

UNIVERSIDAD AUTONOMA CHAPINGO

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGIA AGRICOLA
MAESTRIA EN PROTECCION VEGETAL

|| **EFFECTO DEL CEMPAZUCHIL ASOCIADO CON JITOMATE EN
Nacobbus aberrans E INSECTOS TRANSMISORES DE VIRUS.** ||



DIRECCION ACADÉMICA
DEPTO DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXAMENES PROFESIONALES

T E S I S

QUE COMO REQUISITO PARCIAL

PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS

EN PROTECCION VEGETAL

P R E S E N T A :

OLGA GOMEZ RODRIGUEZ

CHAPINGO, MEXICO

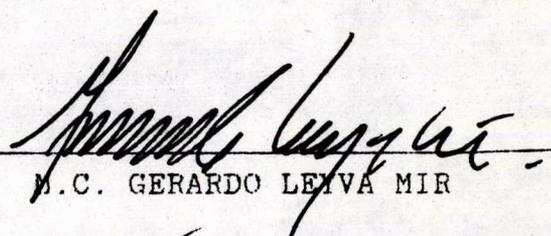
1991

Esta tesis fue realizada bajo la dirección de la Dra. Emma Zavaleta Mejía, fue revisada y aprobada por el consejo particular que se indica y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

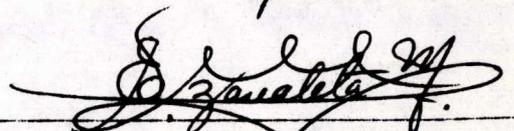
MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCION VEGETAL

CONSEJO PARTICULAR

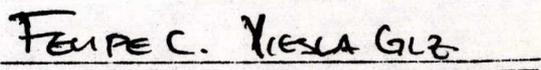
CONSEJERO


M.C. GERARDO LEYVA MIR

ASESOR


DRA. EMMA ZAVALETA MEJIA

ASESOR


M.C. CARLOS F. VIESCA GONZALEZ

24296

Chapingo, México. Octubre de 1991

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma Chapingo y al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por haber financiado el presente trabajo mediante los proyectos de investigación 89070035 y D112-903700, respectivamente.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, por haberme otorgado la beca para realizar mis estudios de maestría y por el apoyo otorgado al programa de Postgrado de la Universidad Autónoma Chapingo.

A la Dra. Emma Zavaleta Mejía, por su dirección y valiosas sugerencias en la realización del presente trabajo de investigación. Por su ayuda en todo momento.

Al M.C. Calixto Carrillo Fonseca, por el apoyo brindado en la realización de esta investigación.

Al M.C. Carlos F. Viesca González, por su ayuda para el análisis estadístico de los datos y la revisión del escrito.

Al M.C. Gerardo Leyva Mir, por sus sugerencias en la conclusión de este trabajo.

Al M.C. Omar Ortiz, por sus sugerencias y ayuda desinteresada en el análisis económico de los resultados obtenidos.

Al Dr. Sebastián Romero Cova, por la revisión y acertadas correcciones del escrito. Asimismo, por las enseñanzas y apoyo brindado durante la realización de mis estudios de maestría.

Al Ing. Daniel Ochoa Martínez, por la revisión del escrito.
Por su amistad.

Al Sr. Eduardo Paredes, por su ayuda incondicional en la
parte de campo del experimento. Por su amistad.

Al personal del laboratorio de computo del Departamento de
Parasitología Agrícola (UACH), por las facilidades brindadas
para la realización del presente escrito.

A todas aquellas personas que de una manera u otra
intervinieron en la realización de esta investigación.

DEDICATORIA

A la memoria de mi padre †

A MI MAMA, por su sincero amor de siempre.

A MIS HERMANOS, por el cariño que nos une.

A MARTIN, por nuestro amor compartido.

A MIS COMPANEROS de maestría, por la oportunidad de conocerlos.

A TODOS MIS AMIGOS, por la amistad de siempre, sin importar la distancia.

Ya maduraron las flores:

truéquense en ropa y gala,

oh príncipes,

vienen a mostrar su bello rostro,

vienen a irradiar su brillo;

sólo en primavera

logro alcanzar al cempoalxóchitl

Ya maduraron las flores

a la falda de la montaña.

Poema indígena

CONTENIDO

	Página
LISTA DE CUADRO Y FIGURAS.....	ix
RESUMEN.....	xiii
INTRODUCCION	1
REVISION DE LITERATURA	5
1.- PLANTA DE CEMPAZUCHIL.....	5
2.- INCORPORACION DE RESIDUOS ORGANICOS COMO METODO DE CONTROL PARA NEMATODOS AGALLADORES.....	13
3.- GENERALIDADES DE <i>Nacobbus aberrans</i>	16
MATERIALES Y METODOS	21
1.- EFECTO DE LA ASOCIACION DEL CEMPAZUCHIL E INCORPORACION DE SUS RESIDUOS EN LA POBLACION E INFECCION DE <i>N. aberrans</i>	23
2.- EFECTO DE LA ASOCIACION CEMPAZUCHIL-JITO MATE EN LA POBLACION DE INSECTOS TRANSMISORES DE VIRUS E INCIDENCIA DE PLANTAS CON APARENTE VIROSIS.....	25
3.- EFECTO DE LA ASOCIACION DEL CEMPAZUCHIL E INCORPORACION DE SUS RESIDUOS EN EL RENDIMIENTO DE JITOMATE Y CEMPAZUCHIL.....	26
4.- ANALISIS ESTADISTICO.....	27

	Página
5.- ANALISIS ECONOMICO.....	29
RESULTADOS	32
1.- EFECTO DE LA ASOCIACION DEL CEMPAZUCHIL E INCORPORACION DE SUS RESIDUOS EN LA POBLACION E INFECCION DE <i>N. aberrans</i>	32
2.- EFECTO DE LA ASOCIACION CEMPAZUCHIL-JITO MATE EN LA POBLACION DE INSECTOS TRANSMISORES DE VIRUS E INCIDENCIA DE PLANTAS CON APARENTE VIROSIS.....	38
3.- EFECTO DE LA ASOCIACION DEL CEMPAZUCHIL E INCORPORACION DE SUS RESIDUOS EN EL RENDIMIENTO DE JITOMATE Y CEMPAZUCHIL.....	43
4.- ANALISIS ECONOMICO.....	46
DISCUSION	53
CONCLUSIONES	57
BIBLIOGRAFIA	59
APENDICE	73

LISTA DE CUADROS DEL TEXTO

	Página
1.- Efecto de la asociación de <i>Tagetes erecta</i> e incorporación de sus residuos en la población y en la infección de <i>N. aberrans</i> en la segunda etapa experimental.....	37
2.- Efecto de la asociación <i>Tagetes erecta</i> -jitomate en la población total de áfidos y mosquitas blancas y en la incidencia de plantas con aparente virosis en la segunda etapa experimental.....	39
3.- Prueba de comparación de las poblaciones totales de áfidos entre grupos de tratamientos.....	40
4.- Efecto de los tratamientos en el peso fresco del follaje por planta en jitomate (PEFO), rendimiento por planta en jitomate y cempazúchil en la segunda etapa experimental.....	44
5.- Costos que varían por el efecto de los tratamientos en la producción de jitomate y cempazúchil.....	47
6.- Presupuesto parcial de la producción de jitomate y cempazúchil (\$/ha).....	48
7.- Análisis de dominancia de la producción de jitomate y cempazúchil.....	50
8.- Análisis marginal para la producción de jitomate y cempazúchil (\$/ha).....	51

LISTA DE CUADROS DEL APENDICE

Página

- 1.- Escala de índice de agallamiento para *Meloidogyne incognita* por Daulton y Nusbaum (1961)..... 74
- 2.- Población media semanal de áfidos capturados por trampas amarillas con agua en Montecillo, México. Verano, 1990..... 75
- 3.- Población media semanal de mosquitas blancas capturadas por trampas amarillas con agua en Montecillo, México. Verano, 1990..... 76
- 4.- Condiciones agrometereológicas, promedios semanales que se utilizaron en la correlación con la población media semanal de áfidos capturados por trampas amarillas con agua en Montecillo, México. Verano, 1990.... 77
- 5.- Correlaciones de la cantidad acumulada de áfidos capturados semanalmente con las condiciones ambientales prevalecientes durante el período de captura de éstos en Montecillo, México. Verano, 1990..... 78
- 6.- Extracción de nemátodos del suelo con la técnica de centrifugación-flotación..... 79
- 7.- Extracción de nemátodos de raíces de jitomate con la técnica de maceración-centrifugación-flotación..... 81

LISTA DE FIGURAS

	Página
1. Efecto del cultivo de <i>Tagetes erecta</i> en la población de larvas infectivas y hembras inmaduras de <i>Nacobbus aberrans</i> en la primera etapa experimental.....	33
2.- Efecto de la asociación de <i>Tagetes erecta</i> e incorporación de sus residuos en la población de larvas infectivas y hembras inmaduras de <i>N. aberrans</i> en la segunda etapa experimental....	34
3.- Efecto de la asociación de <i>Tagetes erecta</i> e incorporación de sus residuos en la población final de huevecillos y larvas infectivas (Hue-J ₂), larvas del tercer instar a adulto (J ₃ -Adulto) e índice de agallamiento radical del jitomate inducido por <i>N. aberrans</i> en la segunda etapa experimental.....	36
4.- Promedio semanal de áfidos alados de trampas amarillas con agua y temperatura media y precipitación pluvial.....	41
5.- Efecto de la asociación de <i>Tagetes erecta</i> e incorporación de sus residuos en el rendimiento por planta de jitomate y cempazúchil en la segunda etapa experimental...	45
6.- Curva de beneficios netos para la producción de jitomate y cempazúchil con base en los tratamientos no dominados.....	52

RESUMEN

El jitomate, cultivo importante dentro de las hortalizas, es afectado por una serie de factores, dentro de los cuales se pueden señalar a enfermedades, tanto virales como las causadas por nemátodos, en particular los agalladores (*Meloidogyne spp.* y *Nacobbus aberrans*). El propósito de la presente investigación fue explorar otra opción de manejo fitosanitario del jitomate en relación a *N. aberrans* e insectos transmisores de virus con el uso de plantas de cempazúchil (*Tagetes erecta*) como cultivo de rotación e incorporación de sus residuos y cultivo de asociación, dado que se informa que posee propiedades nematocidas e insecticidas.

El experimento se estableció bajo un diseño de bloques al azar en un campo naturalmente infestado con *N. aberrans*. El trabajo se realizó en dos etapas, en la primera la siembra de cempazúchil redujo significativamente la población de *N. aberrans* (70% a 98%), mientras que, la incorporación de los residuos de cempazúchil no redujo de manera significativa la población e infección del nemátodo aunque, en general, se observó cierta reducción.

En la segunda etapa la asociación cempazúchil-jitomate también redujo la población del nemátodo en suelo y raíces; los resultados sugieren que el efecto antagónico dependió de la disposición de las plantas de cempazúchil en el cultivo de jitomate, puesto que la mayor reducción de la población del nemátodo en raíces se tuvo con las asociaciones entre plantas (C-J, CP-J y C-2J) en comparación con la asociación entre surcos (C-JS). Asimismo, en los tratamientos asociación cempazúchil-jitomate se tuvo un mejor desarrollo vegetativo del jitomate (peso fresco del follaje) y producción de fruto con respecto al testigo, con excepción de la asociación de una planta de cempazúchil por una de jitomate sin poda del

cempazúchil, para la producción de fruto. El incremento en la producción de jitomate pudo deberse a cierta protección de la parte aérea de las plantas de jitomate, ya que en éstas hubo una reducción significativa en: población de insectos transmisores de virus (áfidos), número de plantas con aparente virosis, cantidad de fruto rezaga y en daño a fruto ocasionado por *Alternaria sp.*; todo ello con respecto al testigo.

Desde el punto de vista económico, el uso de cempazúchil como cultivo de asociación en el jitomate constituye una opción de manejo, ya que los beneficios netos en los tratamientos C-JS (un surco de cempazúchil por uno de jitomate) y CP-J (una planta de cempazúchil por una de jitomate con poda del primero) y C-2J (una planta de cempazúchil por dos de jitomate sin poda del primero) fueron superiores al testigo. A pesar de que estos tratamientos tuvieron sólo la mitad (C-JS y CP-J) y dos terceras partes (C-2J) de plantas de jitomate respecto al testigo, sus rendimientos fueron muy similares a éste; no obstante, al sumar la venta de flor en los tratamientos C-2J y CP-J se tuvo una tasa de retorno marginal de 72.9% y de 198.6%, respectivamente.

INTRODUCCION

El jitomate es una de las principales hortalizas tanto por la mano de obra que su cultivo requiere como por las divisas que genera. En el período de 1976-1984 el volumen de jitomate exportado tuvo una participación relativa en el valor de las exportaciones agropecuarias del 11% (Alvarez,1987), para el primer trimestre de 1985 generó el 18.9% de las divisas obtenidas por la exportación de productos alimenticios y para el mismo período de 1986 el porcentaje se incrementó a 24.4% (Departamento del Distrito Federal, 1988).

En la actualidad son 30 los estados productores de jitomate. La superficie sembrada de 1970 a 1988 fluctuó entre 60 y 75 mil hectáreas (Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos-SARH,1989), para 1990-91 en los dos ciclos de siembra se cultivó una superficie de 62 867 hectáreas, concentrándose en los estados de Baja California Norte, San Luis Potosí y Sinaloa (SARH,1990). No obstante, se presentan constantes fluctuaciones en cuanto a los principales estados productores debido a una serie de factores dentro de los cuales se puede señalar la presencia de fitopatógenos. Así se tiene que la producción del estado de Morelos ha sido afectada por la enfermedad viral conocida como chíno del jitomate, principalmente en el ciclo de otoño-invierno; a partir de 1984-1985 prácticamente no se siembra jitomate en invierno (Díaz y Morales,1989). Para el ciclo de 1990-91 únicamente se informa la siembra de 30 ha (SARH,1990). Además de enfermedades virales, se tienen problemas con nemátodos, en particular los agalladores (*Meloidogyne sp.* y *Nacobbus aberrans*), por lo que se recomienda sembrar jitomate después de maíz, sorgo o caña de azúcar, ya que si se cultiva en forma continua, los riesgos de pérdidas económicas debidas a estos fitopatógenos son mayores (SARH,1988).

En Guanajuato, que era también uno de los principales productores de jitomate, a partir de 1974 la superficie sembrada disminuyó de 13 650 ha a 2 050 ha en 1983 debido a enfermedades de tipo viral (Garzón,1985), para 1990-91 se registró un total de 1 297 ha (SARH,1990). En el estado de Hidalgo, los municipios de Actopan e Ixmiquilpan fueron importantes productores de jitomate; sin embargo, debido al nemátodo falso agallador *Nacobbus* sp. y otros organismos patógenos asociados, la siembra de esta hortaliza se halla prácticamente abandonada (De la Jara *et al.*,1983).

Regularmente el control de nemátodos fitoparásitos se lleva a cabo con nematicidas, ya que es una medida rápida y eficiente; sin embargo, su uso, al igual que el de otros plaguicidas, cada vez es más restringido por problemas de contaminación ambiental y salud pública. Por lo anterior, es necesaria la búsqueda de otras medidas de control que permitan reducir el grado de infestación a un nivel económicamente permisible para cada cultivo. Una opción biológica, con perspectivas para el control de nemátodos fitoparásitos, es el uso de plantas con propiedades nematicidas que pueden sembrarse en rotación e incorporarse posteriormente al suelo como abono o enmienda orgánica, o bien, establecer estas especies asociadas con el cultivo de interés. Entre dichas plantas está el cempazúchil (*Tagetes* sp.), muy importante en México como cultivo agroindustrial y de ornato, que produce sustancias tóxicas a diversos microorganismos, incluyendo algunas especies de nemátodos fitopatógenos (Winoto, 1969; Vergel *et al.*, 1979; Sherna y Scolari, 1984; Kumari *et al.*,1988); sin embargo, se desconoce si afecta a especies de *Nacobbus*. Además, se ha informado también que el cempazúchil tiene propiedades fungicidas (Chang *et al.*,1975; Morello, 1987) e insecticidas (Morello y Eroles,1980). Asimismo, tiene un uso generalizado en la

herbolaria tradicional médica de casi todo México (Martínez,1959) y otros países (Trostle, 1968).

Como cultivo, el cempazúchil ha adquirido importancia a partir de la década de 1960, fecha en la que se comenzó a industrializar para la extracción de xántofila, ya que sus flores son una fuente natural concentrada de estos pigmentos, los cuales producen una excelente pigmentación de piel y tarsos en los pollos de engorda y la yema del huevo de las gallinas de postura. Actualmente, en la producción de xantófilas destacan empresas tales como Industrias Alcosa, Productos Deshidratados de México, S.A. y Laboratorios Bioquimex, S.A. de C.V. (Agro-síntesis,1985). El cempazúchil se cultivaba en 11 estados de la República en una superficie de 17 644 hectáreas a nivel nacional durante 1985, siendo los principales productores: Sinaloa (7 162 ha), Guanajuato (5 804 ha) y Puebla (2 284 ha) (SARH,1985).

El cempazúchil, se ha utilizado como cultivo de rotación e incorporación de sus residuos para el control de *Meloidogyne incognita* en Tecamachalco, Puebla, observándose un efecto nematocida y no nematostático (Castro *et al.*,1990), además con la ventaja de poder cosechar las flores antes de la incorporación de sus residuos y obtener un beneficio económico. Por otra parte, regularmente se recomienda intercalarlo con la especie susceptible. No obstante, se tiene poca información respecto a los beneficios que se pueden obtener en relación al cultivo de interés y con la ventaja de que no se tiene que dejar de sembrar un ciclo al cultivo susceptible, o sembrar otros cultivos con poco valor económico como se hace en las siembras de jitomate en Morelos (SARH,1988). De esta manera, por un lado al diversificar el agroecosistema se puede tender a restablecer el balance biológico y por el otro, sus propiedades insecticidas podrían ayudar en el control de enfermedades virales transmitidas por

insectos, al intercalar o asociar el cempazúchil principalmente con cultivos hortícolas. Esta práctica pudiera ser factible de establecerse en las regiones jitomateras donde la producción de cempazúchil es también importante. Con base en estas consideraciones se realizó el presente trabajo con los siguientes

OBJETIVOS:

1) Investigar el efecto del cultivo de cempazúchil y de la incorporación de sus residuos en la población y en la infección del nemátodo falso agallador *Nacobbus aberrans*.

2) Determinar el efecto de la asociación del cempazúchil con el jitomate en la población y en la infección de *Nacobbus aberrans*.

3) Estimar el efecto de la asociación del cempazúchil con jitomate en la población de insectos transmisores de virus e incidencia de plantas con aparente virosis.

4) Evaluar los beneficios económicos del uso del cempazúchil en el cultivo de jitomate.

