

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA  
ANTONIO NARRO  
DIVISION DE AGRONOMIA**



**Efecto Nematostático de un Producto Orgánico vs  
Meloidogyne sp. en Cebolla(Allium cepa L.) bajo  
Condiciones de Invernadero**

**Por :**

**JOSE PATRICIO GARCIA NARANJO**

**TESIS**

**Presentada como Requisito Parcial para  
Obtener el Título de :**

**INGENIERO AGRONOMO PARASITOLOGO**

**Buenavista, Saltillo, Coahuila, México**

**Junio de 1998**

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
DIVISION DE AGRONOMIA  
DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGIA AGRICOLA**

**Efecto Nematostático de un Producto Orgánico vs Meloidogyne sp. en  
Cebolla (Allium cepa L.) bajo Condiciones de Invernadero**

**Por :**

**JOSE PATRICIO GARCIA NARANJO**

**TESIS**

**QUE SOMETE A CONSIDERACION DEL H. JURADO EXAMINADOR COMO  
REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TITULO DE  
INGENIERO AGRONOMO PARASITOLOGO**

---

**ING. M.C. JESUS GARCIA CAMARGO**

**Presidente del jurado**

---

**DR. MELCHOR CEPEDA SILLER**

---

**ING. HECTOR HERNANDEZ**

**HUERTA**

**Sinodal**

**Sinodal**

---

**ING. M.C. MARIANO FLORES DAVILA**

**Coordinador de la División de Agronomía**

**Buenavista, Saltillo, Coahuila, México**

**Junio de 1998**

**DEDICATORIA**

**A mis padres:**

**Sr. Vicente García García**

**Sra. María Naranjo Ortíz**

**Con profundo respeto y cariño, quienes con su apoyo, confianza, esfuerzo, paciencia, comprensión, consejos y sacrificios, supieron brindarme incondicionalmente el impulso para lograr esta superación como persona y como profesionalista, sin temor a ser defraudados.**

**A mis hermanas:**

**Rosario Adriana**

**Guadalupe**

**Karina Viridiana**

**Blanca Esthela**

**Cindy Denisse**

**Valeria Analí**

**Por los lazos que nos unen y por su apreciada virtud en ofrecerme ánimos y alegría en los momentos en que más lo he necesitado.**

**A mis abuelos:**

**Maternos: Francisco Naranjo Murillo y Josefina Ortíz (†) que DIOS la tenga en su Santa Gloria.**

**Paternos: Juan García Méndez y Soledad García.**

**Que con su sabiduría y experiencia, supieron encaminarme al estudio de la Agronomía.**

**A mis tíos:**

**Herminia, Lidia, Francisco, Antonio, Flora, Francisca,  
Lucrecia, Felipe, Juan.**

**Por ser quienes me brindaron una valiosa orientación para salir adelante en mi carrera.**

**A mis primos:**

**Arturo, Leticia, Guadalupe, Martha, Jorge, Marcia Rosalba,  
Francisco, Martín, Antonio, Guillermo, Candelaria, Bertha, Luz, y algunos otros que por no mencionarlos no dejan de ser estimados.**

**Por su amistad y compañerismo que siempre los ha caracterizado.**

**A mi novia:**

**Srita. Esmeralda Alvarado Martínez.**

**Porque muchas veces, a lo largo de nuestro noviazgo, tu amor ha hecho la diferencia, regalándome lo mejor de ti, de tu propia vida. Para ti mi linda princesita, por todo tu cariño y comprensión, motivos que llenan mi vida de felicidad. Te quiero y te querré por siempre.**

**A la familia Alvarado Martínez:**

**Con mucho cariño al Sr. Espiridion Alvarado y a la Sra. María Martínez.**

**Por haberme abierto las puertas de su casa y permitirme conocer a esa hija tan maravillosa que tienen y que se los agradeceré toda la vida.**

**A la familia De La Rosa López:**

**En especial al Sr. Juan De La Rosa(†) que DIOS lo tenga en su Santa Gloria y a la Sra. Paula López.**

**Por todas aquellas facilidades alimenticias brindadas cuando más lo necesitaba y por la confianza ofrecida en los momentos más difíciles de mi vida.**

## **AGRADECIMIENTOS**

**A Dios:**

**Por haberme permitido vivir y por permitirme llegar hasta este momento de mi vida.**

**A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro:**

**Por acojarme en su seno y haberme permitido adquirir los conocimientos necesarios para mi formación profesional.**

**Al Ing. M.C. Jesús García Camargo:**

**Por haberme dado la oportunidad de realizar el presente trabajo de investigación, por su amistad, dedicación, estímulo, confianza, magnífica asesoría y acertada orientación, así como su valioso apoyo profesional que permitieron la culminación de dicho trabajo.**

**Al Dr. Melchor Cepeda Siller:**

**Por su orientación, apoyo y participación en la revisión del presente trabajo.**

**Al Ing. Héctor Hernández Huerta:**

**Por su amistad disponibilidad, revisando y aportando valiosas sugerencias al presente trabajo.**

**Al Ing. Ma. Magdalena Rodríguez Valdés:**

**Por todas aquellas facilidades para la impresión de la presente tesis.**

**A BIOCAMPO, S.A. de C.V., a través del M.C. Modesto Andrade:**

**Por su decidido y acertado apoyo al proporcionarme el producto orgánico a base de quitina, así como para la impresión y encuadernación de la presente tesis.**

**A mis amigos y compañeros de la generación LXXXIV:**

**Por todas esas horas de convivencia, trabajo, amistad, estudio inolvidable, desvelos y porque me han dado buenos ejemplos que me han ayudado a ser mejor.**

**A los maestros:**

**A todos aquellos que me brindaron los medios académicos para llegar a buen fin mis estudios profesionales.**

**A las secretarias:**

**Sra. Emma Torres Luiz y Srita. Martha Cervantes.**

**Por todas aquellas facilidades brindadas para el acceso a la computadora y culminación de la tesis.**

## INDICE DE CONTENIDO

	Página
INDICE DE CUADROS .....	xi
INDICE DE FIGURAS .....	xii
INTRODUCCION .....	13
OBJETIVO .....	14
HIPOTESIS .....	15
REVISION DE LITERATURA .....	16
ORIGEN DEL CULTIVO DE LA CEBOLLA .....	16
VALOR NUTRITIVO DEL CULTIVO DE LA CEBOLLA .....	19
Composición química del bulbo .....	19
Contenido de vitaminas del bulbo .....	19
DESCRIPCION BOTANICA DEL CULTIVO .....	20
Raíz .....	20
Tallo .....	21
Hojas .....	21
Flor .....	21
Inflorescencia .....	22
Fruto .....	22
Bulbo .....	22
Pungencia .....	23
Semilla .....	23
TIPOS Y CULTIVARES DE CEBOLLA .....	23
CULTIVARES MAS UTILIZADOS EN NUESTRO PAIS .....	24
DISTRIBUCION GEOGRAFICA .....	25
Mundial .....	25

