO. _____
PROP. _____
CULTIVO _____
F. DE M. _____

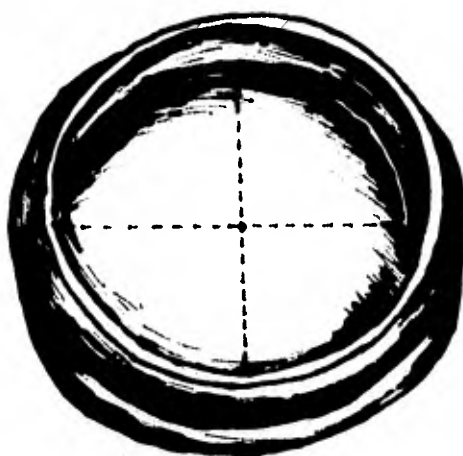
CONTROL _____
a) _____
b) _____
c) _____
d) _____
e) _____
f) _____
OTROS DATOS _____

CLAVE _____		CONTROL _____
ESTADO _____		a) _____
PROP. _____		b) _____
CULTIVO _____		c) _____
F. DE M. _____		d) _____
		e) _____
		f) _____
		OTROS DATOS _____

Fig. 2



SIRACUSA VISTA DE FRENTE



FORMA EN QUE SE DIVIDE LA SIRACUSA PARA EL CONTEO DE NEMATODOS.

Fig. 3

G L I C E R I N A A

ETANOL AL 96%	20 PARTES
GLICERINA	1 PARTE
AGUA DESTILADA	79 PARTES

G L I C E R I N A B

ETANOL AL 96%	93 PARTES
GLICERINA	7 PARTES

Fig. 4

F I J A D O R E S

F.A.A.

ETANOL	100 ml
FORMOL (40%)	30 ml
AC, ACETICO GLACIAL.....	5 ml
AGUA DESTILADA	20 ml

T.A.P.

FORMOL (40%)	7 ml
TRJETANOLAMINA.....	2 ml
AGUA DESTILADA	91 ml



Fig. 5 ASPECTO GENERAL DE LA OCRA EN DONDE SE OBSERVA EL TIPO DE HOJA Y DE FLOR.

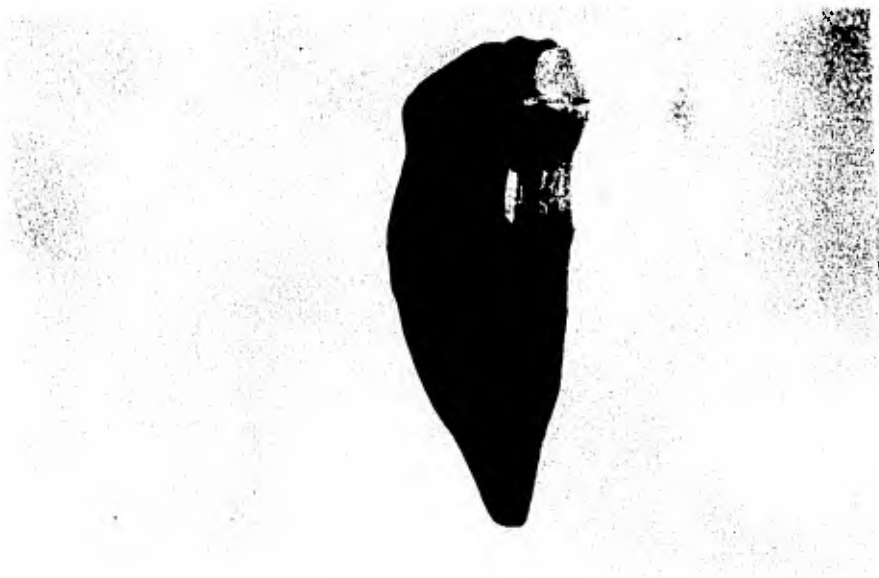


Fig. 6 CAPSULA (FRUTO) DE LA OCRA.



Fig. 7 PRÁCTICAS CULTORALES (BARBECHO) EFECTUADO EN TERRE-
ROS DONDE SE CULTIVA LA OCRA.



Fig. 8 ASPECTO QUE PRESENTA EL CULTIVO DE LA OCRA AL
SER AFECTADO POR NEMATODOS CITOPARASITOS.