REVISION DE LITERATURA

1.-PLANTA DE CEMPAZUCHIL

Cempoalxóchitl es una palabra de origen náhuatl que significa "veinte flores" (cempoal (li) = veinte y xóchitl = flor), significado que puede ser traducido como "muchas flores", ya que veinte era ponderativo entre los indígenas (Quintanar, 1961). Se le han dado diversos nombres comunes: clavel de las Indias Occidentales, cempoalxóchitl, zempoalxóchitl, cempazúchil, cempasúchil, zempasúchil, flor de muerto, clavelón y otros más, dependiendo de su ubicación; en inglés recibe el nombre de Marigold (Quintanar, 1961). Hernández (1943) menciona que los españoles le llamaron Girofle de Indias y los antiguos como Otona y Flor de Júpiter. Por la diversidad de nombres de esta planta, se hará referencia a ella de acuerdo a como se le nombra en las diferentes fuentes de consulta.

Las plantas conocidas como cempazúchil pertenecen al género *Tagetes* spp. L., dentro de la familia Asteraceae (Compositae) y tribu Tageteae con unas 40 especies, distribuidas desde el Suroeste de Estados Unidos hasta Argentina. Comprende plantas herbáceas, anuales o perennes, con flores liguladas en una cabezuela de vistosos colores (anaranjado, amarillento o rojizo), y numerosas glándulas oleíferas en las hojas (Rzedowski y Rzedowski, 1985; Strother, 1977).

Se considera a México como centro de origen de esta especie. Trostle (1968) menciona que el área con mayor diversidad es el sur y el centro de la República en donde se encuentra en forma silvestre y cultivada. Lo anterior se apoya en el hecho de que antes de la conquista se hace referencia, en el Códice Florentino (Estrada, 1987), de su

uso y manejo; asimismo, en el siglo XVI, Hernández (1943), se refiere a los distintos tipos de cempoalxóchitl y a la condición cultivada y silvestre.

De información obtenida del Códice Florentino, Estrada (1987) menciona las especies *Tagetes erecta* L., *T. patula* y *T. pendicularis* Lag & Rod. como cempoalxóchitl, de las cuales las dos primeras especies son cultivadas en la actualidad (Bailey, 1949; Martínez, 1959; Trostle, 1968; Wright, 1979).

Por sus flores de encendidos y llamativos colores y formas tan variadas, su cultivo se ha hecho popular en muchos lugares templados del mundo, llegando a adquirir en algunos sitios importancia ceremonial, entre otros usos; genetistas y floricultores de Estados Unidos, Europa y Asia, han obtenido flores de muy diversos tamaños y colores, desde las gigantes "Aztec Marigold" (*T. erecta*) hasta los hermosos "French Marigold" (*T. patula*) (Wright, 1979).

En México, se le encuentra distribuida en toda la República ya que en general es una planta muy popular, sobre todo para los grupos indígenas que las usan con fines ceremoniales en las fiestas de Todos Santos y los Fieles Difuntos (primero y dos de noviembre), de ahí que se nombre también como flor de muerto (Díez, 1989), al igual que por sus propiedades medicinales; Hernández en 1570 clasificó al cempoalxóchitl (*Tagetes erecta* L.) como de temperamento caliente y seco en tercer grado, sabor ocre y olor algo fuerte. También se informa para ésta y otras especies propiedades vermífugas, antisépticas, diuréticas, purgativas, estimulantes y carminativas, información generada de acuerdo a sus usos en diversos países (Rodríguez, 1884; Martínez, 1959; Trostle, 1968; Losada et al., 1988); igualmente se hace uso del aceite esencial de la especie *T. erecta* en forma

comercial como condimento y saborizante en la fabricación de pan y de bebidas (González, 1984).

El primer estudio fitoquímico de la planta de cempoalxóchitl fue realizado en 1884 por Rodríguez, quien encontró materia colorante amarilla, grasas, resinas, aceite esencial, taninos, azúcar y materias extractivas mucilaginosas (Rodríguez, 1884).

Después de este trabajo, se han hecho numerosos estudios acerca de la naturaleza química, registrándose varias sustancias de importancia biológica; aproximadamente el 30% de las especies de *Tagetes* sp. contienen en sus hojas y flores: flavonoides (quercetagetina, quercetagetrina, tagetiina), terpenoides: monoterpenos (tagetona), sesquiterpenos, triterpenos, ésteres y carotenoides así como poliacetilenos: tiofenos, ácidos grasos (laúrico, palmítico, mirístico y oleico) y aceite esencial (Rodríguez y Mabry, 1977). En lo que se refiere a los flavonoides, se han aislado con mayor frecuencia de las flores que de las hojas, aunque también se encuentran en semillas, sobre todo en la especie *T. erecta* (Kaloshina et al., 1983; El Emary y Ali, 1983; Bhardwaj et al., 1983); en cuanto a los terpenos, Gau et al. (1983), informan de tres diferentes ésteres, toda una riqueza química.

De entre las plantas que se utilizan como fuentes de carotenos, están las especies *Tagetes erecta* y *Tagetes patula*, con un alto contenido de xantófilas en los pétalos de sus flores, entre seis mil a diez mil mg/kg en base seca (Guenthner et al., 1973), de las cuales la luteína y zeaxantina se encuentran en una proporción del 88 al 92% (Rodríguez y Mabry, 1977), registrándose como las mejores para la pigmentación de la yema del huevo en gallinas de postura y, en general, para la pigmentación de la piel y

tarsos de pollos de engorda (Guenthner *et al.*, 1973; Cuca *et al.*, 1980). Otros estudios se han realizado con el objeto de maximizar el uso de las xántofilas extraídas de la flor, en la industria avícola (Mendoza, *et al.*, 1963; Coon y Couch, 1976; Cuca *et al.*, 1980; Espinosa, 1981; Sánchez, 1982; Barrón, 1982; Herrera, 1982).

En trabajos acerca de la naturaleza química de las raíces, se han encontrado sustancias con propiedades nematocidas pertenecientes al grupo de los tiofenos y conocidas como tertienilos dentro de las que están el 2,2'-5',2"-terthienyl (α -terthienyl o α -T) (Gommers, 1981) y un compuesto afín 5-(3-buten-1-ynyl)-2,2'-bithienyl (bithienyl o BBT) (Zechmeister y Sease, 1947).

El compuesto α -terthienyl funciona como un sensibilizador en la conversión de $3O_2$ a $1O_2$, al ser irradiado con luz por arriba de la cercana a la ultravioleta (Bakker *et al.*, 1979). El $1O_2$ (oxígeno singulete) reacciona rápidamente con los aminoácidos histidina, triptofano y metionina así como con proteínas que contienen tales aminoácidos (Nilsson *et al.*, 1972; Matheson *et al.*, 1975, citados por Bakker *et al.*, 1979), con un efecto de distorsión de membranas celulares e inactivación de enzimas. Este hecho fue demostrado con homogeneizados de los nemátodos *Ditylenchus dipsaci* y *Aphelenchus avenae* en los que hubo una inactivación drástica de las enzimas colinesterasa y glucosa-6-fosfato deshidrogenasa en presencia de α -terthienyl bajo condiciones aeróbicas, cosa que no sucedió en condiciones anaeróbicas (Bakker *et al.*, 1979). Sin embargo, el problema de la actividad nematocida de este compuesto *in vivo* está sin resolver (Gommers, 1973; 1981), ya que sería necesaria la presencia de luz en el suelo para la fotoactivación del compuesto α -terthienyl y funcione como nematocida, por lo que se ha sugerido que este compuesto

puede ser activado por otros mecanismos (Bakker et al., 1979), registrándose con efectos nematocidas básicamente en nemátodos endoparásitos y con efectos muy variables en nemátodos ectoparásitos.

Por otra parte, se han sintetizado compuestos análogos, los cuales ejercen una excelente actividad nematocida *in vitro*, pero su función es baja o nula cuando se mezclan con suelo (Daulton y Curtis, 1963; Bakker et al., 1979), de ahí que se siga experimentando con el compuesto natural en diversas modalidades como es su cultivo, incorporación de sus residuos, y en forma asociada, entre otras.

En un principio, los trabajos acerca del control de nemátodos agalladores (*Meloidogyne spp.*), mencionan a *Tagetes sp.* como una planta resistente (Gommers, 1981); después, en la década de 1950, se registra como una planta con efectos supresivos en la población de *Pratylenchus penetrans* (Winoto, 1969), la posible explicación fue dada por Uhlenbroek & Bijloo (1958; 1959). Como se mencionó anteriormente, estos investigadores encontraron que las raíces contenían un compuesto altamente nematocida, aunque algunos autores mencionan que funciona más nematostáticamente que como nematocida (Christie, 1960; Koen, 1966, citados por Winoto, 1969).

Winoto (1969), al mantener en una suspensión de raíces de *T. patula* al nemátodo *Pratylenchus penetrans*, obtuvo un alto porcentaje de individuos inactivos que no se recuperaron una vez que se transfirieron a agua por varios días, por lo que le atribuyó un efecto nematocida; otros autores mencionan hasta un 100% de mortalidad de *Meloidogyne incognita* al utilizar extractos de diferentes partes de la planta de las especies *T. erecta* y *T. patula* (Zavaleta, 1978; Morallo, 1987), o un porcentaje cercano a éste (Toida, 1972; Husain y

Massod, 1975; Hoan y Davide, 1979; Scramin *et al.*, 1987; Roa *et al.*, 1987). Se ha informado que si se siembra un cultivo susceptible en un suelo infestado de nemátodos después de haber sembrado cempazúchil, principalmente la especie *T. erecta*, se reducen los daños al bajar las poblaciones de éstos y, en consecuencia, se presentan pocas agallas o daños en las raíces (Widjaja y Windrich, 1974; Chikaoka *et al.*, 1986). Con esta práctica Daulton y Curtis (1963) lograron una reducción del agallamiento causado por *Meloidogyne javanica* en jitomate al antecederle a este cultivo dos ciclos de *Tagetes erecta* mejor que cuando se le sembró por un solo ciclo

Por otra parte, se logran mejores resultados con el cultivo de *Tagetes spp.* como cultivo de rotación que mantener el terreno sin cultivo (práctica conocida como barbecho), ya que es difícil mantener un campo sin maleza, la cual en muchos de los casos sirve como reservorio de plagas y fitopatógenos. En Tecamachalco, Puebla, con el cultivo e incorporación de los residuos de la especie *T. erecta*, Castro, *et al.* (1990) lograron una mayor reducción de la población e índice de agallamiento radical causado por *Meloidogyne incognita* en jitomate en comparación con el terreno sin cultivo, determinando un efecto nematicida más que nematostático tanto en campo como en invernadero; también en campo, Caswell *et al.* (1991) lograron mejores resultados con la rotación de la especie *Tagetes spp.* que con la práctica de barbecho; mientras que algunos otros autores (Winoto, 1969; Rhoades, 1980) lograron los mismos resultados en invernadero.

Asimismo, se informa que al intercalar plantas susceptibles con plantas de algunas especies de *Tagetes spp.* se ha logrado bajar las poblaciones de nemátodos. Salem *et al.* (1968) intercalaron plantas de *Tagetes sp.* con jitomate

en invernadero, encontrando que la población de *M. javanica* se redujó en un 84% en comparación con el extracto natural de las raíces agregado al suelo; en campo, Ruelo y Davide (1979), mencionan como eficaz el control de *Meloidogyne incognita* en jitomate al intercalar con éste plantas de *Tagetes patula* pero con la desventaja de que compite por nutrimentos con el cultivo, además de que no es práctico; no obstante, sus parcelas experimentales fueron muy pequeñas (1.3 m²), intercalando 5 plantas de *T. patula* en las esquinas y centro de la parcela con 4 de jitomate. Otros autores recomiendan intercalar también plantas de *Tagetes spp.* con los cultivos susceptibles a nemátodos pero sin evidencias experimentales (Winoto, 1969; Wallece, 1963)

Con base en la literatura hasta 1969, Winoto proporciona una lista de 14 especies de nemátodos en los que se han utilizado distintas especies de *Tagetes spp.* con sorprendentes resultados sobre todo en *Meloidogyne spp.* y *Pratylenchus spp.* así como en *Rotylenchus*, *Radopholus*, *Heterodera*, *Tylenchorrynchus*, *Rotylenchulus*, *Paratylenchus*, *Criconemoides* (= *Criconemella*), *Hemicycliophora*, *Trichodorus*, *Longidorus*, *Ditylenchus* y *Aphelenchoides*; en últimas fechas se menciona su uso en especies de *Helicotylenchus* (Vergel et al., 1979; Sharma y Scolari, 1984), *Tylenchulus* y *Anguina* (Kumari et al., 1988), *Xiphinema* (Indra et al., 1986) y *Hoplolaimus* (Rhoades, 1980).

El cempazúchil no sólo tiene propiedades nematicidas, sino que además se registra que tiene efectos fungicidas e insecticidas. En el primer punto Chang et al. (1975) al utilizar los componentes α -terthienyl y buten-bithienyl de la especie *T. patula* con irradiación ultravioleta (320-390 nm), encontraron que funcionó eficientemente en el hongo *Candida albicans*. Por otra parte, se menciona el control de *Helminthosporium oryzae*, *Pyricularia oryzae* y *Rhizoctonia*

solani con la aspersion de extractos de *Tagetes erecta* (Morallo, 1987).

En lo que se refiere a sus propiedades insecticidas, son dos los compuestos activos denominados PA y PB (Morallo y Eroles, 1980) en donde los de *T. patula* fueron más tóxicos que los de *T. erecta* en la chicharrita verde del arroz (*Nephotettix virescens* Dist) y la palomilla dorso de diamante (*Plutella xylostella* L.) y cinco veces menos tóxico que el malatión en el control de la mosca doméstica (*Musca domestica* L.). Estos dos compuestos fueron identificados por Morallo y Decena (1984) como 5-(3-buten-1-ynyl)-2-2'-bithienyl (PA) y α -Terthienyl (PB); al aplicar los factores activos de las raíces parcialmente purificados en forma tópica a la mosca doméstica (*M. domestica* L.) se encontró que fueron altamente tóxicos y un poco menos en el caso del barrenador de los granos (*Rhizopertha dominicana*) con un efecto esterilizante e inhibidor del crecimiento en la mosca doméstica y el barrenador del maíz (*Ostrinia furnacalis*); mientras que el factor activo de las hojas fue repelente a *Aphis craccivora*.

Sin embargo, Downum et al. (1984) mencionan que el compuesto α -Terthienyl (α -T) administrado en la dieta artificial del gusano del cuerno (*Manduca sexta* L.) no causó daños adversos pero que, si la ingestión de la dosis de α -T ($50 \mu\text{g/g}$ peso larval⁻¹) era seguida de irradiación UV-A (320-400 nm) por 4 horas ocasionaba un retraso y pupación anormal, por lo que, consecuentemente, no emergió el adulto. La aplicación tópica del componente α -T ($50 \mu\text{g/g}$ ⁻¹) e irradiación UV-A causaron necrosis del tejido que afectó tanto la esclerotización como la melanización del estado pupal.

Por otra parte, la aspersion de extractos semi-purificados de *Tagetes patula* a 3mg/ml sobre las hojas

de pechay mataron el 50% de las larvas de la palomilla dorso de diamante (*Plutella xylostella* L.) (Morallo y Silva, 1979, citados por Morallo, 1987). Este mismo extracto asperjado a 1 mg/ml sobre hojas de zarzamora controlaron en un 95% al áfido verde (Morallo, 1987).

Para el cultivo de jitomate en invernadero, Yepsen (1976) menciona a la especie *Tagetes* sp. como repelente para mosquitas blancas; en jardines y huertos al gusano del cuerno y a la conchuela del frijol.

2.- INCORPORACION DE RESIDUOS ORGANICOS COMO METODO DE CONTROL PARA NEMATODOS AGALLADORES

La materia orgánica es un componente esencial de los suelos. Algunos investigadores han encontrado una reducción en las poblaciones de nemátodos fitoparásitos después de la incorporación de residuos orgánicos, tal vez debido a un incremento en la población de microorganismos que son enemigos naturales (National Academy of Science, 1980) o a la liberación de sustancias tóxicas como el amoníaco (Rodríguez, 1986).

La liberación de ácidos orgánicos durante la descomposición de la materia orgánica ayuda a disolver minerales y hacerlos más accesibles para el crecimiento de las plantas (Ortiz, 1980); de esta forma, se mejora la relación nemátodo-planta a favor de esta última, la cual podrá comportarse como más tolerante por un mejor desarrollo de su sistema radical, favoreciéndose de este modo una mejor utilización de los nutrimentos disponibles.

Uno de los primeros trabajos con respecto al efecto de la incorporación de materiales orgánicos al suelo, es el de Linfor et al., 1938 (citado por Rodríguez, 1986) quienes al

incorporar hojas de piña (*Ananas comosus*) al suelo para controlar a *Meloidogyne* sp. en el cultivo de *Vigna unguiculata*, encontraron que se incrementó la población de nemátodos de vida libre, mientras que la población de *Meloidogyne* sp. decreció, observando también que al aumentar el contenido de materia orgánica se incrementó la población de microorganismos y especies antagonistas para los nemátodos fitoparásitos. Después de este trabajo se han realizado numerosas investigaciones que señalan la adición de una gran variedad de enmiendas orgánicas al suelo con una reducción en las poblaciones de estos fitoparásitos. En el caso de nemátodos agalladores de raíces, está el trabajo de Lear (1959), quien al incorporar al suelo residuos de bagazo de higuera (*Ricinus communis*) logró reducir la población de *Meloidogyne javanica* en jitomate y de *Heterodera* (= *Globodera*) *rostochiensis* en remolacha. En cuanto a *M. incognita* en jitomate, Jhonson (1967) logró reducir significativamente la población de este nemátodo con residuos de alfalfa, cebada, trébol y pino al utilizar 10 ton/acre e incorporarlos 8 meses previos al cultivo; resultados similares obtuvo Jhonson (1962) con avena incubada a diferentes temperaturas (5°-30°C) por un lapso de diez semanas y al incorporar el rastrojo del mismo cultivo. Salgado et al. (1988), mencionan para este mismo nemátodo (*M. incognita*) una reducción significativa de su población al utilizar alfalfa fresca, en una proporción de 10 ton/ha, con rendimientos cuando menos tres veces mayores en comparación al uso de rastrojo de maíz en frijol.

En el caso de *Meloidogyne arenaria*, la incorporación de gallinaza y de los residuos obtenidos después de la extracción de aceite de las semillas de algodón y cacahuate, redujeron el agallamiento en calabacita y estimularon el crecimiento de las plantas dependiendo de la cantidad de material incorporado (Mian y Rodríguez, 1982); en lo que respecta a *M. incognita*, los residuos de col (*Brassica*

oleracea L.) en invernadero bajaron de un 68 a 96% el agallamiento en jitomate (Zavaleta-Mejía y Rojas, 1988). En este mismo cultivo, la adición de gallinaza incrementó el crecimiento y el rendimiento de frutos (Chindo y Khan, 1986); en frijol, con la utilización de estiércol (10 ton/ha) y gallinaza (10 ton/ha) (Salgado *et al.*, 1988). Asimismo, Jorgenson *et al.* (1984) mencionan una reducción del agallamiento e incremento de la producción en el algodón al utilizar diferentes enmiendas orgánicas como consecuencia de la fermentación y producción de amoníaco a partir de las sustancias orgánicas incorporadas.