Nacional	25
<b>CLASIFICACION TAXONOMICA DEL CULTIVO</b>	<b>27</b>
<b>FACTORES EDAFOCLIMATOLOGICOS</b>	<b>28</b>
Factores edáficos	28
Grado de acidez	28
Grado de salinidad	29
Factores climáticos	29
Altitud	29
Latitud	29
Temperatura	29
Luz	32
<b>FERTILIZACION</b>	<b>32</b>
Manejo de fertilizantes	32
Nitrógeno	33
Fósforo	33
Potasio	34
Respuesta a microelementos	34
<b>PLAGAS Y ENFERMEDADES</b>	<b>36</b>
Enfermedades	36
Pudrición blanca( <u>Sclerotium cepivorum</u> Berk.)	36
Mancha púrpura( <u>Alternaria porri</u> Elli.)	36
Mildiu vellosa( <u>Peronospora destructor</u> Berk.)	37
Raíz rosada( <u>Pyrenochaeta terrestris</u> Hans.)	37
Moho gris( <u>Botritis</u> sp.)	37
Plagas	37
Trips( <u>Thrips tabaci</u> Liderman)	37
Minador de la hoja( <u>Liriomyza</u> sp.)	38
Nemátodos	38
Síntomas ocasionados a las plantas	39
Como afectan a las plantas	39
Género <u>Meloidogyne</u>	40



Generalidades	-41
Ubicación taxonómica	42
Distribución geográfica	42
Morfología	43
Ciclo de vida	-45
Etapa pre-parasítica	-45
Etapa parasítica	-46
Adulto	-47
Reproducción	47
Hospederos	48
Efectos en el desarrollo de las plantas	48
Físicos	48
Fisiológicos	-48
<b>CONTROL DE LOS NEMATODOS</b>	<b>49</b>
Biológico	-49
Estimulación de microorganismos depredadores	
antagonistas	-49
Enmiendas de quitina para el control de nemátodos	-54
Diseño y formulación de enmiendas útiles	-58
Degradación e hidrólisis de la quitina	60
Degradación microbiana del caparazón residual del	
camarón	-60
Conversión microbiana de la quitina del caparazón	
del camarón y producción enzimática	-60
<b>MATERIALES Y METODOS</b>	<b>61</b>
UBICACION DEL AREA DE ESTUDIO	61
ESTABLECIMIENTO DEL EXPERIMENTO	-61
DESCRIPCION DEL AREA EXPERIMENTAL	-62
NEMATROL LIQUIDO	-63
Aplicación	64
Concentración recomendada	64

Concentración alta	64
MALEZAS	65
RIEGOS	65
FERTILIZACIONES	65
Foliales	65
Al suelo	66
TOMA DE MUESTRAS DEL SUELO	67
PROCESAMIENTO Y ANALISIS DE LAS MUESTRAS DEL SUELO	68
RESULTADOS Y DISCUSION	69
PRIMER MUESTREO	69
SEGUNDO MUESTREO	69
TERCER MUESTREO	70
CUARTO MUESTREO	70
QUINTO MUESTREO	71
SEXTO MUESTREO	71
SEPTIMO MUESTREO	72
RECUENTO DE AGALLAS	81
CONCLUSIONES	84
RESUMEN	85
LITERATURA CITADA	87

## INDICE DE CUADROS

### Página

Cuadro 1. Superficie, producción y rendimiento de las principales hortalizas durante 1992 - - - - -	18
Cuadro 2. Composición química del bulbo - - - - -	19
Cuadro 3. Contenido de vitaminas del bulbo - - - - -	20
Cuadro 4. Principales estados productores de cebolla durante 1992 - - -	26
Cuadro 5. Fertilización de tres zonas productoras de cebolla - - - - -	32
Cuadro 6. Respuesta a microelementos - - - - -	35
Cuadro 7. Descripción del área experimental - - - - -	62
Cuadro 8. Composición del fertilizante foliar SINERBA(polvo) - - - - -	66
Cuadro 9. Composición del fertilizante al suelo ZIMAFERT - - - - -	66
Cuadro 10. Poblaciones totales de nemátodos en los diferentes tratamientos y muestreos a diferentes días de evaluación - - -	73
Cuadro 11. Análisis de varianza de las poblaciones totales de nemátodos en los diferentes tratamientos y muestreos a diferentes días de evaluación - - - - -	73
Cuadro 12. Poblaciones totales de nemátodos del género <u>Meloidogyne</u> en los diferentes tratamientos y muestreos a diferentes días de evaluación - - - - -	77
Cuadro 13. Análisis de varianza de las poblaciones totales de Nemátodos del género <u>Meloidogyne</u> en los diferentes tratamientos y muestreos a diferentes días de evaluación - - - - -	77

<b>Cuadro 14. Número promedio de agallas en las plantas de cebolla ocasionadas por el género <u>Meloidogyne</u> en los diferentes tratamientos</b>	<b>81</b>
<b>Cuadro 15. Análisis de varianza del número de agallas en las plantas de cebolla ocasionadas por el género <u>Meloidogyne</u> en los diferentes tratamientos</b>	<b>82</b>

## INDICE DE FIGURAS

Página	
	<b>Figura 1. Anatomía de <u>Meloidogyne</u> spp.</b> ----- <b>44</b>
	<b>Figura 2. Número promedio de nemátodos en los diferentes Tratamientos</b> ----- <b>75</b>
	<b>Figura 3. Poblaciones totales de nemátodos en los diferentes tratamientos y muestreos a diferentes días de evaluación</b> -- <b>76</b>
	<b>Figura 4. Número promedio de nemátodos del género <u>Meloidogyne</u> en los diferentes tratamientos</b> ----- <b>79</b>
	<b>Figura 5. Poblaciones totales de nemátodos del género <u>Meloidogyne</u> en los diferentes tratamientos y muestreos a diferentes días de evaluación</b> ----- <b>80</b>
	<b>Figura 6. Número promedio de agallas ocasionadas por el género <u>Meloidogyne</u> en los diferentes tratamientos</b> ----- <b>83</b>

## INTRODUCCION

La cebolla (Allium cepa L.), es una de las hortalizas de mayor importancia en la dieta del pueblo mexicano, ocupando con respecto a las amarilidáceas, el primer lugar por la gran cantidad de superficie sembrada y la demanda bastante alta de que es objeto durante todo el año; tiene además, un amplio y variado consumo (como condimento, fresca, deshidratada) e incluso se le ha dado uso medicinal, a tal grado que durante las dos guerras mundiales fue utilizada para curar las heridas de los soldados y en la medicina popular se usa para la extracción de espinas y astillas, inflamaciones de la piel y enfermedades gastrointestinales; sus diferentes colores, formas y tamaños, dependen de la región y el gusto del mercado.