Fig. 9 RAIZ DE OCRA EN LA QUE SE OBSERVA EL AGALLAMIENTO
OCASIONADO POR Meloidogyne sp.

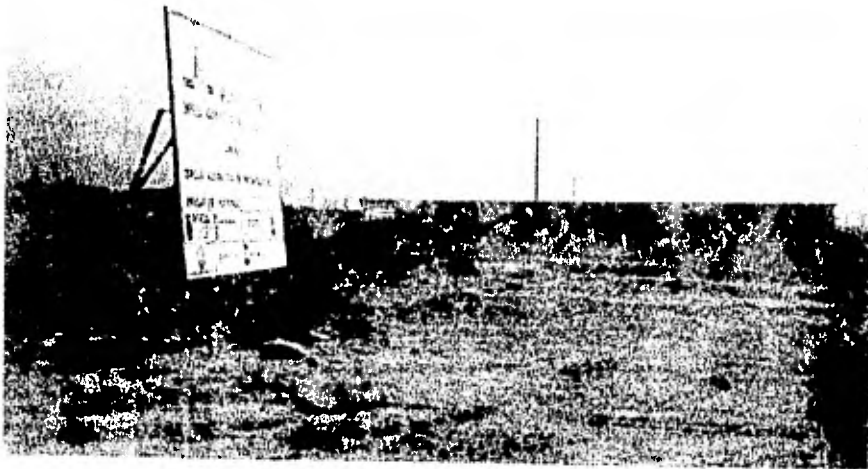


Fig. 10. VISTA DE LA PLANTA PROCESADORA INDUSTRIAL DE LA OCRA, EN EL VALLE DE IGUALA, GRO. (TEPECOACUILCO).



Fig. 11 EMPRESAS QUE PARTICIPAN EN EL COMPLEJO AGRO-INDUSTRIAL EN EL VALLE DE IGUALA, GRO.

Fig.12 Heloidogyne sp (HACHO) ENCONTRADO EN EL CULTIVO DE LA OCRA.

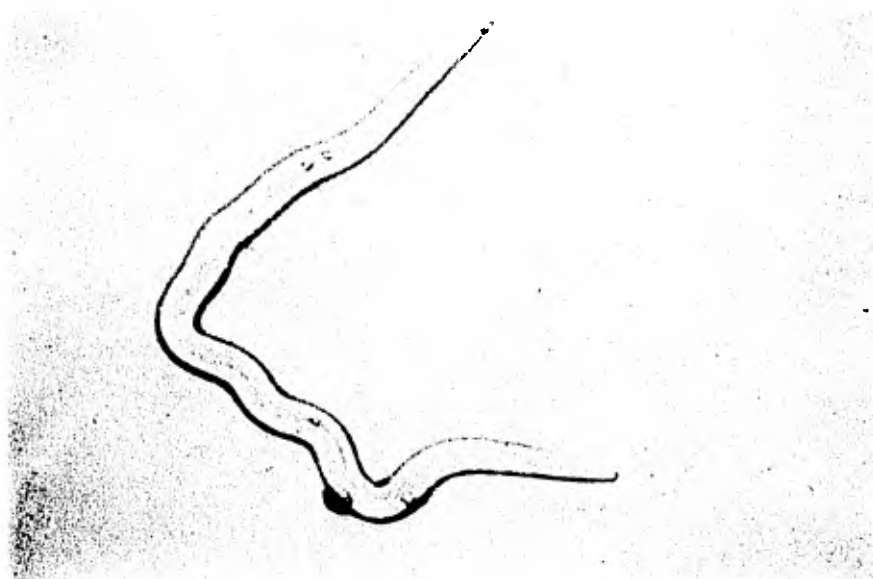


FIG.13 OTRO ASPECTO DE Heloidogyne sp (HACHO).



Fig.14 Aphelenchus sp, OTRA ESPECIE DE NEMATODO FITOPARASITO
QUE SE ENCUENTRA ASOCIADO AL CULTIVO DE LA OCRA.



Fig.15 HEMBRA DE Meloidogyne sp ENCONTRADA EN RAICES
CON AGALLAMIENTO EN OCRA.