El amoníaco es uno de los compuestos más comúnmente liberados en el proceso de descomposición de las sustancias orgánicas con efectos tóxicos en los nemátodos (Zavaleta, 1986). Para el control de fitoparásitos se ha utilizado la quitina, la cual se acumula en buenas cantidades en el suelo, o bien, la utilización del amoníaco como fertilizante a una concentración de 142 mg/ml de solución con un efecto nematostático y concentraciones superiores a 200 mg/ml son nematocidas sobre el segundo estadio larvario (J₂) de *M. incognita* (Rodríguez, 1986).

Para el control de *Nacobbus aberrans*, se han utilizado, en laboratorio, soluciones de urea y sulfato de amonio a diferentes concentraciones (1500 y 2000 ppm) con efectos tóxicos en el segundo estadio larvario (J₂) (Aparicio *et al.*, 1989); en invernadero, la incorporación de residuos de rastrojo de maíz, cebada y crotalaria redujeron el agallamiento radical en el cultivo jitomate (Montes, 1973) mientras que en campo, se lograron los mismos resultados en frijol con la adición de gallinaza (Silva, 1989).

3.- GENERALIDADES DE *Nacobbus*

Los nemátodos de la especie *Nacobbus* spp. en un principio fueron erróneamente confundidos por Cobb a inicios de este siglo puesto que los consideró pertenecientes al género *Heterodera*, tal vez por su forma globosa y por el hospedante en que los encontró, remolacha azucarera (Thorne y Allen, 1944).

Thorne, en 1935, encuentra nemátodos parasitando las raíces de una planta de la especie *Atriplex confertifolia* Torr y Ferm. en las laderas desérticas de la zona oeste del Lago Utah en Estados Unidos y los describe como *Anguillulina aberrans*; poco después Filipjev en 1936, la describe como *Pratylenchus aberrans*. No es sino hasta 1944 en que Thorne y Allen proponen el género *Nacobbus*, seleccionando a la especie *N. dorsalis* como especie tipo. De 1944 a 1969 se describen cuatro especies: *N. aberrans*, *N. batatiformis*, *N. serendipiticus* y una subespecie llamada *N. serendipiticus bolivianus*.

Actualmente, algunos taxónomos (Sher, 1970; Luc, 1987) reconocen sólo dos especies, *N. dorsalis*, como especie tipo, y *N. aberrans*, quedando como sinónimos de esta última las especies *N. batatiformis*, *N. serendipiticus* y *N. serendipiticus bolivianus*.

El nemátodo falso agallador *Nacobbus* spp. es considerado como uno de los mayores problemas en la producción de papa en Bolivia y en el sur del Perú; en Estados Unidos, la especie *N. aberrans* en el cultivo de remolacha azucarera se considera como uno de los tres más importantes nemátodos y, en el caso de Baja California, como una plaga clase "A" sujeta a normas cuarentenarias (Jatala, 1985).

Se le encuentra causando problemas básicamente en el continente americano, en climas templados y fríos, en países como Argentina, Bolivia, Chile, Ecuador, Perú, México y Estados Unidos (Jatala, 1985); en Europa, se ha localizado en cultivos principalmente de invernadero en el caso de Inglaterra (Franklin, 1959).

El primer registro de este nemátodo en México es el de Brunner (1967), que lo encontró en plantas de chile (*Capsicum annum* L) en el estado de México, causando la enfermedad conocida como jicamilla del chile. A partir de entonces ha sido registrada en otros cultivos de importancia agrícola y en diferentes entidades federativas (Montes, 1988). El jitomate, una de las hortalizas de alto valor económico, se ha dejado de cultivar en algunas regiones por problemas con este nemátodo (De la Jara, 1983)

En otros países, como Perú y Bolivia, se han evaluado las pérdidas hasta en un 55% de la producción papera causadas por esta especie, con daños que fluctúan entre el 60 y el 90% del rendimiento total de este cultivo (Lordello, 1961; Gómez, 1973; Jatala, 1985); en México no se ha encontrado en papa.

La especie *Nacobbus* spp. taxonómicamente pertenece a la familia Pratylenchidae y subfamilia Nacobbinae (Luc, 1987; presenta marcado dimorfismo sexual en estado adulto, ya que la hembra es de tamaño y grosor grandes, en forma de saco, sedentaria que continúa alimentándose, mientras que el macho es filiforme y activo, después de la cuarta muda deja la raíz ignorándose si se alimenta de su planta hospedante el periodo que le resta de vida (Mai y Lyon, 1975; Cid del Prado, 1985).

Las hembras adultas se diferencian de las de la especie *Meloidogyne* spp. en cuanto a su forma. Las hembras de *Nacobbus* tienen forma de huso a globosa en la parte central

del cuerpo, la parte anterior forma un cuello y la posterior es más o menos elongada (terminando en una punta redonda) (Luc, 1987), mientras que las de *Meloidogyne spp.* son piriformes. En cuanto a diferencias a nivel de especies dentro del mismo género, *N. aberrans* se distingue de *N. dorsalis* por el número de anulaciones que existen entre la vulva y el ano de las hembras vermiformes principalmente (Sher, 1970).

En lo que respecta a su biología y hábitos, la hembra, una vez establecida en las raíces, induce la formación de agallas similares a las que causa *Meloidogyne spp.*, de ahí su nombre de "falso agallador"; depositan sus huevecillos en una matriz gelatinosa y la primer muda tiene lugar en el huevecillo del cual eclosiona una larva de segundo estadio misma que deja la masa gelatinosa y se desplaza en el suelo en busca de una raíz (Cid del Prado, 1985). La penetración ocurre generalmente en grupo de larvas (Thorne y Shuster, 1956) a través de la punta de la raíz (cofia) o de las partes laterales de las raíces primarias o secundarias. Las larvas se mueven intracelularmente en la corteza radical, ocasionando necrosis de las paredes celulares e hipertrofia de las células de la epidermis y la corteza de la raíz de las que se alimentan; poco después de haber penetrado forman pequeñas agallas (Clark, 1967; Shuster y Sullivan, 1960), posteriormente, ocurren otras tres mudas más que pueden suceder dentro de la raíz o en el suelo (Clark, 1967); las hembras jóvenes son activas e infectivas ya que se mueven dentro de la corteza e inclusive pueden dejar una raíz y buscar otra (Clark, 1967; Quimi, 1981). Una vez dentro de la raíz se acomoda en la corteza desde la cual se mueve hasta una posición cercana al cilindro central en donde inicia la formación del sincitium además de producir hipertrofia e hiperplasia de las células corticales y origina una agalla

con raíces laterales en ésta (Cid del Prado, 1985; Quimi, 1981).

Dentro de los factores ambientales, la temperatura interviene directamente en el incremento de las poblaciones y tiene una función importante en la producción de machos y hembras (Prasad y Webster, 1967). En general, el rango óptimo de temperatura de *N. aberrans* es de 20-25°C, presentándose las hembras jóvenes a los 30 y 59 días después de la inoculación a 25 y 20°C, respectivamente (Inserra et al., 1983). En condiciones más específicas de temperatura, Prasad y Webster (1967) mencionan que *N. serendipiticus* completa su ciclo de vida en 36 días a 25°C y en 43 días a 20° y 30°C, adaptándose bien a temperaturas frías, pues logran sobrevivir a temperaturas de -5 y -10°C.

Con relación a su rango de hospedantes, éste es relativamente amplio: ataca a un gran número de cultivos y maleza (Jatala, 1985). Dentro de los cultivos figuran: la remolacha azucarera, la col, la lechuga, la calabaza, el chícharo, el frijol, la papa y el jitomate (Cid del Prado, 1985).

Su control, al igual que para otros nemátodos, se ha basado principalmente en productos químicos. En América del Sur el control más eficiente en el cultivo de papa se logra con nematicidas organofosforados y carbamatos (Jatala, 1985), sobresaliendo el Ethoprop (Mocap 75%) y Fenamifos (Nemacur 40%) en los que sumergen los tubérculos por 15 minutos a una concentración de 200cc y 150cc en 100 litros de agua, respectivamente (Costilla y Bosco, 1984). En México, los primeros trabajos de control químico fueron los de Caballero (1970) y Equihua (1977) que lograron aumentar los rendimientos en 10 y 9 ton/ha de chile al usar Aldicarb (Temik 5G) en forma experimental. Zamudio y Marbán (1983)

emplearon productos como Aldicarb, Fenamifos y Carbofuran para controlar nemátodos en jitomate en el Estado de Puebla; de los productos utilizados, el Aldicarb a dosis de 2 kg de i.a./ha fue el que mejor resultado mostró, puesto que se obtuvo un incremento del 85% de la producción con respecto al testigo.

La utilización de otras prácticas, como la rotación de cultivos, se basa en el hecho de que las poblaciones de este nemátodo disminuyen rápidamente en ausencia de un hospedante susceptible; no obstante, el problema central consiste en saber hacer una selección adecuada de cultivos debido a la amplitud de hospedantes susceptibles a este fitoparásito. Al respecto, se recomienda la utilización de algunas gramíneas y la mayoría de leguminosas (Jatala, 1985) como son el maíz, poroto, lechuga, trigo, cebada, alfalfa (Costilla, 198), cebolla, sandía, col y chile mulato entre otros (Zamudio, 1987). Además de un programa de rotación de cultivos también es importante la eliminación del terreno de todas las plantas consideradas como maleza, puesto que son portadoras de inóculo (Thorne, 1961).

En la búsqueda de variedades resistentes, se menciona, en el caso de frijol, a la variedad Negro Puebla con cierta tolerancia a *N. aberrans* (Silva, 1989); mientras que en jitomate no se ha encontrado ninguna planta resistente (Zamudio, 1987).

MATERIALES Y METODOS

El trabajo se realizó en el Campo Agrícola Experimental Montecillo del Colegio de Postgraduados en 1990, en un lote infestado de manera natural por el nemátodo falso agallador *Nacobbus aberrans*. Se surcaron y delimitaron las parcelas para el establecimiento del experimento en dos etapas; se usó un diseño de bloques al azar con 4 repeticiones. La unidad experimental consistió de 4 surcos de 6m de largo y 80cm entre surcos con una superficie total de 20m².

Las plántulas, tanto de cempazúchil como de jitomate, se obtuvieron de almácigos establecidos en el Campo Experimental del INIFAP en Tecamachalco Puebla durante el mes de febrero. En el caso del cempazúchil se utilizó una variedad local de Tecamachalco, Pue., y para el jitomate la variedad Río Grande de crecimiento indeterminado.

El trasplante se realizó en la tercer semana de marzo (seis semanas después de la siembra) a una distancia entre plantas de 30 cm. Se realizaron las labores culturales tales como escardas, aporque y deshierbes, así como los riegos de acuerdo a las necesidades de humedad del suelo. Para la fertilización se utilizó la fórmula 150-60-00, aplicando el nitrógeno en dos partes y todo el fósforo en la primera aplicación.

Para la primera etapa experimental se establecieron los siguientes tratamientos:

- CA, cultivo de cempazúchil y su incorporación 30 días antes del trasplante del jitomate;
- CD, cultivo de cempazúchil y su incorporación 15 días antes del trasplante del jitomate;
- J, cultivo e incorporación de jitomate 15 días antes del trasplante del jitomate, y
- T, testigo, sin cultivo.

La incorporación del cempazúchil del tratamiento CA (30 días antes del trasplante del jitomate) se llevó a cabo 8 semanas después de su trasplante. Con la ayuda de una pala recta se cortaron las plantas en pequeños trozos realizando al mismo tiempo su incorporación al suelo.

La incorporación tanto del cempazúchil como del jitomate en los tratamientos CD (incorporación de cempazúchil a los 15 días) y J (incorporación de jitomate a los 15 días), respectivamente, se llevo a cabo 10 semanas después de su trasplante, de la misma forma como en el tratamiento CA; cabe aclarar que en las parcelas donde no se tenían aún los tratamientos de la segunda etapa experimental había maleza incluyendo a las parcelas del testigo (T).

La segunda etapa experimental se estableció una vez transcurridos 30 y 15 días después de la incorporación de los residuos de cempazúchil y jitomate, y de la preparación del terreno (barbecho, rastreo, surcado), adicionando los siguientes cinco tratamientos:

- C-J, una planta de cempazúchil por una de jitomate en el mismo surco (relación 1:1);
- CP-J, una planta de cempazúchil por una de jitomate en el mismo surco, con poda del cempazúchil;
- C-2J, una planta de cempazúchil por dos de jitomate en el mismo surco (relación 1:2);
- C-JS, un surco de cempazúchil por uno de jitomate (relación 1:1), y
- N, jitomate solo con aplicación de nematicida (Aldicarb 15G 10 kg i.a./ha).

Las plántulas de ambos cultivos se obtuvieron en charolas germinadoras que fueron sembradas a mediados de mayo en los invernaderos del Colegio de Postgraduados, utilizando

suelo desinfectado con bromuro de metilo. Después de la germinación se realizó el respectivo aclareo para dejar una planta por oquedad. Además se realizó una serie de cuidados fitosanitarios, riegos y fertilización para obtener plántulas sanas y vigorosas. Las variedades utilizadas fueron las mismas que en la primer etapa experimental.

El trasplante se realizó la tercer semana de junio a una distancia entre plantas de 30 cm. Se tuvo un total de 20 plantas por surco. Durante el ciclo de los cultivos se realizaron las respectivas labores de cultivo (escardas, aporques, deshierbes, riego y fertilización). Para la fertilización se utilizó la fórmula 150-60-00 aplicada en banda en dos ocasiones: la primera a los 15 días después del trasplante (la mitad del nitrógeno y todo el fósforo) y la segunda a los 30 días (el resto del nitrógeno). En cuanto a fertilización foliar se llevó a cabo una aplicación al mes del trasplante. El estacado se realizó al inicio de la fructificación (siete semanas despues del trasplante).

La poda del cempazúchil en el tratamiento CP-J se realizó a las 6 semanas de su trasplante, cortando todas las ramas a 30 cm, tamaño semejante al de las plantas de jitomate.

1.- EFECTO DE LA ASOCIACION DEL CEMPAZUCHIL E INCORPORACION DE SUS RESIDUOS EN LA POBLACION E INFECCION DE *N. aberrans*.

Con el propósito de conocer el nivel de inóculo inicial y el efecto de los tratamientos en la población de nemátodos en el suelo, en la primer etapa experimental, se tomaron y analizaron muestras de cada una de las parcelas, antes del trasplante (población inicial) y antes de la incorporación de los residuos de los cultivos (población final). Las muestras estuvieron constituidas de tres submuestras por surco, con un

total de 12 submuestras por parcela, y tomadas a una profundidad de 10 a 30 cm, en la rizosfera de las plantas. Las 12 submuestras se homogeneizaron y para la extracción de nemátodos se tomaron 200 cc de suelo. Esta se realizó en el laboratorio de Nematología Agrícola del Departamento de Parasitología Agrícola, UACH, mediante la técnica de centrifugación-flotación (Cuadro 6 del Apéndice). La cuantificación de larvas infectivas y hembras inmaduras del nemátodo se hizo en el total de cada una de las extracciones mediante observaciones al microscopio estereoscópico y al microscopio compuesto.

La evaluación de la población de larvas infectivas y hembras inmaduras en el suelo, en la segunda etapa experimental se realizó en tres fechas: al momento del trasplante, seis semanas después del trasplante y al final de los cultivos. La toma de muestras y la extracción de los nemátodos se hizo siguiendo el mismo procedimiento descrito anteriormente. También se evaluó la población total considerando huevecillos, larvas y adultos en raíces de jitomate, para lo cual se tomaron y analizaron muestras de raíces de cada una de las parcelas al final del cultivo del jitomate. Cada muestra estuvo constituida de diez plantas tomadas al azar de los cuatro surcos de cada parcela; después de lavar las raíces se cortaron en pequeños trozos de 1 cm aproximadamente, se homogeneizó la muestra y se tomaron 50 g para realizar la extracción de los nemátodos mediante la técnica de maceración-centrifugación-flotación (Cuadro 7 del Apéndice). El conteo de los huevecillos se llevó a cabo en tres alícuotas de 0.2 ml, tomadas de un volumen de 20 ml. Para larvas y adultos se contó la muestra total con la ayuda del microscopio estereoscópico y del compuesto.

El índice de agallamiento radical del jitomate se evaluó en dos fechas, seis semanas después del trasplante y al final

del cultivo, considerando la escala arbitraria propuesta por Daulton y Nusbaum (1961) (Cuadro 1 del Apéndice). En la primer fecha de evaluación se extrajeron al azar dos plantas de los surcos de la orilla de cada parcela (cuatro plantas por parcela), se transportaron al laboratorio donde se lavaron las raíces y se evaluó el índice de agallamiento por planta; al final del cultivo se evaluó el total de plantas de los dos surcos centrales.

2.- EFECTO DE LA ASOCIACION CEMPAZUCHIL-JITOMATE EN LA POBLACION DE INSECTOS TRANSMISORES DE VIRUS E INCIDENCIA DE PLANTAS CON APARENTE VIROSIS.

Para la captura de insectos trasmisores de virus (áfidos y mosquitas blancas) se utilizaron trampas Moerieke (trampas amarillas con agua), las cuales consistieron de una charola de plástico color amarillo canario con las siguientes dimensiones: 30x25 cm y 15 cm de profundidad. Las charolas se colocaron en el centro de las parcelas en donde se tenía cempazúchil (tratamientos: C-J, CP-J, C-2J y C-JS) y el testigo (T) en donde sólo había jitomate, manteniéndolas a unos 10-15 cm por arriba del follaje del jitomate. Las charolas se llenaron con agua a 3/4 partes de su capacidad y se adicionó detergente con el objeto de romper la tensión superficial del agua y evitar que los insectos nadaran y escaparan. Los insectos se colectaron dos veces por semana con un tamiz de malla 60, depositándolos en un frasco con ayuda de una pizeta que contenía alcohol al 80%.

En el laboratorio se separaron y se contó el total de áfidos y mosquitas blancas, conservándolos en frasquitos con alcohol al 75%. La cuantificación e identificación se hizo con la ayuda del microscopio estereoscópico, utilizando las claves de Peña (inérita, 1990). Los datos se agruparon por semanas para facilitar su análisis.

Por otra parte, se tomaron datos climáticos (temperatura, humedad relativa, precipitación, viento y radiación global) para correlacionarlos con la población de insectos biotransmisores.

Con el propósito de conocer las especies de áfidos que colonizaron los cultivos, se llevó a cabo un muestreo semanal por parcela, a partir de la floración del jitomate, revisando al azar una planta de cempazúchil y una de jitomate en los tratamientos donde se tenían asociados ambos cultivos (tratamientos C-J, CP-J, C-2J y C-JS), así como en el testigo (T, sólo con jitomate). La identificación se hizo con el microscopio estereoscópico y con base en las claves de Peña (inédita, 1990).