La cebolla se encuentra muy ligada a la tradición y a la cultura culinaria de México, ya que se produce en prácticamente todas las regiones del país, y genera una autosuficiencia excelente porque su disponibilidad permanente a lo largo del año no se ve afectada por el comportamiento del mercado exterior.

Después de la cebolla entre los cultivos de bulbo, el ajo (Allium sativum L.), ocupa el segundo lugar en importancia por la superficie sembrada.

Se considera a la cebolla como la quinta hortaliza más importante que se cultiva en México. Se siembran más de 30,000 hectáreas y se producen arriba de 500,000 toneladas. Con esta producción, México se ubica entre los 10 principales países productores del mundo.

A pesar del gran avance en la tecnología agrícola, el déficit en la alimentación se ha perfilado como el principal problema que confronta el hombre en la actualidad. El déficit es ocasionado en su mayor parte, por los contratiempos climatológicos, así como las plagas y enfermedades agrícolas que afectan notablemente el desarrollo social y económico en todas las regiones habitadas del mundo, debido a que reducen el rendimiento de las plantas y la calidad de los productos vegetales.

A través de los años, el hombre ha tratado de perfeccionar o crear nuevas técnicas de manejo y control de patógenos vegetales, a fin de reducir los daños ocasionados a sus plantas. En el interior del suelo, se cuenta con una infinidad de problemas fitosanitarios, entre los que destacan los ocasionados por nemátodos, pues algunos producen daños muy severos que reducen la producción.

En la actualidad, el control de los nemátodos por medio de productos orgánicos no ha sido muy investigado, razón por la cual han sido poco utilizados.

Sin embargo, son una de las mejores alternativas por su baja toxicidad y que cuando se les llega a dar un uso adecuado, se puede lograr un control eficiente e los nemátodos fitoparásitos, motivo por el cual, se consideró la realización de la presente investigación bajo el siguiente objetivo:

## **OBJETIVO**

- 1.- **Determinar la dosis más efectiva de un producto orgánico a base de enzimas para el control de nemátodos del genero Meloidogyne.**

## **HIPOTESIS**

- 1. Habrá una dosis mínima eficiente.**
- 2. Podría esperarse un efecto negativo al aplicar una mayor concentración del producto.**

## REVISION DE LITERATURA

### ORIGEN DEL CULTIVO DE LA CEBOLLA.

La cebolla es un vegetal importante en todo el mundo, aparentemente originaria de Asia y que se ha utilizado desde los albores de la civilización, como los primeros exploradores y colonizadores fueron quienes la introdujeron al Nuevo Mundo, su empleo en América es relativamente reciente (Halfacre,1984).

Castaños(1993), menciona que la mayoría de las hortalizas se originaron en ocho regiones agroecológicas de la geografía del planeta, reconociéndose en algunas especies (frijol, cebolla, berenjena, entre otras) dos o más centros de origen, como a continuación se observa:

REGION	ESPECIES MAS IMPORTANTES
I. China central (incluye las regiones montañosas y las zonas central y occidente de China).	Cebolla, col, rábano, pepino, nabo, ruibarbo y lechuga.
II. India (se contemplan solamente las regiones de Assam y Burma).	Berengena, apio, lechuga india.
III.Asia central (se incluye el noroeste de India: Punjab, noroeste de frontier y Kashmir, además, parte de la ex-URSS y Afganistan).	Espinaca, zanahoria, chícharo, ajo, cebolla, rábano, y haba.



<p><b>IV. Asia menor (figura toda la zona de Transcaucasia , Irán y Yurkemenistán: ex-URSS).</b></p>	<p><b>Lenteja, mostaza, lechuga, escarola, betabel, rábano y ruibarbo.</b></p>
<p><b>V. Mediterráneo (la región más importante, que abarca todas las fronteras del mar mediterráneo).</b></p>	<p><b>Apio, espárrago, alcachofa, puerro, berenjena, perejil, cebolla y achicoria.</b></p>
<p><b>VI. Etiopía (incluye la región de Abisinia, así como Eritrea).</b></p>	<p><b>Sandía, cebolla y okra.</b></p>
<p><b>VII.Sur de México y América Central (contemplando el sur de México, así como Guatemala, Honduras y Costa Rica).</b></p>	<p><b>Chile, calabacita, calabaza, tomate cherry, camote, chayote</b></p>
<p><b>VIII.América del Sur (se encuentran los centros de Ecuador, Perú y Bolivia).</b></p>	<p><b>Papa, tomate y calabacita.</b></p>

**Incluso el la Biblia se hace referencia de la cebolla, mencionándola como alimento en Egipto (año 3000 a. de C.). Posteriormente el cultivo de la cebolla se extendió a la India en el año 600 a. de C.; asimismo, las propiedades curativas de esta hortaliza fueron ensalsadas por Hipócrates de Cos, eminente médico griego de la antigüedad (Valadez, 1997).**

**Cuadro 1. Superficie, producción y rendimiento de las principales Hortalizas durante 1992.**

<b>CULTIVO</b>	<b>SUPERFICIE SEMBRADA (ha)</b>	<b>SUPERFICIE COSECHAD A (ha)</b>	<b>PRODUC- CION (ton)</b>	<b>RENDI- MIENTO (ton / ha)</b>
<b>Ajo</b>	<b>8,551</b>	<b>8,482</b>	<b>62,543</b>	<b>7.4</b>
<b>Calabacita</b>	<b>30,709</b>	<b>28,243</b>	<b>294,197</b>	<b>10.4</b>
<b>Cebolla</b>	<b>41,809</b>	<b>40,193</b>	<b>674,339</b>	<b>16.7</b>
<b>Chile verde</b>	<b>104,990</b>	<b>95,893</b>	<b>866,599</b>	<b>9.0</b>
<b>Espárrago</b>	<b>11,595</b>	<b>9,978</b>	<b>38,532</b>	<b>3.8</b>
<b>Fresa</b>	<b>5,796</b>	<b>5,647</b>	<b>75,744</b>	<b>13.4</b>
<b>Jitomate</b>	<b>90,094</b>	<b>77,539</b>	<b>1'413,295</b>	<b>18.2</b>
<b>Melón</b>	<b>53,272</b>	<b>42,816</b>	<b>495,732</b>	<b>11.5</b>
<b>Papa</b>	<b>74,769</b>	<b>72,121</b>	<b>1'212,915</b>	<b>16.8</b>
<b>Pepino</b>	<b>19,789</b>	<b>14,981</b>	<b>217,784</b>	<b>14.5</b>
<b>Tomate</b>	<b>25,831</b>	<b>2,417</b>	<b>260,586</b>	<b>10.8</b>
<b>Zanahoria</b>	<b>9,979</b>	<b>9,401</b>	<b>239,555</b>	<b>25.4</b>
<b>TOTAL</b>	<b>474,224</b>	<b>407,711</b>	<b>5'851,821</b>	