Dado que el área donde se llevo a cabo el trabajo no es jitomatera, se trasplantaron alrededor del área experimental plantas de jitomate inoculadas con los virus presentes en esta región: virus del mosaico del pepino (VMP) y el virus del mosaico del tabaco (VMT) en una proporción de 1:1; se mantuvo un total de 10 plantas para de esta manera asegurar la fuente de inóculo. Al cabo de siete semanas posteriores al trasplante se etiquetaron y cuantificaron todas las plantas con síntomas similares a los inducidos por virus (aparente virosis) en todos los tratamientos. Al final del ciclo, un día previo al corte del jitomate, se volvieron a cuantificar todas las plantas con aparente virosis.

3.- EFECTO DE LA ASOCIACION DEL CEMPAZUCHIL E INCORPORACION DE SUS RESIDUOS EN EL RENDIMIENTO DE JITOMATE Y CEMPAZUCHIL.

Para la evaluación de la producción de ambos cultivos (jitomate y cempazúchil) se cosecharon los dos surcos centrales de cada unidad experimental (parcela útil de 10 m²)

y se consideró rendimiento por planta. En el jitomate se realizó un sólo corte en verde debido a que se presentó un fuerte ataque de tizón temprano (*Alternaria solani*). El fruto se clasificó en dos categorías: comercial y rezaga; para esta última categoría se hizo en porcentaje, en base al total de fruto comercial de cada tratamiento, y peso fresco del follaje.

En cuanto a la producción de flor de cempazúchil, en el tratamiento C-JS se evaluó toda la unidad experimental ($20m^2$). Se realizaron cortes semanales durante ocho semanas, haciendo el primero a las nueve semanas después del trasplante, con un atraso de 20 días en el tratamiento CP-J (cempazúchil con poda).

4.-ANALISIS ESTADISTICO

Los datos obtenidos de las diferentes variables evaluadas en la primera y segunda etapa experimental fueron sometidas a un análisis de varianza (ANVA) con el programa SAS (Statistical Analysis System), se realizó una transformación de datos por rangos (Conover y Iman, 1981) para las variables que no tienen distribución normal ni homogeneidad de varianzas: población de nemátodos, índice de agallamiento radical en jitomate, población de insectos biotransmisores e incidencia de plantas con aparente virosis. La variable población de áfidos y mosquitas blancas se analizó como bloques al azar con arreglo en parcelas divididas, considerando como parcelas grandes a los tratamientos y parcelas chicas las diferentes fechas de captura.

La comparación de medias entre tratamientos se realizó mediante las pruebas de separación de medias de Tukey para las variables: población de nemátodos en suelo de ambas etapas experimentales, peso fresco del follaje en jitomate y

rendimiento de fruto en jitomate y flor de cempazúchil para la segunda etapa experimental, mientras que para las variables población de nemátodos en raíces de jitomate, índice de agallamiento radical en jitomate, incidencia de plantas con aparente virosis y población de insectos biotransmisores se llevó a cabo con la prueba de separación de medias de Dunnet y contrastes para esta última variable. En los cuadros y figuras se utilizan datos originales, sin transformar.

Los contrastes se utilizaron para hacer comparaciones entre los efectos de los tratamientos. La evaluación de la población de insectos transmisores de virus fueron los siguientes:

$$1.- H_0: T = \frac{C-J + CP-J + C-2J + C-JS}{4}$$

$$H_a: T \neq \frac{C-J + CP-J + C-2J + C-JS}{4}$$

En promedio, el cempazúchil asociado (C-J, CP-J, C-2J y C-JS) no tiene ningún efecto en la población de insectos.

$$2.- H_0: C-J = CP-J \quad H_a: C-J \neq CP-J$$

La poda del cempazúchil (CP-J) no tiene ningún efecto en la población de insectos.

$$3.- H_0: C-JS = \frac{C-J + CP-J + C-2J}{3}$$

$$H_a: C-JS \neq \frac{C-J + CP-J + C-2J}{3}$$

En promedio, el cempazúchil asociado entre plantas (C-J, CP-J y C-2J) tiene el mismo efecto que asociado entre surcos (C-JS) en la población de insectos.

Se realizaron correlaciones de la cantidad acumulada de áfidos capturados semanalmente con las condiciones ambientales: media semanal acumulada de temperatura máxima, mínima y media; humedad relativa máxima, mínima y media; lluvia; velocidad del viento a 2 y 6 m de la superficie del suelo y radiación global (Cuadro 2 del Apéndice), prevalecientes durante el período de captura de éstos en el área experimental.

5.- ANALISIS ECONOMICO

Para el análisis económico de la investigación se utilizó básicamente la metodología propuesta por el CIMMYT (1988) que tiene su fundamento en la teoría de la producción y de la cual se parte para hacer el análisis marginal.

La teoría de la producción es definida por Furguson y Gould (1978) como la creación de utilidad, esto es, un conjunto de actividades en las que a partir de una serie de insumos se obtienen nuevos productos; en este caso particular al llevar a cabo diferentes actividades, que correspondieron a los diferentes tratamientos, como fue el cultivo e incorporación del cempazúchil (tratamientos CA y CD), o bien, la asociación del cempazúchil con el cultivo de jitomate (tratamientos C-J, CP-J, C-2J y C-JS), a partir de los cuales se obtuvo una determinada cantidad de producto (jitomate y flor de cempazúchil) para obtener un beneficio económico. En otro sentido, la teoría de la producción analiza la forma en la que el productor, dada una tecnología, combina varios insumos para producir una cantidad estipulada en forma económicamente eficiente.

En relación a la función de la producción, es la cantidad máxima de producto que se puede obtener con un determinado conjunto de insumos dada una tecnología, es decir, todas aquellas posibilidades de producción. En esta

investigación al plantear los diferentes tratamientos se pretendió encontrar otras posibilidades de producción.

Para realizar el respectivo análisis económico, primeramente se determinaron los costos que varían en cada tratamiento que son aquellos costos de producción que difieren entre los tratamientos, en esta investigación son los relacionados con el manejo fitosanitario del jitomate y son: los costos (por hectárea) relacionados con los insumos comprados, como fue la semilla, el nematocida, estacas, etc.; la mano de obra necesaria para la poda del cempazúchil (trat. CP-J), aplicación de nematocida (trat. N), cosecha, etc.; posteriormente se calculó el beneficio bruto de campo (ingresos totales) de cada tratamiento, multiplicando el precio de campo por el rendimiento; con estas dos variables se calcularon los beneficios netos al restar el total de los costos que varían al beneficio bruto de campo, para cada tratamiento, cabe aclarar que los beneficios netos no son lo mismo que utilidades, puesto que en esta presupuestación parcial no incluye los otros costos de producción que no tienen que ver con las modalidades de los tratamientos. Sin embargo, los beneficios netos constituyen un indicador económico que muestra qué tratamientos tienen una mayor recuperación económica; no obstante, para determinar cómo es esta recuperación económica, es necesario un análisis marginal.

El análisis marginal se refiere a la adición de beneficios netos al cambiar de un tratamiento a otro para determinar si es conveniente seguir invirtiendo con una utilidad remunerable, es decir, consiste en comparar los costos adicionales o marginales con los beneficios netos adicionales o marginales al pasar de un tratamiento a otro; para poder realizar este análisis, es necesario realizar un análisis de dominancia, ordenando los tratamientos de menores

a mayores totales de costos que varían. Un tratamiento será dominado cuando los beneficios netos fueron menores o iguales a los de un tratamiento de costos que varían más bajos, es decir, los tratamientos en los que se invirtió más y los beneficios netos fueron menores.

Con los tratamientos no dominados se procedió a calcular la tasa de retorno marginal, que es el beneficio neto marginal (es decir, el aumento en beneficios netos) dividido por el costo marginal (aumento en los costos que varían), expresados en porcentaje; por ejemplo, una tasa de retorno marginal de 245% quiere decir que se recupera cada peso invertido y 2.45 pesos más. La tasa de retorno marginal es lo que el agricultor puede ganar, en promedio, con su inversión cuando decide cambiar una(s) práctica (s) (en este caso un tratamiento) por otra (s).

Con los datos de la tasa de retorno marginal se hizo una curva de beneficios netos, identificándose cada tratamiento con un punto según sus beneficios netos y el total de costos que varían.

RESULTADOS

1- EFECTO DE LA ASOCIACION DEL CEMPAZUCHIL E INCORPORACION DE SUS RESIDUOS EN LA POBLACION E INFECCION DE *Nacobbus aberrans*.

El nivel de inóculo inicial de larvas infectivas y hembras inmaduras en el suelo, en la primera etapa experimental, fue bajo, siendo el promedio más alto de 26 individuos por 200 cc de suelo (Fig.1). Los datos de la población final, que correspondieron al muestreo que se llevó a cabo antes de la incorporación de los residuos de los cultivos, mostraron un efecto del cultivo del cempazúchil durante 8 y 10 semanas (tratamientos CA y CD, respectivamente) al reducir significativamente la población de larvas y hembras, mientras que en el testigo ésta se incrementó (Fig. 1). Contrario a lo que se esperaba, el tratamiento en donde se tuvo jitomate (trat. J), se comportó similar a los tratamientos con cempazúchil, pues en lugar de incrementar la población del nemátodo la redujo. Cabe aclarar que las plantas de jitomate fueron severamente dañadas por una granizada en una etapa temprana, resultando en la muerte de muchas de ellas y las pocas que sobrevivieron manifestaron un retraso en su desarrollo; por lo tanto, el tratamiento no fue representativo.

Para esta misma variable (población de larvas infectivas (J₂) y hembras inmaduras en el suelo), en la segunda etapa experimental, no se detectaron diferencias significativas entre tratamientos, en las tres fechas de muestreo (inicial, 6 semanas y final), de acuerdo con el análisis estadístico (Fig. 2). No obstante, en todos los tratamientos con incorporación (CA y CD) o asociación de cempazúchil (C-J, CP-J, C-2J y C-JS) la población final se mantuvo por abajo del testigo, así para los tratamientos incorporación de cempazúchil después de ocho (CA) y diez (CD) semanas de su

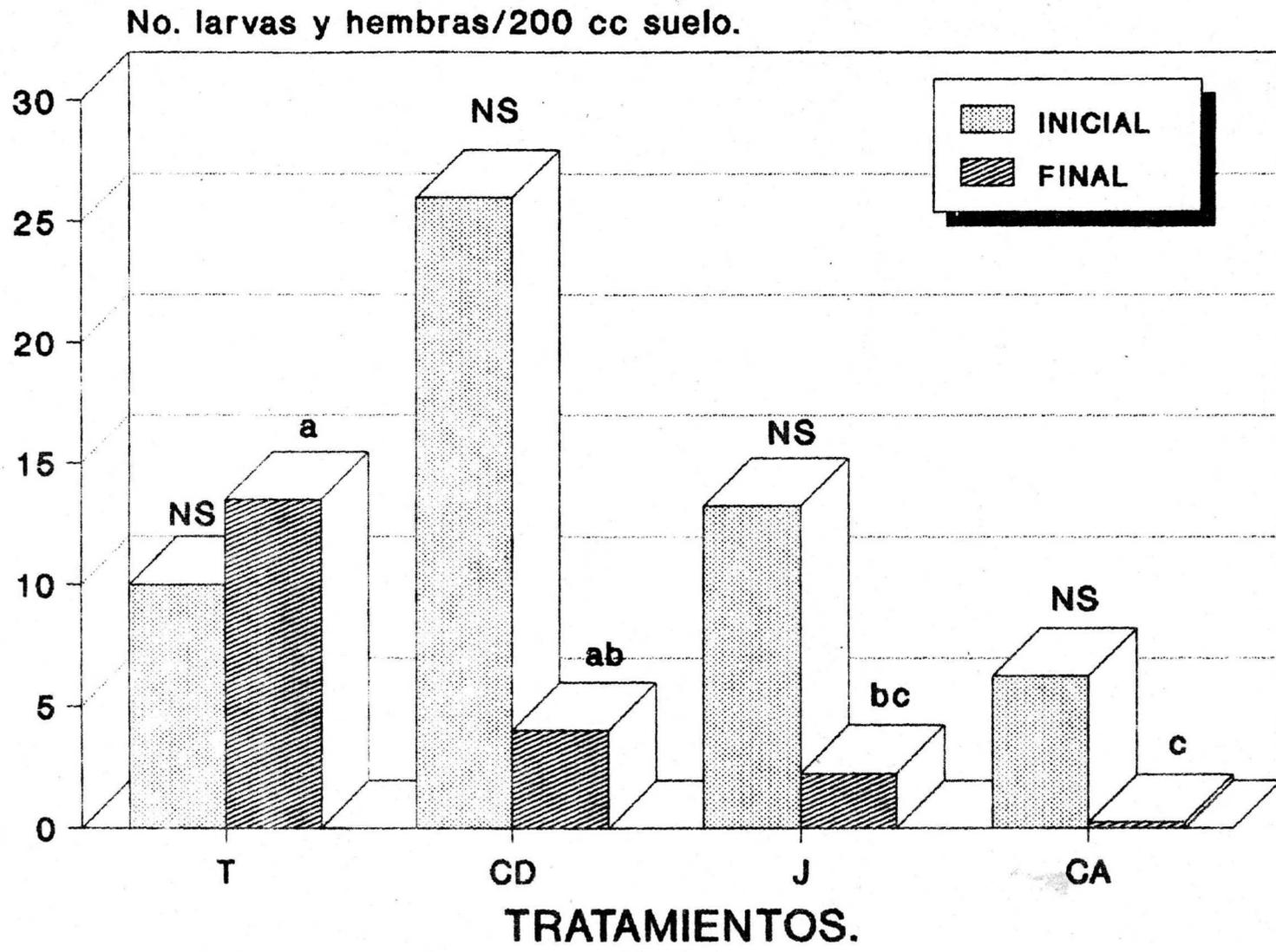


Fig. 1.- Efecto del cultivo de Tagetes erecta en la población de larvas infectivas y hembras inmaduras de Nacobbus aberrans en la primera etapa experimental. Barras con la misma letra no difiere significativamente ($\alpha = 0.05$) de acuerdo con la prueba de Tukey.

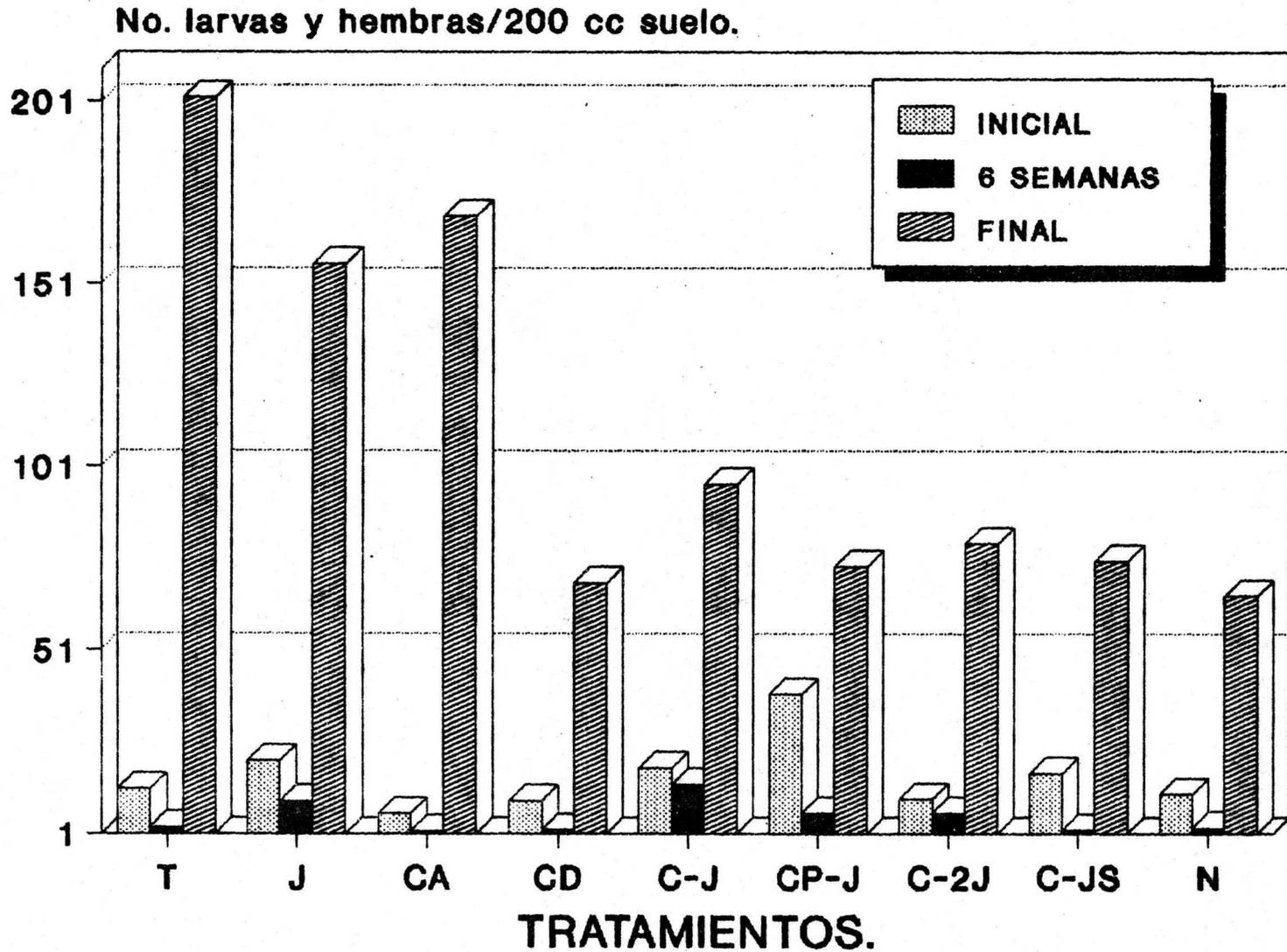


Fig. 2.- Efecto de la asociación de *Tagetes erecta* e incorporación de sus residuos en la población de larvas infectivas y hembras inmaduras de *N. aberrans* en la segunda etapa experimental. Sin diferencias estadísticas ($\alpha = 0.05$) de acuerdo con la prueba de Tukey.

trasplante, la reducción con respecto al testigo fue de 16.0% y 65.7%, respectivamente; y en los tratamientos con asociación las reducciones fueron de 51.8% a 63.4% (Fig. 2).

Para la población total de nemátodos en raíces de jitomate, considerando huevecillos, larvas y adultos, se observó una tendencia similar para todos los tratamientos, excepto el tratamiento de asociación cempazúchil-jitomate en surcos alternados (C-JS), mostraron una población por abajo del testigo (Fig. 3); sin embargo, los únicos tratamientos que presentaron una reducción significativa ($\alpha = 0.05$) con relación al testigo fueron el tratamiento con asociación C-2J (una planta de cempazúchil por dos de jitomate) y en el que se aplicó nematicida (N) (Cuadro 1), los cuales muestran una reducción de la población de huevecillos y larvas del segundo instar (Hue-J₂) de 83.3% y 81.3%, respectivamente, y de 97.7% y 98.4% para la población de larvas del tercer instar a adulto (J₃-Adulto), respectivamente.

En lo que se refiere al índice de agallamiento evaluado a las 6 semanas, todos los tratamientos mostraron una reducción (de 10.8% a 50.8%) con respecto al testigo, aunque estas reducciones no fueron estadísticamente significativas ($\alpha = 0.05$). En el muestreo final, a excepción del tratamiento C-J, todos los tratamientos mostraron una reducción en el índice de agallamiento (de 9.1% a 60%), pero sólo los tratamientos con nematicida (N) y la incorporación de cempazúchil (CD) fueron estadísticamente diferentes ($\alpha = 0.05$) al testigo (Fig. 3 y Cuadro 1).

Los resultados obtenidos sugieren que la rotación con cempazúchil e incorporación de sus residuos afectan negativamente a *N. aberrans* y la reducción de la población de nemátodos depende de la disposición del cempazúchil en el cultivo de jitomate; así, se observó un mayor efecto en la población de huevecillos y larvas del segundo instar cuando

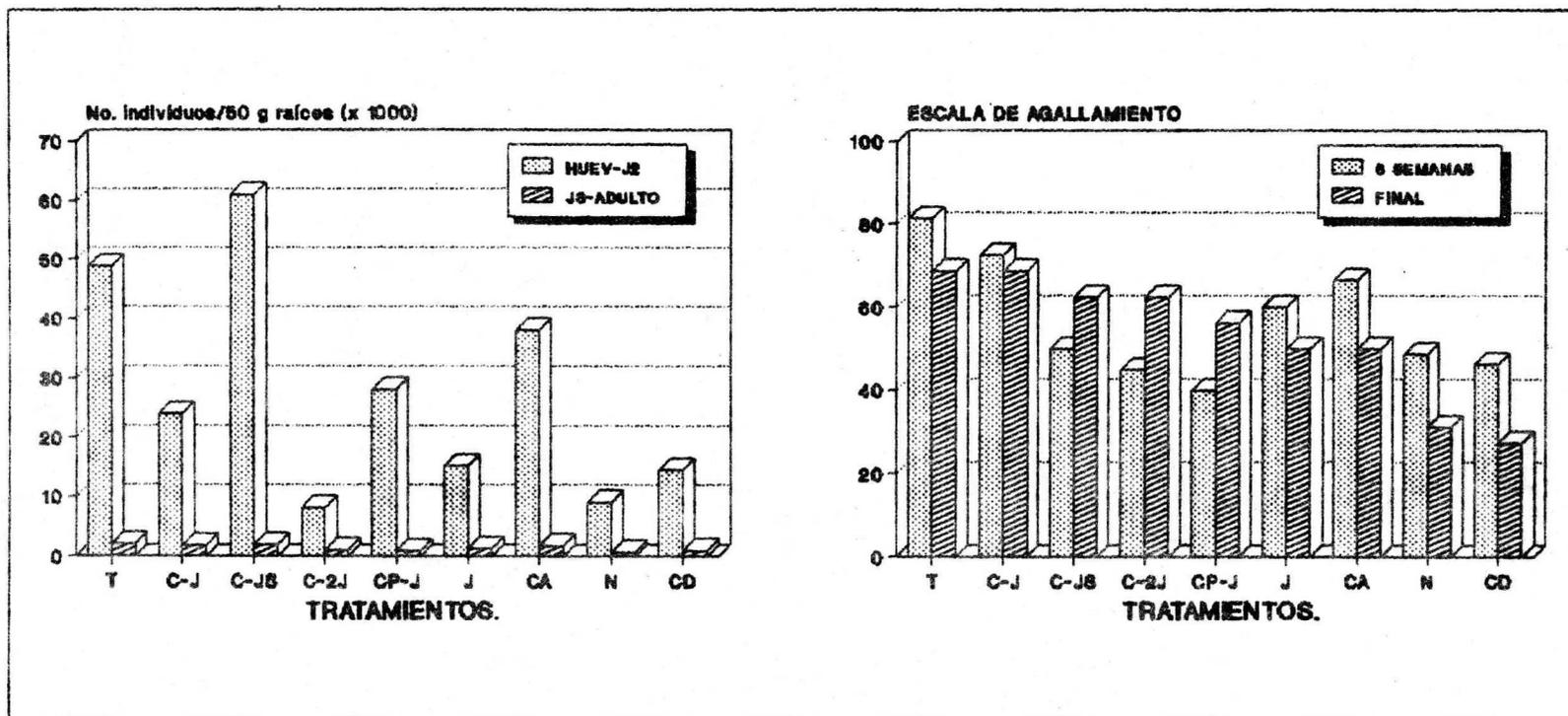


Fig. 3.- Efecto de la asociación de Tagetes erecta e incorporación de sus residuos en la población final de huevecillos y larvas infectivas (Hue-J₂), larvas del tercer instar a adulto (J₃-Adulto) e índice de agallamiento radical del jitomate inducido por N. aberrans en la segunda etapa experimental.

se intercaló el cempazúchil entre plantas (trats. C-J, CP-J y C-2J) que cuando se intercaló entre surcos (trat C-JS), tal vez como resultado del mayor distanciamiento entre las plantas de cempazúchil y jitomate.

Cuadro 1.- Efecto de la asociación de *Tagetes erecta* e incorporación de sus residuos en la población y en la infección de *N. aberrans* en la segunda etapa experimental.

TRATAMIENTOS	POBLACIÓN		INDICE DE AGALLAMIENTO	
	Hue-J ₂	J ₃ -Ad	6 SEM	FINAL
T (Testigo)	48 848.2	2 097.2	81.2	68.7
C-J (Asociación)	23 891.0 _{NS}	1 841.7 _{NS}	72.5 _{NS}	68.7 _{NS}
C-JS (Asociac.)	61 063.0 _{NS}	1 987.7 _{NS}	50.0 _{NS}	62.5 _{NS}
C-2J (Asociac.)	8 116.2*	1 119.2*	45.0 _{NS}	62.5 _{NS}
CP-J (Asociac.)	28 015.0 _{NS}	918.6 _{NS}	40.0 _{NS}	56.2 _{NS}
J (Incorporac.)	15 200.0 _{NS}	1 316.0 _{NS}	60.0 _{NS}	50.0 _{NS}
CA (Incorporac.)	38 046.6 _{NS}	1 809.6 _{NS}	66.6 _{NS}	50.0 _{NS}
N (Nematicida)	9 116.2*	764.0*	48.7 _{NS}	31.2*
CD (Incorporac.)	14 495.5 _{NS}	1 009.7 _{NS}	46.2 _{NS}	27.5*

* De acuerdo con la prueba de Dunnet difiere significativamente ($\alpha = 0.05$) del testigo.

Huev-J₂ = población de huevecillos y larvas del segundo instar.

J₃-Ad = población de larvas del tercer instar a estado adulto

2.- EFECTO DE LA ASOCIACION CEMPAZUCHIL-JITOMATE EN LA POBLACION DE INSECTOS TRANSMISORES DE VIRUS E INCIDENCIA DE PLANTAS CON APARENTE VIROSIS.

Las poblaciones de áfidos más altas se presentaron en las parcelas que tuvieron únicamente plantas de jitomate (testigo), y en todas las parcelas con asociación cempazúchil-jitomate se observaron reducciones en las poblaciones de 15 a 66% en relación con el testigo (Cuadro 2); tales reducciones fueron estadísticamente significativas ($\alpha = 0.05$), excepto en el tratamiento en donde se realizó poda del cempazúchil (CP-J). Aparentemente el tipo de asociación, no tuvo un efecto significativo (Contraste 3, Cuadro 3); sin embargo, la menor población fue para el tratamiento asociación cempazúchil-jitomate entre surcos (C-JS) que mostró una reducción del 66%.

Aunque la población de mosquitas blancas fue sumamente baja durante todo el ciclo de los cultivos, se observó la misma tendencia que para la población de áfidos. En el testigo capturó la mayor población y, los tratamientos con asociación cempazúchil-jitomate mostraron reducciones del 34% a 51% (Cuadro 2).

Cuadro 2.- Efecto de la asociación *Tagetes erecta*-jitomate en la población total de áfidos y mosquitas blancas y en la incidencia de plantas con aparente virosis en la segunda etapa experimental.

TRATAMIENTOS	POBLACION ^{a)}		PLANTAS CON APARENTE VIROSIS	
	AFIDOS	MOSQUITAS	7 SEMANAS	FINAL
CA (Jitomate)	-	-	1.3 ^{NS}	14.6 ^{NS}
N (Jitomate)	-	-	2.0 ^{NS}	12.0 ^{NS}
T (Jitomate)	492.8	4.1	1.2	11.7
CD (Jitomate)	-	-	3.5 ^{NS}	11.2 ^{NS}
J (Jitomate)	-	-	2.2 ^{NS}	6.5 ^{NS}
CP-J (Cempazúc.)	418.8 ^{NS}	2.7 ^{NS}	0.5 ^{NS}	1.0*
C-2J (Cempazúc.)	213.4*	2.3 ^{NS}	0.5 ^{NS}	2.0*
C-J (Cempazúc.)	176.5*	2.5 ^{NS}	0.5 ^{NS}	1.0*
C-JS (Cempazúc.)	167.0*	2.0 ^{NS}	0.0 ^{NS}	2.0*

Todas las cifras representan el promedio de cuatro repeticiones.

^{a)} Cada cifra representa el promedio de 15 fechas de muestreo.

* De acuerdo con la prueba de Dunnet difiere significativamente ($\alpha = 0.05$) del testigo.

Cuadro 3. Prueba de comparación de las poblaciones totales de áfidos entre grupo de tratamientos.

CONTRASTE	CONCLUSION
1. $H_0: T = \frac{C-J + CP-J + C-2J + C-JS}{4}$ $H_a: T \neq \frac{C-J + CP-J + C-2J + C-JS}{4}$	Se rechaza $H_0. (\alpha = 0.05)$
2. $H_0: C-J = CP-J$ $H_a: C-J \neq CP-J$	Se rechaza $H_0. (\alpha = 0.05)$
3. $H_0: C-JS = \frac{C-J + CP-J + C-2J}{3}$ $H_a: C.JS = \frac{C-J + CP-J + C-2J}{3}$	No se rechaza $H_0. (\alpha = 0.05)$

Por otro lado, la fluctuación de la población de áfidos en las diferentes fechas de captura (Fig. 4), presentó un pico bien marcado en la novena semana (agosto); a la siguiente semana se observó un drástico descenso, el cual aparentemente no estuvo relacionado con la temperatura media y precipitación pluvial como lo indica el análisis de correlación (Cuadro 5 del Apéndice). Es importante hacer notar, que la población del tratamiento con poda de cempazúchil (CP-J) se mantuvo por abajo del testigo (T), semejante al resto de los tratamientos con asociación de cempazúchil, pero en la novena semana al igual que el testigo presentó una mayor densidad poblacional, posiblemente debido al efecto de la poda del cempazúchil realizada tres semanas antes, lo cual ocasionó que las plantas de cempazúchil no

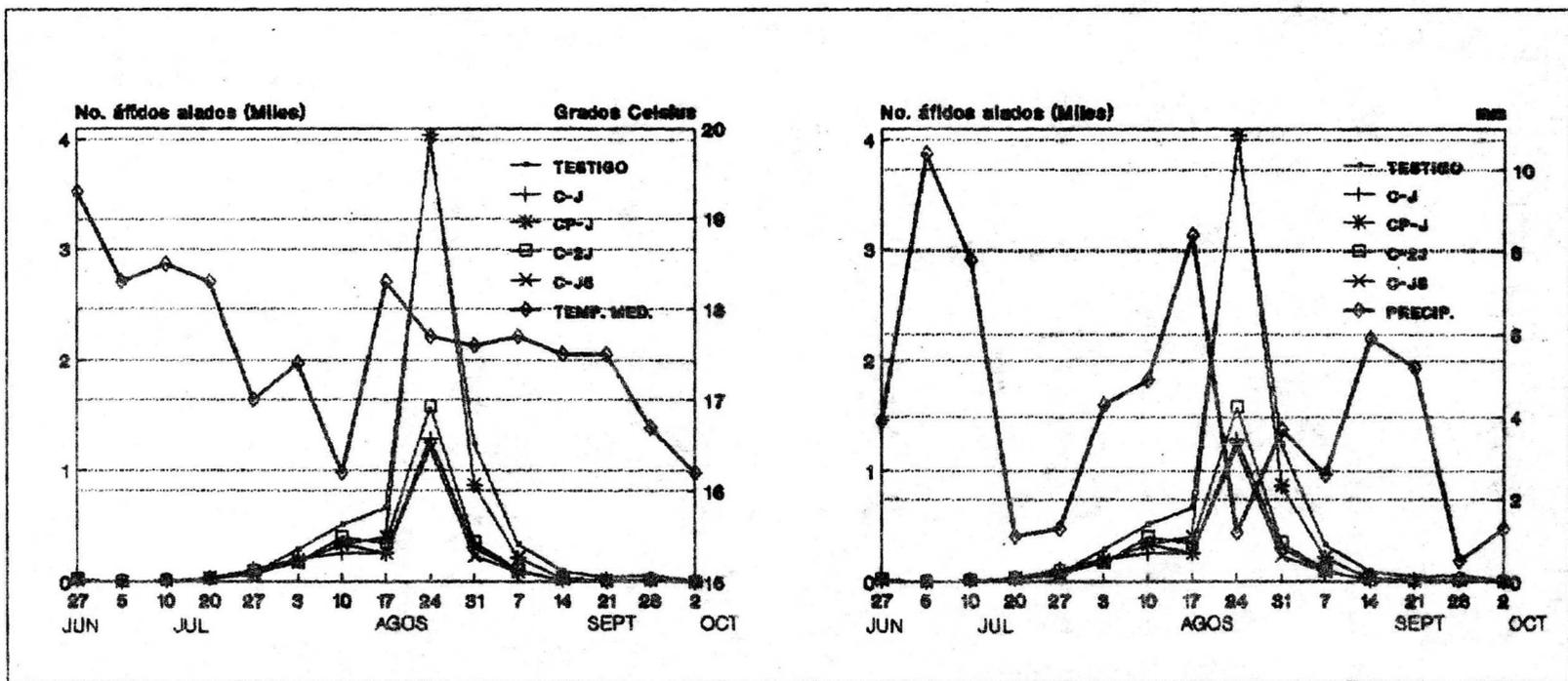


Fig. 4.- Promedio semanal de áfidos alados en trampas amarillas con agua y temperatura media y precipitación pluvial.

tuvieran flores, mientras que en los otros tratamientos (C-J, C-2J y C-JS) se tenía la máxima floración en dicha semana.

Las especies de áfidos alados que se identificaron fueron: *Myzus persicae*, *Brevicoryne* sp., *Aphis* spp., *Rhopalosiphum padi*, *R. maidis*, *Lipaphis* sp., *Macrosiphum euphorbiae*, *Acyrtosiphon pisum*, *Brachycaudus* sp., *Capitophorus* sp., y *Therioaphis* sp. De estos, *Myzus persicae* es biotransmisor de varias enfermedades virales en el cultivo de jitomate (Peña, inédita 1990).

Con respecto a los áfidos ápteros que colonizaron tanto al jitomate como al cempazúchil, se identificó a *Myzus persicae* que presentó la mayor proporción seguido por *Macrosiphum euphorbiae*; el cempazúchil fue mucho menos colonizado que el jitomate, en el primero se encontró además otra especie no identificada. Como era de esperarse, *Myzus persicae* fue el principal colonizador de ambos cultivos, pues se registra como un áfido polífago, con 500 especies de plantas hospedantes pertenecientes a 50 familias botánicas, y transmisor de 120 enfermedades virales en plantas (Peña, inédita 1990).

En relación a la incidencia de plantas de jitomate con aparente virosis, fue evidente que en todos aquellos tratamientos con asociación de cempazúchil (C-J, CP-J, C-2J y C-JS), hubo una reducción significativa ($\alpha = 0.05$) en el número de plantas con aparente virosis, en comparación con todos aquellos tratamientos en los que sólo hubo plantas de jitomate (CA, CD, J, N y T) (Cuadro 2); en general, a una menor población de insectos biotransmisores de virus correspondió una baja incidencia de plantas con aparente virosis.

3.- EFECTO DE LA ASOCIACION DEL CEMPAZUCHIL E INCORPORACION DE SUS RESIDUOS EN EL RENDIMIENTO DE JITOMATE Y CEMPAZUCHIL.

El mejor desarrollo vegetativo (peso fresco del follaje) de las plantas de jitomate se obtuvo en los tratamientos asociación cempazúchil-jitomate, que mostraron incrementos del 15% al 68% con respecto al testigo y sólo superados por el tratamiento con nematicida (N), que resultó con un incremento del 97% (Cuadro 4) De los dos tratamientos con incorporación de residuos de cempazúchil: CA y CD, sólo este último fue superior al testigo en un 19%.

En el renglón de rendimiento de jitomate por planta, todos los tratamientos, con excepción del tratamiento C-J (cempazúchil sin poda), mostraron un incremento en la producción en menor o mayor grado (Fig 5); en general, se observó un patrón similar al de peso fresco del follaje, así, el tratamiento con nematicida (N) mostró un incremento de 136%, CP-J (cempazúchil con poda) de 81%, C-JS (cempazúchil entre surcos) de 20% y C-2J (cempazúchil entre plantas) de 13%. En el tratamiento C-J el rendimiento fue ligeramente menor que en el testigo, probablemente debido a un efecto de competencia por radiación solar entre el cempazúchil y el jitomate. El tratamiento CA (incorporación de cempazúchil) mostró un incremento de 11% en la producción de jitomate. Solamente los incrementos de los tratamientos CP-J y N fueron estadísticamente significativos ($\alpha = 0.05$). Es importante recalcar que en los tratamientos con asociación de cempazúchil y el tratamiento con nematicida, sólo el 4% al 6% de la producción total de fruto correspondió a rezaga, mientras que en el resto de los tratamientos (CA, CD, J y T) la rezaga representó del 12% al 23% de la producción total (Cuadro 4). Durante la evaluación de la producción, fue evidente que la mayor parte de los frutos de rezaga de todos los tratamientos asociación cempazúchil-jitomate estaban

libres de daño por *Alternaria sp.*, no así en el resto de los tratamientos (CA, CD, J, N y T).

Cuadro 4.- Efecto de los tratamientos en el peso fresco del follaje por planta en jitomate (PEFO), rendimiento por planta en jitomate y cempazúchil en la segunda etapa experimental.