**Fuente : Dirección General de Estadística. SARH (1994).**

## **VALOR NUTRITIVO DEL CULTIVO DE LA CEBOLLA.**

### **Composición química del bulbo.**

**Castaños (1993), menciona la composición química del bulbo, con valores en base a 100 gramos de porción comestible.**

### **Cuadro 2. Composición química del bulbo.**

<b>CONTENIDO</b>	<b>CANTIDAD</b>
<b>Agua</b>	<b>92 %</b>
<b>Energía</b>	<b>25 kilocalorías.</b>
<b>Proteína</b>	<b>1.7 gramos</b>
<b>Grasa</b>	<b>0.1 gramos</b>
<b>Carbohidratos</b>	<b>5.6 gramos</b>
<b>Fibra</b>	<b>0.8 gramos</b>
<b>Calcio</b>	<b>60 miligramos</b>
<b>Fósforo</b>	<b>33 miligramos</b>
<b>Fierro</b>	<b>1.9 miligramos</b>
<b>Sodio</b>	<b>4 miligramos</b>
<b>Potasio</b>	<b>257 miligramos</b>

### **Contenido de vitaminas del bulbo.**

**Castaños (1993), menciona el contenido de vitaminas del bulbo, con valores en base a 100 gramos de material fresco comestible.**

**Cuadro 3. Contenido de vitaminas del bulbo.**

<b>CONTENIDO</b>	<b>CANTIDAD</b>
<b>Vitamina A</b>	<b>5000 UI</b>
<b>Tiamina</b>	<b>0.07 miligramos</b>
<b>Rivoflavina</b>	<b>0.14 miligramos</b>
<b>Niacina</b>	<b>0.20 miligramos</b>
<b>Acido ascórbico</b>	<b>45 miligramos</b>
<b>Vitamina B 6</b>	<b>-----</b>

## **DESCRIPCION BOTANICA DEL CULTIVO.**

La cebolla es una planta bianual, monocotiledónea, de la cual se desarrolla el bulbo, que es la parte comestible en su primera etapa de crecimiento y los vástagos o tallos florales en la segunda etapa (Valadez, 1997).

### **Raíz.**

Edmond (1985), menciona que la planta adulta presenta un escaso desarrollo del sistema radicular, con la mayor parte de las raicillas, destinadas para la absorción dentro de un radio de 15 centímetros del tallo.

**El sistema de raíces es muy fibroso y ramificado (Valadez, 1997).**

Weaver y Bruner (1927), citados por Valadez (1997), reportan que el sistema de raíces puede alcanzar un crecimiento lateral de 40 a 45 centímetros y de 85 a 90 centímetros de profundidad.

#### **Tallo.**

Tiene el tallo floral hueco, fistuloso, no ramificado, ventrudo en la base, que alcanza de 1 a 1.50 metros de altura (Tiscornia, 1988).

Mientras que la SARH (1994), menciona que el tallo es un escapo que mide de 0.6 a 1.2 metros de altura, es hueco y ensanchado en la parte media baja.

El tallo es muy rudimentario y pequeño, ya que alcanza solo unos cuantos milímetros de longitud; realmente se le llama “falso tallo” al conjunto de hojas que forman el punto apical (Valadez, 1997).

#### **Hojas.**

Las hojas son radicales y basales, fistulosas y densas debajo de la parte media (SARH, 1994)

Las hojas son de color verde cenizo, tubulares y huecas, son sésiles y están constituidas por la vaina y el limbo. Cuando la planta es adulta, llega a formar de 10 a 30 hojas, con longitud promedio de 40 centímetros (Valadez, 1997).

#### **Flor.**

Las flores son en su mayoría de color lila o cercanas al blanco, que se encuentran en una umbela sustentada en 2 o 3 brácteas. Los pedicelos miden 2.5 centímetros o menos de longitud, con segmentos angostos,

**lanceolados o agudos. Los estambres son exsertos, los tres filamentos internos están expandidos en la base y son lobulados o dentados externamente (SARH, 1994).**

**Las flores son blanquecinas o violáceas, poseen 2 o 3 brácteas y 6 estambres; ovario es trilocular, con 2 óvulos en cada lóculo, formando 2 semillas en cada lóculo (Valadez, 1997).**

#### **Inflorescencia.**

**Es una umbela simple, que se forma al final del vástago o tallo floral. La umbela puede llegar a tener de 50 a 2000 flores (Valadez, 1997).**

#### **Fruto.**

**Es una cápsula con muchas semillas negras y planas (Del Bo, 1976).**

#### **Bulbo.**

**La cebolla se caracteriza por un gran bulbo piriforme o aplastado, formado por varias túnicas sobrepuestas, las interiores más carnosas y las exteriores más finas (Del Bo, 1976).**

**El bulbo de la cebolla es esferoidal, formado por varias capas superpuestas, tiernas y jugosas (Montes, 1980).**

**La cebolla presenta un bulbo tunicado, carnosos, comestible, con túnica exterior delgada y transparente. Este bulbo se forma rápidamente y en la superficie del suelo (Tiscornia, 1988).**

## **Pungencia.**

La pungencia en la cebolla, se refiere al sabor picante y al aroma fuerte que le son característicos, causados por un agente volátil llamado disulfuro de alil propilo ( $C_6H_{12}S_2$ ), reportado por primera vez en 1892 por Semmler. Asimismo, Semmler reportó también que este aceite se encuentra en el tejido de la cebolla en cantidad aproximada de 50 ppm (Valadez, 1997).

## **Semilla.**

Las semillas son lisas, negras, arrugadas o fruncidas cuando maduran; embrión curvado, germinación epigea; aproximadamente el peso de 100 semillas, equivalen a 4 gramos (Tindall, 1983).

## **TIPOS Y CULTIVARES DE CEBOLLA.**

Valadez (1997), menciona que la cebolla se clasifica de acuerdo con ciertas características, tales como color, fotoperíodo y forma.

### **a) Color.**

1.- Blancas: Eclipse-303, Alamo, White grano, Cojumatlán, Crystal white, Crystal wax, Suprema y Majestic.

2.- Amarillas: Granex yellow.

- 3.- Rojas o moradas: Red creole, Cojumatlán roja y criolla del país.
- 4.- Cafés: Chieftain.

b) Fotoperíodo (en México, solamente se explotan las variedades o cultivares de día corto).

- 1.- Día corto (10 a 12 horas): Eclipse L-303, White grano, Granex, Tampico, Suprema yellow, Red creole, Crystal white, Crystal wax, Cojumatlán y Alamo.
- 2.- Día intermedio (12 a 13 horas): Ebenezer, Tule y Long red italian.
- 3.- Día largo (> de 14 horas): Sweet spanish y Chieftain.

c) Forma.