TRATAMIENTOS	PEFO (g)	RENDIMIENTO POR PLANTA (g)			
		JITOMATE		CEMPAZUCHIL	
		COMERCIAL	REZAGA	g	(%)
N (Nemat.)	533.7a	641.0a	31.8 b	4.9 b	-
CP-J (Cempaz)	454.2ab	493.0ab	23.1 b	4.6 b	557.8 c
C-JS (Cempaz)	382.7ab	326.3 bc	19.5 b	6.0 b	719.8 bc
C-2J (cempaz)	324.0ab	307.2 bc	14.2 b	4.7 b	1155.4a
CA (incorp.)	323.0ab	301.2 bc	35.3ab	11.7 b	-
J (Incorp.)	296.7 b	296.5 bc	67.3a	22.7a	-
CD (Incorp.)	282.7 b	282.2 bc	47.9ab	17.0ab	-
T (Testigo)	270.7 b	271.9 c	39.4ab	14.5ab	-
C-J (Cempaz.)	310.5 b	262.6 c	13.9 b	5.2 b	956.9ab

* Cifras con la misma letra en cada columna no difieren significativamente ($\alpha = 0.05$) de acuerdo con la prueba de Tukey.

El mayor rendimiento de flor de cempazúchil por planta se obtuvo en el tratamiento C-2J (una planta de cempazúchil por dos plantas de jitomate) con 1 155.4g y el menor correspondió al tratamiento CP-J (cempazúchil con poda) con 557.8g (Cuadro 4); aunque la poda del cempazúchil de este último tratamiento, se realizó al inicio de su floración,

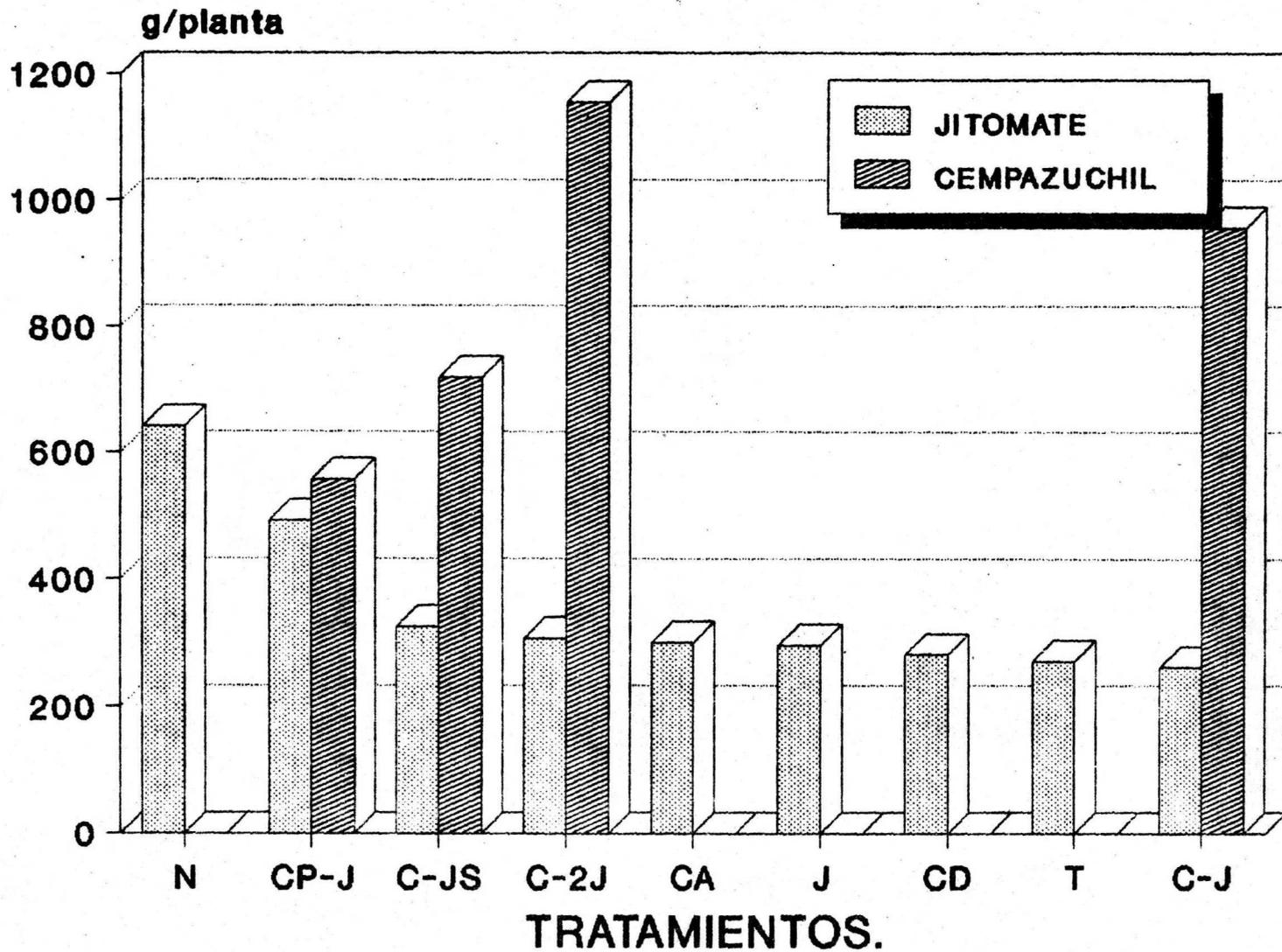


Fig. 5.- Efecto de la asociación de Tagetes erecta e incorporación de sus residuos en el rendimiento por planta de jitomate y cempazúchil en la segunda etapa experimental.

esta práctica permitió un incremento de 144% en el rendimiento de jitomate con respecto al tratamiento C-J (cempazúchil sin poda), en el que se obtuvo una mayor producción de flor. Sin embargo, es obvio que el interés principal que se persigue con estas modalidades de manejo, es incrementar los rendimientos de jitomate.

4.- ANALISIS ECONOMICO

Los totales de costos que varían con respecto al testigo fueron muy similares a éste en los tratamientos CP-J y C-2J y menores en C-JS (Cuadro 5), por lo que el agricultor no tendrá que invertir más de lo que gasta en su práctica común (testigo) para obtener un beneficio neto mayor. Los tratamientos con los mayores beneficios netos en el presupuesto parcial fueron: N (nematicida) y las asociaciones cempazúchil-jitomate CP-J, C-2J y C-JS cuyos beneficios netos superiores al testigo (T) fueron de \$8 962 500.00, \$1 742 500.00, \$1 710 750.00 y \$687 600.00, respectivamente (Cuadro 6).

Es claro que si el agricultor está en posibilidades de invertir y arriesgar más, con la compra y aplicación de nematicida éste ganará \$8 274 900.00 más al no utilizar el cempazúchil asociado entre surcos (C-JS), puesto que los beneficios netos con el tratamiento N (nematicida) son de \$14 318 100.00, mientras que para C-JS (cempazúchil entre surcos) son de \$6 043 200.00 (Cuadro 6), y de \$7 251 750.00 al no utilizar el cempazúchil asociado entre plantas (CP-J, con poda del cempazúchil) y de \$7 220 000.00 al no utilizar el tratamiento C-2J (una planta de cempazúchil por dos de jitomate); sin embargo, además de hacer una inversión inicial mayor se corren riesgos de intoxicaciones y se contribuye al deterioro del ambiente.

Cuadro 5. Costos que varían por el efecto de los tratamientos en la producción de jitomate y cempazúchitl.

VARIABLES ESTIMABLES	T R A T A M I E N T O S (\$/ha) ^ω						
	T	CD/CA	C-J	CP-J	C-2J	C-JS	N
Incorporación del cempazú- chil	-	158.8	-	-	-	-	-
Semilla: jitomate	15	15	7.5	7.5	10	7.5	15
cempazúchil	-	72	36.0	36.0	24	36.0	-
Poda del cempazúchil	-	-	-	45.0	-	-	-
Nematicida	-	-	-	-	-	-	1570
Aplic. del nematicida	-	-	-	-	-	-	30
Entutorado	1350	1350	1350	1350	1350	675	1350
Cosecha: jitomate	1300	1425	648	1204	1002	1109	3446
cempazúch.	-	-	600	300	600	600	-
Total	2665	4450	2641.5	2942.5	2986	2427.5	6411

^ω En miles.

Cuadro 6.- Presupuesto parcial de la producción de jitomate y cempazúchil (\$/ha).

TRATS	RENDIMIENTO (Kg/ha)		COSTOS QUE VARIAN ^{c)}	BENEFICIOS ^{c)}		
	JIT. ^{a)}	CEMP ^{b)}		BRUTOS DE CAMPO	NETOS	NETOS SUPERIORES AL TESTIGO
C-JS(Asoc.)	4 583.3	12 958.0	2 427.5	8 470.7	6 043.2	6 87.6
C-J (Asoc.)	3 958.3	15 199.1	2 641.5	6 518.0	5 876.5	5 20.9
T (Testigo)	8 020.6	-	2 665.0	8 020.6	5 355.6	--
CP-J(Asoc.)	7 291.6	9 057.5	2 942.5	10 008.8	7 066.3	1 710.7
C-2J(Asoc.)	6 041.6	13 475.0	2 986.0	10 084.1	7 098.1	1 742.5
CA (Incor.)	8 888.8	-	4 450.0	8 888.8	4 438.8	-916.8
CD(Incor.)	8 333.1	-	4 450.0	8 333.1	4 383.1	-972.5
N (Nemat.)	20 729.1	-	6 411.0	20 729.1	14 318.1	8 962.5

a) Precio por kg de jitomate \$1000.00

b) Precio por kg de cempazúchil \$300.00

c) En miles

Ahora bien, en los tratamientos en los que se incorporó cempazúchil (CA y CD), los beneficios netos fueron menores al testigo (Cuadro 6), ya que los rendimientos fueron muy similares a éste, pero el total de costos que varían fueron más altos.

En cuanto al análisis de dominancia (Cuadro 7), los tratamientos no dominados fueron: C-JS, CP-J, C-2J y N, mientras que los dominados fueron: C-J, T, CA y CD; en estos últimos, los totales de costos que varían fueron más altos y los beneficios netos menores. En consecuencia, no sería un buen cambio de la práctica común (testigo) a cualquiera de estos tratamientos.

El tratamiento con la mayor tasa de retorno marginal fue N (aplicación de nematocida) con 210.8% (Cuadro 8), lo cual quiere decir que el productor recupera por cada peso invertido 2.10 pesos más. A continuación se tiene el tratamiento CP-J con una tasa de retorno marginal de 198.6%, muy similar a la de N, considerando por tanto estos dos tratamientos con mayores beneficios netos que C-2J y C-JS (Fig. 6), lo cual coincide con el análisis estadístico en la producción de jitomate en donde sólo estos dos tratamientos, CP-J y N, fueron estadísticamente iguales y mostraron un incremento significativo con respecto al testigo.

Cuadro 7.- Análisis de dominancia de la producción de jitomate y cempazúchil.

TRATAMIENTOS	COSTOS QUE VARIAN (\$/ha)	BENEFICIOS NETOS (\$/ha)
C-JS (Asociación)	2 427 500	6 043 200
C-J (Asociación)	2 641 500	5 876 530 D
T (Testigo)	2 665 000	5 355 600 D
CP-J (Asociación)	2 942 000	7 066 350
C-2J (Asociación)	2 986 000	7 098 100
CA (Incorporación)	4 450 000	4 438 800 D
CD (Incorporación)	4 450 000	4 383 100 D
N (nematicida)	6 411 000	14 318 100

D. Tratamientos dominados.

Cuadro 8.- Análisis marginal para la producción de jitomate y cempazúchil (\$/ha).

TRATS	COSTOS MARGI- NALES	BENEFICIOS BRUTOS MARGINALES	BENEFICIOS NETOS MARGINALES	TASA DE RETORNO MARGINAL
C-JS				
CP-J	515 000	1 538 150	1 023 150	198.6
C-2J	43 500	75 250	31 750	72.9
N	3 425 000	10 645 000	7 220 000	210.8

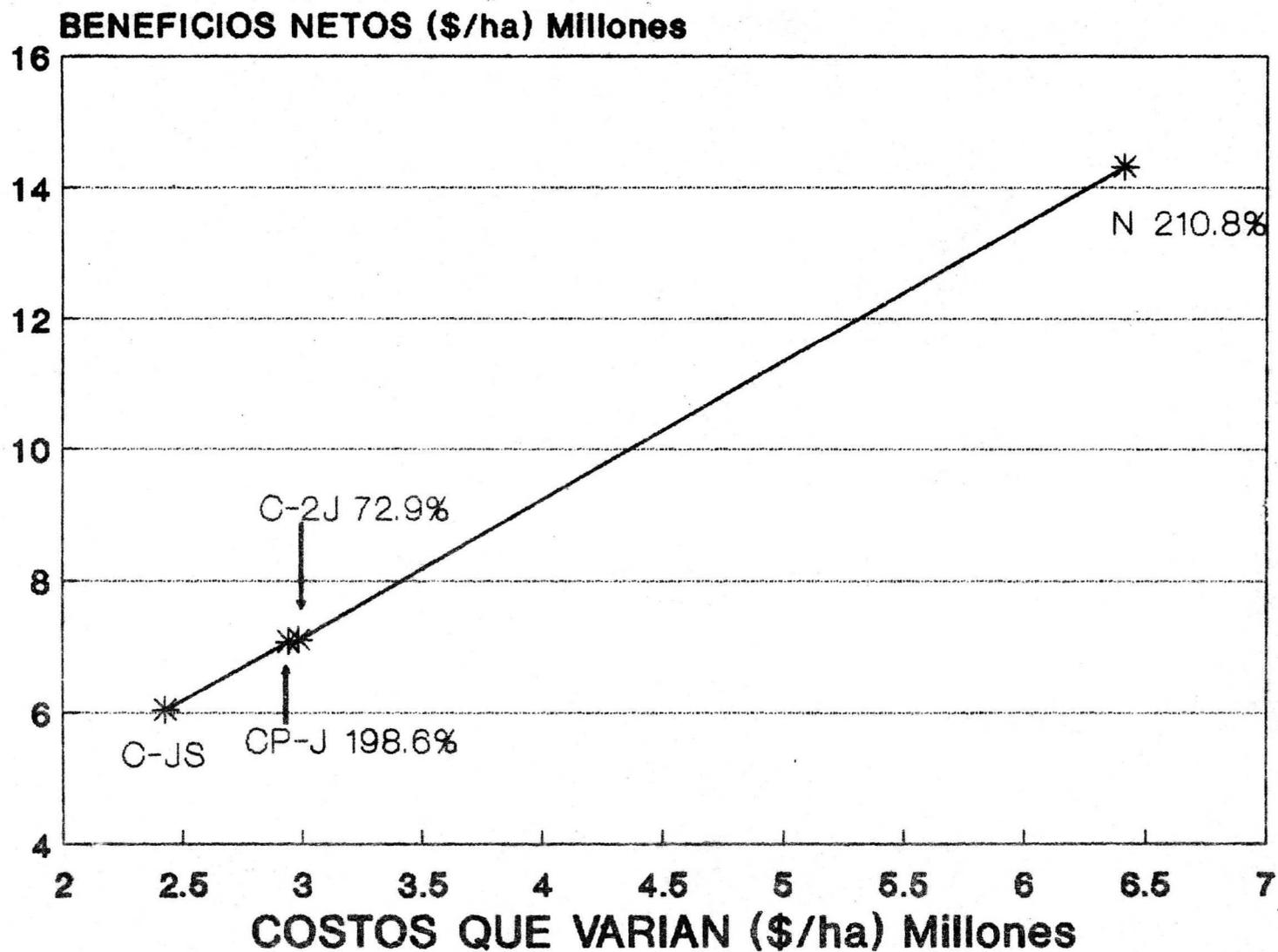


Fig. 6.- Curva de beneficios netos para la producción de jitomate y cempazúchil con base en los tratamientos no dominados.

DISCUSION

En el presente trabajo la siembra del cempazúchil redujo la población de *Nacobbus aberrans* (Fig. 1). Resultados similares con otros nemátodos fitoparásitos han sido consignados por varios autores al cultivar *Tagetes spp.* (Daulton y Curtis, 1963; Caswell *et al.*, 1991); esto, tal vez, debido a la exudación de compuestos tóxicos del grupo de los tiofenos a través de sus raíces, (Winoto, 1969; Vergel *et al.*, 1979; Sherna y Scolari, 1984; Kumari *et al.*, 1988).

Contrario a lo anterior, la incorporación de los residuos de cempazúchil no afectó significativamente la población e infección de *N. aberrans* (Figs. 2 y 3 y Cuadro 1), aunque, en general, se observó una tendencia de reducción en la población del nemátodo en suelo y raíces. Estos resultados difieren de lo señalado por Castro *et al.* (1990), quienes obtuvieron una reducción tanto en población como en infección de *Meloidogyne incognita* posiblemente como resultado de la utilización de una mayor cantidad de material vegetal ya que la incorporación del cempazúchil la realizaron cuando éste completó su ciclo vegetativo. Es conveniente aclarar que, en la presente investigación, la incorporación de las plantas de cempazúchil se realizó a las ocho y diez semanas y medio después de su trasplante, lo cual por un lado permitió un tiempo mínimo de exposición de los nemátodos a sus exudados radicales y, por el otro, fue poco el material vegetal incorporado, además, las plantas de cempazúchil fueron dañadas por una granizada temprana que retraso su desarrollo. Esto podría explicar porqué nuestros resultados no fueron tan espectaculares como en otros trabajos (Widjaja y Windrich, 1974; Daulton y Curtis, 1963; Chikoaka *et al.*, 1986). Por otro lado, debemos esperar diferencias de susceptibilidad en las diferentes especies de nemátodos (Winoto, 1969; Gommers, 1981) de tal manera que no se puede descartar la posibilidad de que *N. aberrans* sea menos susceptible al efecto tóxico de *T. erecta*.

La asociación cempazúchil-jitomate también mostró una tendencia de reducción en la población del nemátodo en el suelo y raíces (Figs. 2 y 3). Dichos datos son congruentes con lo señalado por otros autores (Ruelo y Davide, 1979; Salem *et al.*, 1986). Los resultados obtenidos sugieren que el efecto nematicida depende de la disposición de las plantas del cempazúchil en el cultivo de jitomate; así, la mayor reducción de la población del nemátodo en raíces se obtuvo con las asociaciones entre plantas (C-J, CP-J y C-2J) en comparación con la asociación entre surcos (C-JS).

Por lo general, en los tratamientos asociación cempazúchil-jitomate se tuvo un mejor crecimiento vegetativo del jitomate (peso fresco del follaje) y una mejor producción de fruto con respecto al testigo, con excepción del tratamiento C-J (una planta de cempazúchil por una de jitomate sin poda del primero) para la producción de fruto (Fig. 5 y Cuadro 4), en el cual al parecer, hubo un efecto de competencia interespecifica entre ambos cultivos (Ruelo y Davide, 1979), que se manifestó en un retraso de la floración de las plantas de jitomate. El incremento en la producción del jitomate pudo haber estado relacionado en parte con cierta protección, proporcionada por las plantas de cempazúchil, en la parte aérea de las plantas de éste; fue evidente que en los tratamientos asociación cempazúchil-jitomate hubo una reducción significativa en la población de áfidos transmisores de virus, en el número de plantas con aparente virosis, en la cantidad de fruto de rezaga y en el daño a fruto ocasionado por *Alternaria sp.* La reducción de la población de insectos quizás se deba a que las plantas de cempazúchil sirven como una barrera física que interfiere con la llegada de éstos al centro de la parcela; por otro lado, no se descarta la posibilidad de que el cempazúchil haya ejercido un efecto de repelencia en los insectos; por ejemplo, Morallo y Decena (1980) observaron que el compuesto extraído de las hojas de *T. erecta* fue repelente

al áfido del chícharo (*Aphis craccivora*) y a la palomilla dorso de diamante (*Plutella xylostella*).