- 1.- Achatada: Eclipse L-303.
- 2.- Globo alargado: Premier.
- 3.- Globo achatado: Tule y Granex.
- 4.- Trompo: White grano.
- 5.- Ahusada: Long red italian.

## **CULTIVARES MAS UTILIZADOS EN NUESTRO PAIS.**

Valadez (1997), menciona los cultivares de cebolla que son más utilizados en las diferentes regiones del país.

Centro .

- 1.- Valles altos: Eclipse L-303, Crystal white, Crystal wax y Texas grano.
- 2.- Valles bajos: Eclipse L-303 y Early white grano.



**Sureste.**

**Crystal white, Crystal wax, y Red creole C-5.**

**Bajío.**

**Cojumatlán, Santa Cruz, White majestic, Eclipse L-303, White granex, Alamo No. 1 y Suprema.**

**Noreste.**

**White grano y Eclipse L-303.**

**Noroeste.**

**White grano, Roja del país y Red creole.**

## **DISTRIBUCION GEOGRAFICA.**

**Mundial.**

**La cebolla es un cultivo que se encuentra distribuido por todas las regiones templadas del mundo, siendo los principales países productores: Estados Unidos de América, Japón, España, Turquía, Egipto, Italia, Polonia y Pakistán, figurando en América Latina Brasil, Argentina y México (Valadez, 1997).**

**Nacional.**

La SARH (1994), menciona que en nuestro país los principales estados productores de cebolla durante el año agrícola de 1992 son: Baja California, Chihuahua, Guanajuato, Morelos, Puebla, Tamaulipas y Zacatecas, como a continuación se observa:

**Cuadro 4. Principales estados productores de cebolla durante 1992.**

ESTADO	SUPERFICIE SEMBRADA (ha)	SUPERFICIE COSECHADA (ha)	RENDI- MIENTO (ton / ha)	PRODUC- CION ( ton)
Baja California	1,291 *	1,224 *	14.325 *	17,534 *
	0.000 **	0.000 **	0.000 **	0.000 **
Chihuahua	3,847 *	3,727 *	27.016 *	100,688 *
	0.000 **	0.000 **	0.000 **	0.000 **
Guanajuato	5,763 *	5,652 *	19.812 *	111,975 *
	6,977 **	6,969 **	8.009 **	55,814 **
Morelos	3,356 *	3,356 *	17.362 *	58,267 *
	0.000 **	0.000 **	0.000 **	0.000 **
Puebla	2,684 *	2,684 *	17.962 *	48,209 *
	50 **	50 **	13.600 **	680 **
Tamaulipas	5,149 *	4,668 *	15.141 *	70,680 *
	1,008 **	1,008 **	9.965 **	10,045 **
Zacatecas	2,886 *	2,867 *	18.366 *	52,654 *
	0.000 **	0.000 **	0.000 **	0.000 **

<b>Otros</b>	<b>7,519</b> *	<b>6,719</b> *		<b>130,568</b> *
	<b>1,279</b> **	<b>1,269</b> **		<b>17,285</b> **
<b>Total</b>	<b>32,495</b> *	<b>30,897</b> *	<b>19.114</b> *	<b>590,575</b> *
	<b>9,314</b> **	<b>9,296</b> **	<b>9.017</b> **	<b>83,824</b> **
	<b>41,809</b>	<b>40,193</b>	<b>16.779</b>	<b>674,399</b>

**NOTA :**

\* = Riego

\*\* = Temporal

**CLASIFICACION TAXONOMICA DEL CULTIVO.**

De acuerdo a Castaños (1993), la posición taxonómica de la cebolla, queda expresada de la siguiente manera:

Reino ..... Vegetal  
 División ..... Tracheophyta  
 Clase ..... Angiosperma  
 Subclase ..... Monocotyledoneae  
 Orden ..... Liliales  
 Familia ..... Amaryllidaceae  
 Genero ..... Allium  
 Especie ..... cepa

Tindall (1983), menciona varios nombres con los que la cebolla es reconocida en diferentes partes del mundo, como Bulb Onion (Inglaterra), Oignon (Francia), Cebolla (España), Speize-Zwiebel(Alemania), Ui (Holanda), Sibuyas (Filipinas), Yeung Ts'ung Tau (China).

## **FACTORES EDAFOCLIMATOLÓGICOS.**

### **Factores edáficos.**

Rodríguez (1973), reportó un análisis físico de la textura de los mejores suelos donde se cultiva la cebolla dando los siguientes porcentajes: arena 50 %, arcilla 20%, limo de 10 a 20 % y humus de 5 a 10 %.

Por su parte Fersini (1976), dice que el terreno debe ser fresco, suelto, profundamente labrado y rico en sustancias orgánicas bien descompuestas, constituyendo los residuos de cultivos precedentes el mejor ambiente para el cultivo.

Montes (1979), reportó que se debe evitar la siembra de la cebolla en suelos eminentemente arcillosos, pues la compactación del terreno reduce el desarrollo y la calidad del bulbo, coincidiendo con lo mencionado por Castaños (1993) y Valadez (1997), quienes dicen que la cebolla prefiere aquellos suelos con contenido de materia orgánica, ligeros o arenosos, limosos o limo-arenosos.

En cambio Tiscornia (1988), mencionó que los suelos más apropiados son los ligeros, silicosos y sílico-arcillosos, pero de manera general se adapta a todos los suelos, excepto los húmedos.

#### Grado de acidez.

Cásseres (1981), considera que la cebolla necesita un pH de 5.5 a 7.2; aunque Japón (1982), considera que el pH más conveniente para el cultivo de cebolla debe ser entre el 6 y 7, disminuyendo la producción en suelos con un pH más ácido.

#### Grado de salinidad.

Castaños (1993) y Valadez (1997), reportaron que la cebolla está catalogada como medianamente tolerante, con valores de 6,400 a 2,560 (10 a 4 mmho).

#### Factores climáticos.

##### Altitud.

El cultivo de la cebolla, requiere altitudes localizadas desde 500 msnm hasta más de 2000 msnm. Las mejores zonas son aquellas que poseen dos estaciones definitivas (lluvioso y seco) y que tenga facilidades de riego (Alvarado, 1974).

##### Latitud.

Se considera que la duración del fotoperíodo está en función de la latitud. Los cultivares de cebolla que se desarrollan mejor en días cortos (10 a 12 horas), se adaptan a las fajas limitadas por latitudes de 0 a 24 y hasta 28 ° N; a veces pueden formar bulbos si se establecen en regiones

de latitudes mayores o si las temperaturas son frescas, aunque no aceleran el desarrollo del bulbo; los cultivares de cebolla que se desarrollan mejor en días intermedios (12 a 13 horas), se adaptan mejor en latitudes entre 28 y 40° N; y los cultivares de cebolla que se desarrollan en días largos (14 horas o más), se adaptan mejor en lugares en donde se encuentran latitudes que van desde 36 o más grados N (Cásseres, 1981).

### Temperatura.

La cebolla prospera en todos los climas cálidos o templados-cálidos (Montes, 1980).

Se adapta mejor a un clima cálido o templado que a un frío, en el que los bulbos se dan menos dulces (Tiscornia, 1988).

Juscafresa (1966), menciona que la cebolla puede cultivarse desde los climas relativamente fríos, hasta en los más templados, mientras no sean excesivamente calurosos (únicamente pueden cultivarse las variedades blancas y tempranas, resultando muy difícil adaptar las rojas y tardías), resistiendo en invierno temperaturas hasta de 5 grados bajo cero.

La temperatura para la germinación de la semilla es considerada entre los 4°C (mínimo) y 35°C (máximo), mientras que la temperatura óptima para el crecimiento es de 14 a 32° C y una vez emergidas las plántulas, resisten el frío y aún heladas primaverales (Japón, 1982).

En la formación y maduración de los bulbos, requiere temperaturas elevadas (Castaños, 1993).

La temperatura tiene un efecto sobre forma definitiva del bulbo, correspondiendo la óptima de 20 a 25 °C durante la formación del bulbo (Yamaguchi, 1983).

Los principales factores que afectan la formación del bulbo son: 1) la provisión de nitrógeno aprovechable, que cuando esta presente en cantidades excesivas con otros factores favorables, el crecimiento vegetativo será excesivo y formará bulbos indeseables (cebollas de cuello grueso o chalote), carecen de calidad, baja capacidad de conservación y con escaso valor comercial; y 2) si la longitud del día es desfavorable para la formación del bulbo de cualquier variedad, no habrá formación de éste (Edmond, 1985).

Los trabajos de Thompson y Smith (1938), citados por Cásseres (1981), mostraron que la temperatura tiene más influencia que el fotoperíodo para determinar la formación del tallo floral.

Brewster (1983), reportó que la temperatura óptima para la iniciación de la inflorescencia es de 9°C, aunque ésta probablemente varíe para cada variedad.

Sarly (1958), citado por Valadez (1997), menciona que con temperaturas de 10 a 15°C puede manifestarse la vernalización (periodo de bajas temperaturas), aunque es necesario aclarar que éste fenómeno depende del cultivar y de las temperaturas invernales, pues a temperaturas mayores de 20°C no se presenta la floración.

Cásseres (1981), menciona que a temperaturas entre 21 y 26°C, la planta de cebolla no florece aunque sean días cortos o largos.

Van Der Mer (1969), menciona que las temperaturas menores de 12°C afectan la producción y viabilidad del polen, alterando la expresión

sexual de la planta, mientras que temperaturas entre 20 y 24°C favorecen tanto el desarrollo como la viabilidad del polen.

Cásseres (1981), menciona que las temperaturas bajas de 10 a 15°C, en días cortos, hacen que las plantas de cebolla empiecen rápidamente a producir semilla.

### Luz.

En lo que se refiere a la formación y desarrollo del bulbo, éste está influenciado directamente por el fotoperiodo (horas luz), ya sea corto (10 a 12 horas), intermedio (12 a 13 horas) o largo (más de 14 horas); en México solamente se explotan las de fotoperiodo corto (Valadez, 1997).

## **FERTILIZACION.**

Valadez (1997), menciona que en cuanto a la aplicación de fertilizantes, existe la información acerca de la fertilización de tres zonas productoras de esta hortaliza y recomienda fraccionar el nitrógeno para hacer más efectivo su aprovechamiento por la planta.

**Cuadro 5. Fertilización de tres zonas productoras de cebolla.**

<b>REGION</b>	<b>N</b>	<b>P</b>	<b>K</b>	<b>CONDICION</b>
<b>EL BAJIO</b>	<b>140</b>	<b>60</b>	<b>0</b>	<b>Riego</b>



	60	60	0	Temporal
MORELOS	150	80	0	Riego
	90	60	0	Temporal
CHIHUAHUA	160	60	0	Riego

### **Manejo de fertilizantes.**

Castaños (1993), menciona el manejo que se les puede dar a los fertilizantes mayores (N, P y K), para que al ser incorporados al suelo puedan ser aprovechados en una forma eficiente por las plantas.

### **Nitrógeno.**

Las dosis recomendadas varían considerablemente, de 135 a 335 kg/ha, dependiendo de la textura de los suelos y la frecuencia de los riegos, los que provocarán en suelos ligeros pérdidas por percolación de los nutrimentos, impidiendo que sean aprovechados por el sistema radical de la planta.

Reportes de campos experimentales señalan que aplicaciones tempranas de sulfato de amonio dan mejores resultados que cuando se utiliza otro tipo de fertilizante; sin embargo, se debe tener cuidado, ya que cuando los bulbos de la cebolla inician su desarrollo, son sensibles al amonio, provocándoles quemaduras.

Durante la plantación, se usarán únicamente de 45 a 55 kg/ha; posteriormente, antes de que los bulbos se empiecen a formar, se tirará el resto del nitrógeno en bandas a los lados de la siembra. Si se aplica

después de la iniciación del crecimiento de los bulbos, se corre el peligro de engrosamiento del cuello y deformaciones en las inflorescencias.

### **Fósforo.**

En diferentes tipos de suelos, se ha demostrado que los mejores resultados se obtienen cuando se aplica en bandas y no al voleo. En suelos con bajos contenidos de fósforo (menos de 8 ppm), se recomienda el empleo de 165 kg de  $P_2O_5$ /ha al voleo, antes del rayado.

Posteriormente, se adicionarán de 100 a 130 kg/ha, junto con la primera aplicación de N, en bandas de 7 a 10 centímetros, directamente debajo de la semilla o del sistema radical de las plantas trasplantadas.

En suelos con contenidos entre 8 a 12 ppm, las dosis se reducirán de 110 a 130 kg/ha, distribuidos en bandas, directamente debajo de la semilla o del sistema radical de las plantitas.

En suelos con concentraciones superiores a las 12 ppm, se recomienda usar de 65 a 130 kg/ha, distribuidos en bandas, directamente debajo de la semilla o del sistema radical de las plantitas.

En plantaciones de invierno o principios de primavera, cuando los suelos están aún fríos, la disponibilidad del fósforo disminuye, por lo que es conveniente fertilizar con este elemento, aún en suelos con buenas concentraciones.

### **Potasio.**

En suelos con bajos contenidos (menos de 8 ppm), se recomienda fertilizar con 110 a 120 kg de K<sub>2</sub>O /ha., aplicados al voleo e incorporados posteriormente.