Por lo que respecta a la reducción en el número de plantas con aparente virosis, ésta pudo haber sido el reflejo de una menor población de insectos transmisores de virus (áfidos y mosquitas blancas); también cabe la posibilidad de que las picaduras de prueba de los áfidos se haya realizado en el cempazúchil, puesto que son plantas de mayor talla que las de jitomate permitiendo, en consecuencia, el limpiado del estilete de los áfidos portadores de la partícula viral puesto que la mayor parte de los virus que transmiten son semipersistente (Peña, inédita 1990).

Con base en lo anterior, y de acuerdo con el análisis económico, el uso del cempazúchil como cultivo de asociación constituye una opción de manejo fitosanitario en el cultivo de jitomate ya que los beneficios netos de los tratamientos C-JS, CP-J y C-2J fueron superiores al testigo (T); asimismo, a pesar de que estos tratamientos tuvieron sólo la mitad (C-JS y CP-J) y dos terceras partes (C-2J) de plantas de jitomate con respecto al testigo sus rendimientos fueron muy similares a éste (Cuadro 6), si sumamos a esto la venta de flor de cempazúchil (cuyo valor está abajo del jitomate), se tiene un beneficio neto mayor, por lo que en los tratamientos C-2J (una planta de cempazúchil por dos de jitomate) se tuvo una tasa de retorno marginal de 72.9% y para CP-J (una planta de cempazúchil por una de jitomate, con poda del primero) de 198.6% (Fig. 6 y Cuadro 8) y, a pesar de tener una menor cantidad de plantas de jitomate en este último tratamiento, la poda del cempazúchil permitió un incremento en el rendimiento de fruto de jitomate y, por tanto, una mayor tasa de retorno marginal.

Además de los beneficios anteriormente mencionados hay que mencionar que al final del ciclo de los cultivos, con la

incorporación de los residuos del cempazúchil, podría quizás lograrse una reducción significativa de las poblaciones de *N. aberrans* lo cual repercutiría en el ahorro de la compra y aplicación de nematocida y, consecuentemente, la disminución de riesgos de intoxicaciones y el deterioro del ambiente al prescindir, o al menos reducir, el uso de compuestos tan tóxicos como los nematocidas granulados.

En los tratamientos con incorporación de cempazúchil (CA y CD) los costos que varían (según el análisis económico) fueron muy altos (Cuadro 6); no obstante, la estrategia que realmente podría evidenciar las ventajas de la rotación con cempazúchil e incorporación de sus residuos, sería dejar que el cempazúchil complete su ciclo para tener el beneficio de la venta de la flor.

CONCLUSIONES

Del análisis y discusión de los resultados obtenidos en la presente investigación, se pueden deducir las siguientes conclusiones:

1.- El cultivo de cempazúchil e incorporación de sus residuos 15 días antes del trasplante de jitomate (trat. CD) redujo significativamente la población e infección de *N. aberrans*.

2.- En general, los tratamientos con asociación cempazúchil-jitomate mostraron una reducción en la población e infección de *N. aberrans*, pero solamente en el tratamiento C-2J (cempazúchil-jitomate en una relación 1:2) la reducción de la población del nemátodo fue significativa.

3.- La asociación cempazúchil-jitomate en los diferentes tratamientos redujo significativamente (57% a 66%) la población de áfidos alados.

4.- En todos los tratamientos con asociación cempazúchil-jitomate hubo una reducción significativa (83% a 91%) en el número de plantas con aparente virosis.

5.- Con excepción del tratamiento C-J (cempazúchil-jitomate en una relación 1:1 sin poda del primero), todos los demás tratamientos con asociación cempazúchil-jitomate incrementaron la producción de fruto por planta de (13% a 81%) en comparación con el testigo.

6.- En los tratamientos asociación cempazúchil-jitomate y en el tratamiento con nematicida, solamente el 4% al 6% de la producción total de fruto, correspondió a rezaga, mientras que en el resto de los tratamientos ésta fue del 12% al 23%. Además, en todos los tratamientos con asociación la mayor parte de los frutos de rezaga no presentaron daño por *Alternaria sp.*, en comparación con el resto de los tratamientos.

7.- Desde el punto de vista económico es factible asociar el cempazúchil con jitomate en las siguientes modalidades: alternar una planta de cempazúchil con una de jitomate en el mismo surco pero con poda del cempazúchil (CP-J); alternar una planta de cempazúchil con dos de jitomate en el mismo surco y sin poda del cempazúchil (C-2J) y alternando un surco de cempazúchil con uno de jitomate (C-JS).

8.- Los tratamientos con las mayores tasas de retorno marginal fueron: aplicación de nematicida (N) con 210.8% y los tratamientos CP-J (asociación cempazúchil-jitomate entre plantas en una relación 1:1 y poda del primero) con 198.6% y C-2J (asociación cempazúchil-jitomate entre plantas, relación 1:2) con 72.9%.

BIBLIOGRAFIA

Agro-síntesis, 1985. Cempazúchil, de flor de veneración a flor de uso industrial. Vol.16(12):54-59.

Alvarez T., Y. 1987. Determinación de superficie a sembrar tomate de exportación. Tesis de maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México.

Aparicio O., G., M.B. Márquez y B.R. Montes., 1989. Efecto directo de la urea y el sulfato de amonio sobre el segundo estadio larvario (J2) de *Nacobbus aberrans* bajo condiciones de laboratorio. Memorias del XVI Congreso Nac. de la Sociedad Mexicana de Fitopatología. Montecillo, México. pág. 179.

Bailey, L.H. 1949. Manual of cultivated plants most commonly grown in the continental United States and Canada. Ed. Macmillan Company. U.S.A. p:1013.

Bakker, J., F.J. Gommers, I. Nieuwenhuis y Wynbrey. 1979: Photoactivation of the nematicidal compound terthienyl from roots of marigolds (*Tagetes* Species). J. Biol. Chem. 254:1841-1844.

Barrón M., G.S. 1982. Comparación de Achiote (*Bixa orellana* L.) natural, citrahaxantina (*Citrus aurantium* L.) sintético, carofil rojo-amarillo (*Tagetes erecta* L.) sintéticos y cromophyl-oro + rendon 300 (*Tagetes erecta* L.) sintéticos, en la pigmentación de la yema del huevo. Tesis profesional. ITESM. Div. Ciencias Agropecuarias y Marítimas, Monterrey, N.L.

Bhardwaj, D.K., R.K. Jain and R.M. Kohli. 1983. 8-Hydro-Xyquercetagetin from petals of *Tagetes erecta*. Chem. Abstr. 99:408.

Brunner D., M.P. 1967. Jicamilla del chile causada por un nuevo nemátodo y obtención de fuentes de resistencia. *Agrociencia* 2:92-98.

Caballero R., N. 1970. Estudios del nemátodo nodulador *Nacobbus* sp. (Thorne y Allen) causante de la jicamilla del chile. Tesis profesional. ENA Chapingo, México.

Cabral, F. 1969. Da color el cempoalxóchitl. *El Surco* 74:2.

Castro A., A.E., M.E. Zavaleta, G.V. Zamudio y V.I. Cid del Prado. 1990. Rotación e incorporación de *Fagopyrum esculentum* Linneo para el control de *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood en cultivos de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) en Tecamachalco, Pue. *Rev. Mexicana de Fitopatología* 8:173-180.

Caswell, E.P, J. DeFrank, W.J, Apt y C.S. Tang. 1991. Influence of nonhost plants on population decline of *Rotylenchulus reniformis*. *J. of Nematology* 23(1):91-98.

CIMMYT, 1988. La formulación de recomendaciones a partir de datos agronómicos: un manual metodológico de evaluación económica. México, D.F. 79p.

Cid del Prado V., I. 1985. Ciclo de vida de *Nacobbus aberrans* (Thorne 1935) Thorne & Allen, 1944. En: *Fitopatología Avanzada I*. M.N. Marbán e I.J. Thomason (Eds). Colegio de Postgraduados. Montecillo, México. pp:57-65.

Clark, S.A. 1967. The development and life history of the false root-knot nematode, *Nacobbus serendipiticus*. *Nematropica* 13:91-101.

Conover, W.J. y R. L. Iman. 1981. Rank transformations as a bridge between parametric and nonparametric statistics. *The American Statistician*. 35(3):124-133.

Coon, C.N. y J-R. Couch. 1976. Effect of storage and fatty acid esters on the utilization of xanthophyll from marigold meal by laying hens. *Poultry Science* 55(1):841-847.

Costilla, M. 1985. El nemátodo "rosario" o el "falso nemátodo del nódulo", *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) Thorne & Allen, 1944 y su relación con el cultivo de papa en el noroeste Argentino. Estación Exp. Agro-Industrial "Obispo Colombes". Argentina.

-----, A.M. y H.J. Basco. 1984. Control químico del falso nemátodo del nudo *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) Thorne & Allen, 1944, en tubérculos de papa. *Rev. Ind. y Agrícola de Tecumán* 61 (1):39-45.

Cuca G., M., G.E. Avila y N.A. Proco. 1980. La alimentación de las aves de corral. Colegio de Postgraduados. Chapingo, México. 26p.

Chang, G.F., G.H. Towers y J.C. Mitchell. 1975. Ultraviolet medicated antibiotic activity of Thiophene compound of *Tagetes spp.* *Phytochemistry* 14:2225-2296.

Chikaoka, I., N. Ohbayashi y S. Suina. 1986. The effect of green-manure, marigold, groundnut, sorghum and watermelon on the population dynamics of *Pratylenchus penetrans* and *Meloidogyne incognita*. *Helminthology Abst. Series-B Plant Nematology* 55(3):111.

Chindo, P.S. y F.A. Khan. 1986. Effect of the damage caused by the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* on tomato. International Nematology Network Newsletter 3(4):30-33.

Daulton, R.A. y C.J. Nusbaum. 1961. The effect of soil temperature on survival of the root-knot nematode *Meloidogyne javanica* and *M. hapla*. Nematologica 6:280-294.

----- y R.F. Curtis. 1963. The effects of *Tagetes* spp. on *Meloidogyne javanica* in Southern Rhodesia. Nematologica 9:357-362.

Departamento del Distrito Federal. 1988. Sistema producto-jitomate para el Distrito Federal. Serie temática sistema producto. México. D.F. 26p

De la Jara A., F., F. Zerón, A. Tovar. 1983. Nemátodos y hongos asociados a plantas hospederas silvestres de campo de cultivo del Ejido de Boxtha, Actopan, Hgo. Nematropica 13(2):110-111.

Díaz B., V. y M.S. Morales. 1989. Incidencia del "Virus Chino" del jitomate, cuantificación de daños y su relación en diferentes fechas de siembra en Morelos. Memorias del XVI Congreso Nac. de la Sociedad de Fitopatología. Montecillo, México. p:85.

Diez, D. 1989. Fiestas de Día de Muertos. Geomundo (13)11:460-467.

Downum, K.R., G.A. Rosenthal y G.H.N. Towers. 1984. Phototoxicity of the Allelochemical, -Terthienyl to larvae of *Manduca sexta* (L.) (Sphingidae). Pesticide Biochemistry and Physiology 22:104-109.

Eisenback, J.D., H. Hirschman, J.N. Sasser y A.C. Triantaphyllon. 1983. Guía para la identificación de las 4 especies más comunes del nemátodo agallador (*Helicotylenchus* especies) con clave pictórica. Trad. Sossa M., C. Publicación cooperativa entre Depts of Plant Pathology and Gen North Carolina States Univ., CEFIT y AID. Raleigh. NC. 48pp.

El-Emary, N.A. y A.A. Ali. 1983. Revised phytochemical study of *Tagetes erecta*. Chemical abstracts 99:470.

Equihua P., E.A. 1977. Control químico del nemátodo *Nacobbus* sp. Thorne & Allen en el cultivo de chile. Tesis profesional. ENA Chapingo, México.

Espinosa A., S. 1981. Cromophyl-oro (*Tagetes erecta*) en dieta blanca como pigmentador de la piel de pollos de engorda en tres diferentes edades. Tesis profesional. ITESM. Div. Ciencias Agropecuarias y Marítimas, Monterrey, N.L.

Estrada L., E.I.J. 1987. El Códice Florentino; su información etnobotánica. Tesis maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México.

Franklin, I.M. 1959. *Nacobbus serendipiticus* galling nematode from tomatoes in England. Nematologica 4:286-293.

Ferguson, C.E. y J.P. Gould. 1978. Teoría microeconómica. 2^a ed. Ed. Fondo de Cultura Económica. México, D.F. pp.129-134.

Garzón T., J.A. 1985. Resistencia a las enfermedades "Permanente del jitomate" y "Perforado de la hoja del jitomate" en *Lycopersicon esculentum* var. *ceraciforme* (Línea 56) en el Bajío. Memorias del XII Congreso Nac. de la Sociedad Mexicana de Fitopatología. Guanajuato, Gto. p:186.

Gau, W., Ploschke, H.J. y Wuensche, C. 1983. Mass spectrometric identification of xanthopyll fatty acid esters from marigold lowers (*Tagetes erecta*) obtained by high-performance liquid chromatography using countercurrent distribution. Chemical Abstracts 99:317.

Gómez T., J. 1973. Contribución al estudio de infestación y dispersión del "Falso nemátodo del nudo de Cobb" *Nacobbus serendipiticus* Franklin en el Perú. Nematropica 3(1):4.

Gommers, F.J. 1973. Nematicidal principles in Compositae. Meded. Land bouwhoges-chool Wageningen. p. 17-73.

----- . 1981. Biochemical interactions between nematodes and plants and their relevance to control. Helm. Abst. Series-B Plant Nematology 50(1):9-21.

González de C.M. 1984. Especies vegetales de importancia económica en México. Contribución a su conocimiento. Ed. PORRUA S.A. 305p.

Guenthner, E., C.W. Carlson, O.E. Olson, G.O. Kohler y A.L. Livingston. 1973. Pigmentation of egg yolks by xanthophylls from corn, marigold, alfalfa and synthetic sources. Poultry Science 52(2):1787-1790.

Hatakeda, K., N. Saito, S. Ito, Y. Ikusina y T. Asano. 1986. A new nematicidal compound in French marigold. Helminth. Abst. Series-B Plant Nematology 55(3):112.

Hernández, F. 1943. Historia de las plantas de Nueva España. Tomo II. U.N.A.M., México.

Herrera C., L.N. 1982. Pigmentación de la piel de pollos de engorda con cromophyl-oro (*Tagetes erecta*) suministrado en diferentes edades y evaluación de las tonalidades de color por la preferencia del consumidor. Tesis profesional. ITESM. Div. Ciencias Agropecuarias y Marítimas. Monterrey, N.L.

Hoan, L.T. y R.G. Davide. 1979. Nematicidal properties of root extracts of seventeen plant species on *Meloidogyne incognita* Philip. *Agriculturist* 62:285-295. (Abstracts).

Hooper, D.J. 1986a. Extraction of free-living stages from soil. En: *Laboratory methods for work with plant and soil nematodes*. J.F.Southey (ed.). Minist. Agric. Fish. and Food. 6^a ed. Her Majesty's Stationery Office. London. pp. 5-30.

Hooper, D.J. 1986b. Extraction of nematodes from plant material. En: *Laboratory methods for work with plant and soil nematodes*. J.F.Southey (ed.). Minist. Agric. Fish. and Food 6^a ed. Her Majesty's Stationery Office, London. pp. 51-58.

Husain, S.I. y A. Massod. 1975. Effect of some plant extracts on larval hatching of *Meloidogyne incognita* (Kafoid & White) Chitwood. *Acta Botanica Indica* 3(2):142-146 (Abstracts).

Indra, R., M.K. Varma y B.S. Yadau. 1987. Nematostatic properties of *Tagetes patula* aqueous leaf extract on *Xiphinema bastri* Siddiqi, 1959. *Helminth. Abst. Series-B Plant Nematology* 56(2):65.

Inserra, R.N., G.D. Griffin y J.L. Anderson. 1983. Development of the false root-knot nematode, *Nacobbus aberrans* on sugarbeet. *J. of Nematology* 15(2):288-296.

Jatala, P. 1985. El nemátodo falso agallador de la raíz *Nacobbus* spp. En: Fitonematología Avanzada I. M.N. Marbán e I. J. Thomason (Eds). Colegio de Postgraduados Montecillo, México. pp:47-55.

Johnson, L.F. 1962. Effect of addition of cropping on bean to soil on root-knot of tomatoes II. Relation of soil, temperature, moisture and pH. *Phytopathology* 52:410-413.

-----1967. Reduction of root-knot of tomatoes with crop residues ammendments in field experiments. *Plant Disease Reporter* 51:219-222.

Jorgenson, E.C. 1984. Nematicides and nonconventional soil amendment in the management of root-knot nematodes on cotton. *J. of Nematology* 16:154-158.

Kaloshina, N.A. y A.V. Mazulin. 1983. Flavonoids from seeds of *Tagetes*. *Chem. Abst.* 98:369.

Kumari, R., K.K. Verma, K.S. Dhindsa, D.S. Bhatti. 1989. Screening of aerial parts of *Datura*, *Ipomoea*, *Tagetes* and *Lawsonia* for their nematicidal activity on *Meloidogyne javanica*. *Helm. Abst. Series-B Plant Nematology* 58(1):52.

Lear, B. 1959. Aplicattion of castor tomato and cropping on beans to soil to reduce nematodes populations. *Plant Disease Reporter* 43:459-460.

Lordello, L.G., A. Zamith y Book. 1961. Two nematodes found attacking potato in Cochabamba, Bolivia. *Anda Acad. Brasileira de Ciencias.* 33(2):209-215.

Losada G., M., C. Cardoso y M. Brandao. 1988. Plantas dañinas como medicamentos de uso popular. *Informe Agropecuario, Belo Horizonte* 13(150):21-29.

Luc, M. 1987. A reappraisal of Tylenchina (Nemata). The family Pratylenchidae Thorne, 1949. *Revue Nématol.* 10(2):203-218.

Mai, W.F. y H H Lyon, 1975. Pictorial key to genera of plant parasitic nematodes. Cornell University Press. 219 pp.

Martínez, M 1959 Plantas útiles de la flora mexicana. Ed. Botas. México

Mendoza, C., J.A. Pino y J. Ayala. 1963. Efecto de un antioxidante y una hormona sintética sobre la pigmentación de pollos de engorda. *Rev. Técnica Pecuaria en México.* Num. 1.

Mian, I. y R.K. Rodríguez. 1982. Soil amendments with oil cakes and chicken litter for control of *Meloidogyne arenaria*. *Nematropica* 12:205-220.