#### Respuesta a microelementos.

Castaños (1993), menciona la respuesta que presenta la planta al ser aplicados los micronutrientes, con sus respectivas dosis y los productos aplicados, como a continuación se observa:

**Cuadro 6. Respuesta a microelementos.**

MICRONUTRI M E N T O	RESPUESTA	DOSIS/ha	PRODUCTOS
Manganeso	Alta	Suelo 15 a 35 kg. Aspersión 1kg en 100 litros de agua.	Sulfato de Manganeso
Boro	Baja	Suelo 2.25 a 7 kg. Aspersión 5 a 8 gr. en 100 litros	Bórax 11% y Acido bórico 17 %

		de agua.	
<b>Cobre</b>	<b>Alta</b>	Suelo 3 a 5.5 kg. Aspersión 1.25 kg. en 100 litros agua.	Sulfato de cobre, Quelato de Cu 8 a 13 % y Cloruro cúprico 80 %.
<b>Molibdeno</b>	<b>Alta</b>	Suelo 2.25 a 7 kg. Aspersión 5 a 8 gr en 100 litros agua.	<b>Molibdato de Sodio</b>
<b>Zinc</b>	<b>Alta</b>	Suelo 5 kg. Aspersión 1.25 kg. en 100 litros agua.	<b>Sulfato de zinc</b>

## **PLAGAS Y ENFERMEDADES.**

La SARH (1994), describe algunas características y métodos de control de algunas plagas y enfermedades que atacan al cultivo de la cebolla en las principales zonas productoras.

### **Enfermedades.**

En lo referente a las enfermedades, las más frecuentes son:

**Pudrición blanca.**- Es una enfermedad causada por el hongo **Sclerotium cepivorum** Berk., que ocasiona una pudrición debido a que las raíces, el bulbo y el cuello de la planta se cubren de un moho blanco muy característico de esta enfermedad; con el tiempo, esta pudrición se torna

de color oscuro. Las manifestaciones externas pueden confundirse con la marchitez causada por nemátodos. Para su prevención se recomienda, previo a la siembra remojar la semilla durante 30 minutos con Ronilan 50, a razón de 2 kg del producto por tonelada de semilla.

Mancha púrpura.- Es una de las enfermedades importantes que afectan a la cebolla y al ajo, causada por el hongo Alternaria porri Elli., que ataca al follaje, causando lesiones de color púrpura. La enfermedad se presenta cuando el tiempo es nublado y lluvioso. Para prevenir esta enfermedad, se recomienda que al inicio de las primeras lesiones se apliquen aspersiones de Maneb más Zineb, en una proporción de 1 : 1, a la dosis que varía de 1 a 2 kg de producto/ha.

Mildiu veloso.- Es una enfermedad causada por el hongo Peronospora destructor Berk., el cual provoca lesiones de color café oscuro en la superficie foliar de la planta y en consecuencia la muerte de gran parte de este tejido. Se previene con aplicaciones de Benomyl alternadas con azufre en polvo al 93 %, a razón de 800 gramos y de 25 kilogramos por hectárea respectivamente.

Raíz rosada.- Es una de las enfermedades más comunes y es causada por el hongo nativo del suelo Pyrenochaeta terrestris Hans. Las raíces afectadas son de color rosado, posteriormente se oscurecen y toman un color púrpura hasta que finalmente se tornan marrón o negro. Las plantas dañadas generalmente mueren, pero es marcada la formación de cebollas pequeñas. Para su control, se recomienda el uso de variedades resistentes y aplicar tratamiento a las raíces antes del trasplante con PCNB a razón de 3 gramos por litro de agua.

Ocasionalmente, se presenta el moho gris, ocasionado por el hongo Botrytis spp. Se recomienda tratar la semilla con Tecto-60 a dosis de 4 gramos por kilogramo de semilla.

## **Plagas.**

Entre los insectos plaga de importancia económica figuran:

Trips.- El trips (Thrips tabaci Linderman) es una de las principales plagas que atacan a este cultivo; son insectos chupadores, generalmente atacan al cogollo de la planta, se presentan cuando hay temperaturas altas y la plantas se encuentran en las primeras fases de desarrollo. Su control se realiza con Malathion 1000-E, a dosis de 1 a 1.5 litros por hectárea; además, también se puede utilizar el Paratión metílico y Patatión etílico, ambos a una dosis de 1 litro por hectárea; se recomienda disolverlos en una cantidad de agua suficiente para tener un buen cubrimiento de la planta.

Minador de la hoja .- El minador, Liriomyza spp. se caracteriza por la elaboración de pequeñas galerías o túneles en las hojas, induciendo a la marchitez, amarillamiento y posteriormente a la caída de las hojas; para su control, se recomienda la utilización del Phosdrín a la dosis de 300 mililitros por hectárea, disuelto en una cantidad suficiente para tener un buen cubrimiento de la planta.

## Nemátodos.

Los nemátodos, son organismos microscópicos de forma de lombriz, que viven en el suelo alimentándose de raíces, bulbos y tubérculos, por lo que llegan a ocasionar pérdidas de consideración. Generalmente, se desarrollan mejor en suelos arenosos, en donde los

daños pueden reducir el crecimiento de las plantas y afectar los rendimientos. A pesar de que en ocasiones se convierten en un factor que limita severamente la producción, en general no se les presta el mismo grado de atención que a los insectos y los ácaros, razón que radica en que como no se les distingue a simple vista, los daños que ocasionan pueden ser atribuidos a otros factores. Por su forma de ataque, se pueden dividir en dos grandes grupos: los ectoparásitos, que pasan su ciclo biológico en el exterior de las plantas y los endoparásitos, que se desarrollan total o parcialmente dentro de los tejidos de las plantas. Su periodo de crecimiento es corto, por lo que en un año, se pueden presentar varias generaciones (Castaños, 1993).

### *Síntomas ocasionados a las plantas.*

Los nemátodos que infectan a las plantas, producen síntomas tanto en las raíces como en los órganos aéreos de las plantas. Los síntomas de la raíz aparecen en forma de nudos, agallas o lesiones en ella, ramificación excesiva de la raíz, puntas dañadas y pudriciones. En general las infecciones por nemátodos van acompañadas por bacterias y hongos saprófitos o fitopatógenos y con frecuencia los síntomas no son característicos sino que se manifiestan principalmente en forma de un menor crecimiento, semejan deficiencias en nutrimentos, el amarillamiento del follaje, marchitamiento excesivo en tiempo cálido o seco, una menor producción de las plantas y una baja calidad de sus productos. Algunas especies de nemátodos invaden los órganos aéreos de las plantas más que las raíces, y en ellos producen agallas, pudriciones y lesiones necróticas, retorcimiento o deformación de las hojas y tallo y un desarrollo anormal de los verticilos florales. Algunos nemátodos,

atacan a los granos o gramíneas, formando agallas llenas de ellos mismos en vez de semillas (Agrios, 1996).