Montes B., R. 1973. Influencia de abonos orgánicos en la ecología e infectividad de *Nacobbus serendipiticus* en tomate. Tesis de maestría. Colegio de Postgraduados. Chapingo, México. 78 p.

-----, 1988. *Nematología Vegetal en México.* Sociedad Mexicana de Fitopatología. 158 p.

Morallo R., B. 1987. Botanical Pest Control Research in the Philippines. *Philippine Entomologist* 7(1):1-30.

-----, y A. Decena. 1984. The activity, isolation and purification of the insecticidal principles from *Tagetes*. *Biol. Abst.* 7(10):81-87.

-----, y L.C. Eroles. 1980. Two insecticidal principles from marigold (*Tagetes spp.*) roots. *Philippine Entomology* 4(1-2):87-98.

National Academy of Sciences. 1980. Desarrollo de las enfermedades de las plantas. Control de plagas de plantas y animales. Vol.1 Ed. Limusa 223p

Ortiz, V. 1980. Edafología. UACH. México.

Peña M., R. 1990. Clave para identificar los pulgones alados de las trampas amarillas en el Bajío. IPN. (Inédito).

Prasad, S.K. y J.M. Webster. 1967. Effect of temperature on the rate of development of *Nacobbus serendipiticus* in excised tomato roots. *Nematologica* 13:85-90.

Quintanar A., F. 1961. Las plantas ornamentales. SAG. México.

Roa, C.V., A. Mani y P.K. Roa. 1987. Effect of plant products on egg hatch and larval mortality of *Meloidogyne incognita*. *Helm. Abst. Series-B Plant Nematology* 56(2):68.

Rhoades, H.L. 1980. Relative susceptibility of *Tagetes patula* and *Aeschynomene americana* to plant nematodes in Florida. *Nematropica* 10(2):116-120.

Rodríguez, F. 1884. La flor de cempoalxóchitl, algunas observaciones y experiencias sobre su naturaleza y composición. Tesis Esp. en farmacia. Fac. de Medicina y Farmacia de México.

Rodríguez, E. y T.J. Mabry. 1977. Tageteae-chemical review. En: The biology and chemistry of the Compositae. Vol. 11. U.H. Heywood, J.R. Harbone y B.L. Turner (Edits). Academic Press, London. pp. 785-797.

Rodríguez, K.R. 1986. Organic and inorganic nitrogen amendments to soil as nematode suppressants. *J. of Nematology* 18(2):129-135.

Ruelo, J.S. y R.G. Davide. 1979. Studies on the control of *Meloidogyne incognita*: III Integration of Biological and Chemical control. *Philippine Agriculturist* 62:159-165.

Rzdowski, J. y G.C. de Rzdowski. 1985. Flora fanerogámica del Valle de México. Tomo II. IPN e I.E. México pp:430-590.

Salem, F.M. y G.Y. Osman. 1988. Effectiveness of *Tagetes* natural exudates on *Meloidogyne javanica* (Chitwood) nematode. *Helm. Abst. Series-B. Plant Nematology* 61(1):17-19.

Salgado S., M., M.N. Marbán y G.V. Zamudio. Comparación de los efectos de agregados orgánicos, nematicidas y solarización en la incidencia de *Meloidogyne incognita* asociado al cultivo de frijol en Tecamachalco, Pue. Memorias del XV Congreso Nac. de Fitopatología. Xalapa, Ver. p. 10.

Sánchez S., H.J. 1982. Evaluación del extracto de *Tagetes erecta* como pigmentador de los taracos en pollos de engorda en diferentes semanas de edad. Tesis profesional. ITES. Div. Ciencias Agropecuarias y Maritimas. Monterrey, N.L.

Scramin, S., H.P. Silva, L.M.S. Fernandes. y C.A. Yhan. 1987. Biological evaluation of 14 extracts of plant species on *Meloidogyne incognita* race I. *Nematologia Brasileira* 11:89-102.

Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos 1985. Anuario Estadístico de la Producción Agrícola Nacional. Subsecretaría de Planeación.

Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos 1988. Guía para la asistencia técnica agrícola. Área de influencia del campo agrícola experimental Zacatepec. Zacatepec, Morelos. México. 195p.

Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos 1989. Producción agrícola nacional de veinte y seis cultivos 1970-1988. Subdirección de Política y Concertación. 23p.

Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. 1990. Avances de siembra y cosecha de los cultivos principales. Estadísticas especiales. Subsecretaría de planeación. Dirección General de Estadísticas.

Sharma R., D. y D.D.G. Scolari. 1984. Efficiency of green manure and crop rotation in the control of nematodes under savannah conditions. *Nematologia Brasileira* 8:193-218.

Sher, S.A. 1970. Revision of genus *Nacobbus*, Thorne and Allen, 1944 (Nematoda:Tylenchoidea). *J. of Nematology* 2(3):228-235.

Silva J., J. 1989. Manejo de *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935)Thorne & Allen, 1944 asociado al cultivo de frijol en el Valle de Valsequillo, Pue. Tesis maestría, Colegio de Postgraduados Montecillo, México.

Strother, J.L. 1977. *Tagetes*-systematic review. En: The biology and Chemistry of the Compositae. Vol. 11. U.H. Heiwood, J.R. Harbone y B.L. Turner (Edits). Academic Press. London. pp. 769-783.

Thorne, G. 1935. The sugarbeet nematode and other indigenous endemic parasites of shadscale. *J. Agric. Res.* 1:509-514.

Thorne, G. 1961. Principles of Nematology. Ed. Mc. Graw Hill Book Company, USA. 553 p.

----- y M.W. Allen. 1944. *Nacobbus dorsalis* nov. gen. nov. spec. (Nematoda:Tylenchidae) producing galls on the root alfileria *Erodium acutarium* (L) L'Her. Proc. of the Helm. Soc. of Washington 11(1):27-31.

----- Y M.L. Shuster. 1956. *Nacobbus batatiformis* n. sp. (Nematoda:Tylenchidae), producing galls on the roots of sugarbeet and other plants. Proc. of the Helm. Soc. of Washington 23(2):128-134.

Toida, Y. 1972. Nematicidal effect of Mexican marigold *Tagetes minuta* against nematodes associated with mulberry. Japanese J. of Nematology 1:18-21. (Abstract).

Trostle, N.R. 1968. The enobotany of *Tagetes*. The Economic Botany. 22:317-325.

Vergel G , A , G.A. Sierra y C. Volcy 1979 *Tagetes patula* y *T erecta* para controlar *Meloidogyne incognita* y *Helicotylenchus dihystra*. Rev Facultad Nac de Agronomía 32(1):65-71

Wallece, H.R 1963. The biology of plant parasitic nematodes Ed Ward Arnold London (Publishers) LTD. pp. 231-258

Widjaja W W y W A Windrich 1974. Studies on nematological problems in Horticulture Jakarta Indonesia: 393-402. (Abstract)

Winoto, R S. 1969. Studies on the effect of *Tagetes spp* on plant parasitic nematodes Edited by Veerman H & N V Zonen. Wageningen 132 pp

Wright, M. 1979. Guía práctica ilustrada para el jardín. Vol. I y II. Ed. Blume, Barcelona.

Yepsen, R.B. 1976. Organic Plant Protection. Ed. Rodale Press. 688 p.

Zamudio G., V. 1987. Evaluación de la resistencia de colecciones y variedades comerciales de tomate (*Lycopersicon spp.*) a *Nacobbus aberrans* Thorne y Allen. Tesis maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México.

-----y M.N. Marbán. 1983. Control de nemátodos en el cultivo del jitomate (*Lycopersicon esculentum*) en el Valle de Valsequillo, Pue. México. *Nematropica* 93(2):123.

Zavaleta M., E. 1978. Búsqueda de plantas con propiedades nematocidas. En Avances de la Enseñanza y la Investigación. Colegio de Postgraduados. Chapingo, México. p. 198.

-----, 1986. Modificadores orgánicos en el manejo de enfermedades radicales. *Rev. Mexicana de Fitopatología* 5:159-168.

-----y R.I. Rojas. 1988. Efecto de la incorporación de residuos de crucíferas sobre fitopatógenos del suelo I. Efecto de la incorporación de la col sobre *Meloidogyne incognita* (Kofoid y White) Chitwood. *Rev. Mexicana de Fitopatología* 6:30-35.

Zechmeister, L. y J.W. Scase. 1974. A blue-fluorescing compound, tierthienyl, isolated from Marigolds. *Phytochemistry* 69:273-375.

APENDICE

Cuadro 1. Escala de índice de agallamiento para *Meloidogyne spp* por Daulton y Nusbaum (1961).

INDICE	DESCRIPCION DEL VALOR DEL INDICE
0	Libre de agallas
1	Incipiente, menos de 5 agallas
5	Muy ligera, hasta 25 agallas
10	Ligera, 26 a 100 agallas
25	Moderada, numerosas agallas pequeñas distinguibles entre sí.
50	Moderadamente grave, numerosas agallas, muchas unidas entre sí
75	Grave, agallas muy numerosas, la mayoría unidas entre sí. Con un ligero retraso del crecimiento de la raíz.
90	Muy grave, invasión masiva y poco crecimiento radical.
100	Extremadamente grave, invasión masiva y sin desarrollo radical.

Cuadro 2. Población media semanal de áfidos capturados por trampas amarillas con agua en Montecillo, México. Verano 1990.

FECHA	T R A T A M E N T O ^{a)}				
	T	C-J	CP-J	C-2J	C-JS
27/junio	20.75	14.75	18.25	25	22.5
5/julio	0.5	0.75	1.75	0.75	0.0
10/julio	8.75	13.25	13.25	15.25	13.75
20/julio	38.75	33.75	37.0	32.0	27.0
27/julio	80.25	113.0	62.5	102.5	81.5
3/agosto	292.25	204.5	195.75	173.25	177.5
10/agosto	520.0	259.25	343.0	408.5	344.75
17/agosto	668.0	261.0	404.75	352.75	261.25
24/agosto	3976.0	1289.25	4045.25	1581.25	1202.25
31/agosto	1239.25	305.25	869.75	358.0	231.0
7/sept.	335.75	101.75	218.5	106.5	93.25
14/sept.	101.0	18.0	38.0	19.75	23.5
21/sept.	43.5	11.25	14.25	10.25	8.25
28/sept.	61.25	20.0	17.75	13.25	16.5
2/octubre	7.0	1.75	3.25	2.75	2.0

a) Todas las cifras representan el promedio de cuatro repeticiones.

Cuadro 3. Población media semanal de mosquitas blancas capturadas por trampas amarillas con agua en Montecillo, México. Verano 1990.

FECHA	T R A T A M I E N T O ^{a)}				
	T	C-J	CP-J	C-2J	C-JS
27/junio	0	0	0	0	0
5/julio	0	0	0	0	0
10/julio	0	0	0	0	0
20/julio	2	3	2	1	1
27/julio	0	2	0	1	0
3/agosto	1	3	2	0	0
10/agosto	3	3	3	4	4
17/agosto	2	1	3	3	2
24/agosto	3	3	5	4	3
31/agosto	4	3	2	4	2
7/sept.	14	6	8	5	5
14/sept.	4	1	2	2	2
21/sept.	0	0	0	0	0
28sept.	10	5	5	4	5
2/octubre	7	1	1	0	1

a) Todas las cifras representan el promedio de cuatro repeticiones.

Cuadro 4. Condiciones agrometereológicas, promedios semanales que se utilizaron en la correlación con la población media semanal de áfidos capturados por trampas amarillas con agua en Montecillo, México. Verano 1990.

FECHA	V A R I A B L E										
	TEMPERATURA (C)			HUMEDAD RELATIVA(%)			PRECI- PIT.	VIEN- TO		RADIA CION	
	MAX.	MIN.	MED.	MAX.	MIN.	MED.	(mm)	2m	6m	(Ly)	
22-28/jun	27.5	11.1	19.3	91.3	43.5	67.4	3.9	1.1	1.2	375	
29-5/jul.	26.9	9.7	18.3	90.7	44.7	67.7	10.4	0.9	1.7	388	
6-12/jul.	26.9	10.1	18.5	91.0	42.8	66.9	7.8	1.2	1.3	375	
13-19/jul	28.3	8.4	18.3	91.6	37.7	64.6	1.1	1.1	1.8	460	
20-26/jul	26.7	8.1	17.0	91.5	35.0	63.2	1.3	0.5	1.5	484	
27-2/agos	26.0	8.9	17.4	91.2	38.6	64.9	4.3	1.2	1.4	458	
3-9/agost	24.5	8.0	16.2	92.5	42.1	67.3	4.9	1.3	1.7	341	
10-16/ago	29.2	7.3	18.3	92.5	38.6	65.8	8.4	0.9	1.0	443	
17-23/ago	29.7	5.7	17.7	92.9	35.1	64.0	1.2	1.1	1.2	491	
24-30/ago	27.5	7.6	17.6	92.5	38.0	65.2	3.7	1.5	.	455	
31-6/sept	26.7	8.7	17.7	92.2	40.2	66.2	2.6	0.7	.	425	
7-13/sept	25.3	9.6	17.5	92.9	44.3	68.4	5.9	0.5	1.0	387	
14-20/sep	26.0	8.9	17.5	92.5	44.5	68.5	5.2	.	1.0	433	
21-27/sep	26.7	6.6	16.7	93.6	36.3	65.0	0.5	.	1.8	407	
28-4/oct	29.2	3.2	16.2	92.7	24.1	58.3	1.3	.	1.6	563	

Estación: Agrometereología y Lisimétrica.
Centro: Hidrociencias, C.P. Montecillo, México.

Cuadro 5. Correlaciones de la cantidad acumulada de áfidos alados capturados semanalmente con las condiciones ambientales prevalecientes durante el periodo de captura de éstos en Montecillo, México. Verano, 1990.

TRATS.	COEFICIENTE DE CORRELACION									
	TEMPERATURA			HUMEDAD RELATIVA			PRECIP. PLUVIAL	VIENTO		RADIACION GLOBAL
	MAXIMA	MINIMA	MEDIA	MAXIMA	MINIMA	MEDIA		2m	6m	
C-2J	0.41NS	-0.36NS	-0.04NS	0.30NS	-0.18NS	-0.15NS	-0.21NS	0.24NS	-0.25NS	0.23NS
C-J	0.22NS	-0.36NS	-0.03NS	0.28NS	-0.20NS	-0.17NS	-0.23NS	0.23NS	-0.26NS	0.27NS
C-JS	0.39NS	-0.35NS	-0.05NS	0.29NS	-0.18NS	-0.15NS	-0.21NS	0.22NS	-0.25NS	0.22NS
CP-J	0.25NS	-0.36NS	-0.01NS	0.30NS	-0.20NS	-0.17NS	-0.25NS	0.20NS	-0.26NS	0.28NS
T	0.46NS	-0.37NS	-0.00NS	0.32NS	-0.19NS	-0.16NS	-0.23NS	0.28NS	-0.19NS	0.24NS

Cuadro 6. EXTRACCION DE NEMATODOS DEL SUELO CON LA TECNICA DE CENTRIFUGACION-FLOTACION (Hooper, 1986a).

1. Homogeneizar perfectamente el suelo de cada muestra y tomar 200 cc de suelo, los cuales se depositan en una probeta de 1000 ml de capacidad con 200 ml de agua aforando a 400 ml.
2. Vertir el suelo de la probeta a una cubeta y agregar 1.5 lt de agua, agitar para romper los terrones, homogeneizando bien el suelo hasta obtener una suspensión lodosa, después dejar reposar por espacio de 20 segundos.
3. Una vez transcurridos los 20 segundos se pasa la suspensión por una serie de tamices de 40, 60, 100 y 325 mallas, el material retenido en los tamices de 100 y 325 mallas se colecta en un vaso de precipitado de 50 ml. Los residuos del tamiz 40 y 60 mallas se elimina, ya que son partículas muy gruesas.
4. Se tira el sobrenadante del vaso de precipitado a través del tamiz de 500 mallas y lavar con una pizeta para coleccionar el contenido en el mismo vaso de precipitado, con la finalidad de tener un menor volumen.
5. Al vaso de precipitados se le pone un gramo de caolin aproximadamente, mezclando perfectamente.
6. El contenido del vaso de precipitados se pasa a un tubo de centrifuga, se procede a centrifugar a una velocidad de 3500 rpm por espacio de cinco minutos, eliminándose el sobrenadante.

- 7 El precipitado se resuspende en una solución azucarada con una densidad de 19.5 grados Baume (se logra preparando la solución a una concentración del 45% al 55%, con azúcar comercial), después nuevamente se procede a centrifugar a una velocidad de 3000 rpm por espacio de tres minutos.

8. El sobrenadante se pasa por un tamiz de 500 mallas lavando con agua de la llave, con la finalidad de eliminar la solución azucarada. El material retenido en el tamiz se colecta en frascos de 20 ml, para posteriormente determinar la cantidad de larvas del segundo instar (J₂) como de hembras inmaduras presentes en la suspensión.

Esta técnica se utilizó para el suelo de cada una de las unidades experimentales.

Cuadro 7. EXTRACCIÓN DE NEMATODOS DE RAICES DE JITOMATE CON LA TÉCNICA DE MACERACIÓN-CENTRIFUGACIÓN-FLOTACIÓN (Hooper, 1986b).

1. Lavar las raíces con agua de la llave y proceder a cortarlas en trozos de 1 cm de longitud aproximadamente, posteriormente homogeneizar perfectamente y pesar 50 g de raíces.
2. Usando un vaso de licuadora conteniendo 400 ml de agua, se colocan las raíces y se licúa a la máxima velocidad por espacio de diez segundos.
3. Vertir el licuado de raíces por una serie de tamices de 40, 60, 100, 325 y 500 mallas, lavando con agua de la llave profusamente los residuos vegetales en el tamiz de 40 mallas.
4. El material retenido en los tamices de 100, 325 y 500 mallas se colecta en un vaso de precipitado de 50 ml. Los residuos del tamiz 40 y 60 mallas se eliminan, ya que son partículas muy gruesas.
5. Al vaso de precipitado se le pone un gramo de caolín, aproximadamente, mezclando perfectamente.
6. El contenido del vaso de precipitado se pasa a un tubo de centrifuga, se procede a centrifugar a una velocidad de 3500 rpm por espacio de cinco minutos, eliminándose el sobrenadante.
7. El precipitado se resuspende en una solución azucarada con una densidad de 19.5 grados Baume (se logra preparando la solución a una concentración del 45% al 55%, con azúcar comercial), después nuevamente se procede a centrifugar a una velocidad de 3000 rpm por espacio de tres minutos.

8. El sobrenadante se pasa por un tamiz de 500 mallas lavando con agua de la llave, con la finalidad de eliminar la solución azucarada. El material retenido en el tamiz se colecta en frascos de 20 ml, para posteriormente determinar la cantidad de larvas del segundo instar (J₂) como de hembras inmaduras presentes en la suspensión.

Esta técnica se utilizó para las raíces de cada una de las unidades experimentales.



IMPRESA SAGITARIO
PLAZA TEK "S"
ALLENDE 116 LOCAL 14
TEL. 4-97-79
TEXCOCO, MEX.