*Como afectan a las plantas.*

El mismo autor (Agrios, 1996), menciona que la mayoría de los daños son ocasionados por una secreción de saliva que el nemátodo inyecta en la planta mientras se alimenta de ella. Algunas especies se alimentan con gran rapidez, perforando la pared celular, inyectan saliva en la célula, succionan parte de los contenidos de ésta última y se mueven en el interior de ella al cabo de unos cuantos segundos. Sin embargo, otras especies, se alimentan con menor rapidez y pueden permanecer en el mismo punto de entrada a la célula durante varias horas o días, inyectando saliva en forma intermitente mientras se están alimentando. El proceso de alimentación, hace que las células vegetales afectadas reaccionen causando la muerte o el debilitamiento de las yemas y puntas de la raíz, la formación de lesiones y degradación de los tejidos, hinchamiento y agallas de varias clases, tallos y follajes retorcidos y deformados. Algunos de estos síntomas se deben a la disolución de los tejidos infectados por las enzimas del nemátodo, las cuales con o sin la ayuda de metabolitos tóxicos producen la muerte de las células y la desintegración de los tejidos; otros se deben al alargamiento anormal de las células (hipertrofia), al cese de la división celular o a la estimulación de ella que se efectúa en una forma controlada, dando como resultado la formación de agallas o de una gran cantidad de raíces laterales en o cerca de los puntos de infección. Las especies que se alimentan de la raíz, disminuyen la capacidad de absorber el agua y nutrimentos del suelo y de esta manera, producen síntomas de deficiencia de agua y nutrimentos en los órganos aéreos de las plantas, mientras que en algunos casos, las



interacciones bioquímicas entre la planta y el nemátodo afectan negativamente la fisiología total de la planta.

Género Meloidogyne.

Generalidades.

Taylor y Sasser (1983), mencionan que el primer reporte de Meloidogyne lo hizo Berkeley en 1855, como un nemátodo que causaba vesículas en las raíces de pepino, en invernaderos de Inglaterra. Posteriormente, en Río de Janeiro, Brasil, Jobert en 1878, al observar plantas de cafeto enfermas encontró raíces fibrosas con numerosas agallas, las cuales contenían los quistes de paredes hialinas, los que tenían huevecillos elípticos encerrados en membranas transparentes que contenían pequeños animales vermiformes.

Hirschmann (1985), mencionó que los nemátodos agalladores fueron nombrados primeramente por Cornu en 1879 en Francia, encontrando nemátodos dañando las raíces de un tipo de guisante y pensó que eran similares a Heterodera schachtii, pero los denominó Anguillula marioni para evitar una identificación equivocada. Durante aquel tiempo, otros investigadores descubrieron otros nemátodos agalladores, ubicándolos como Heterodera y Anguillula. El nombre de Heterodera radicola continuó siendo utilizado durante la primera parte del siglo XX. En 1932 Goodey tomó el nombre específico usado por Cornu y renombró a los nemátodos agalladores como Heterodera marioni. En 1949, Chitwood reestableció el género Meloidogyne, para acoger a los nemátodos agalladores de las raíces, separándolo de los nemátodos que formaban quistes como Heterodera, describiendo a Meloidogyne exigua, además de una nueva especie Meloidogyne hapla y una nueva variedad Meloidogyne incognita var. acrita. En la República Mexicana, la presencia

de nemátodos fitopatógenos fue reconocida por Gándara desde 1906, quien determinó la presencia de Heterodera radiculicola en plantas de cafeto e hizo observaciones de plantas resistentes a nemátodos en relación con la edad de la misma (Bauer, 1984).

**Ubicación taxonomica**

Luc et al. (1987), ubican taxonómicamente al género Meloidogyne de la siguiente manera:

Phylum ..... Nemata, Rudolphi(1908)

Clase .....Secernentea, Von Linstow(1950) y  
Doegherty(1958)

Orden ..... Tylenchida, Thorne(1961)

Suborden ..... Tylenchina, Orley(1880)

Superfamilia ..... Tylenchoidea, Orley(1880)

Familia . . . . . Heteroderidae,  
Filipjev y Schuurmans (1941)

Género . Meloidogyne,  
(Goldi, 1887)

### Distribución geográfica

Taylor y Sasser (1983), mencionan que los nemátodos del género Meloidogyne están distribuidos por todo el mundo entre los 35 grados de latitud sur y 35 grados latitud norte; están ampliamente representados por tres especies adaptadas a la existencia permanente de clima cálido: M. javanica, M. incognita y M. aranaria. En el hemisferio norte a más de 35 grados de latitud, M. hapla es la más común. Estas 4 especies son las más diseminadas y comunes.

Meloidogyne es el género más ampliamente distribuido; se encuentra en zonas tropicales, subtropicales, climas mediterráneos, etc. Esta característica se debe a varios factores como la capacidad de soportar condiciones adversas, rápida reproducción, efecto de transportarse en material vegetativo, implementos o maquinaria agrícola infestada y facilidad para establecerse en nuevas áreas (Cepeda, 1996).

### Morfología.

La morfología de los nemátodos agalladores de raíces cambia durante su ciclo de vida. El primer estadio juvenil se forma al final de la embriogénesis, inmediatamente muda encerrado aún en el huevo pasando a juvenil de segundo estadio (Eisenback, 1985).

Los juveniles migratorios del segundo estadio son vermiformes y miden de 280 a 500 micras de longitud, su estilete es de cerca de 10 micras de longitud, delgado y con nódulos basales grandes. El esófago, consiste de un procorpus, metacorpus con válvula, istmo, y presenta traslape del bulbo basal con el intestino. La cola tiene un área hialina, es generalmente conoide con una terminación puntiaguda o redondeada. La hembra, cuando madura, se torna engrosada, como una pera o casi de forma esférica excepto por una elongación al final de la parte anterior. La pared del cuerpo permanece blanda y blanca, nunca forma quiste. El estilete en las hembras es delgado, más pequeño que el de las larvas o machos, con nódulos basales bien desarrollados. El poro excretor se encuentra a nivel, o un poco anterior al bulbo medio. Presenta dos ovarios grandes y reflejados varias veces, y la vulva se localiza hasta el final. Los huevecillos quedan depositados dentro de una masa gelatinosa llamada matrix. Esta es secretada en parte por seis glándulas rectales a través del ano. La cutícula de la hembra es finamente estriada, adoptando un modelo en la región perineal, el cual es característico y permite diferenciar a las especies. La longitud promedio de las hembras adultas fluctúa alrededor de 0.44 a 1.3 mm y el ancho promedio fluctúa entre 0.25 y 0.7 mm (Taylor y Sasser, 1983).

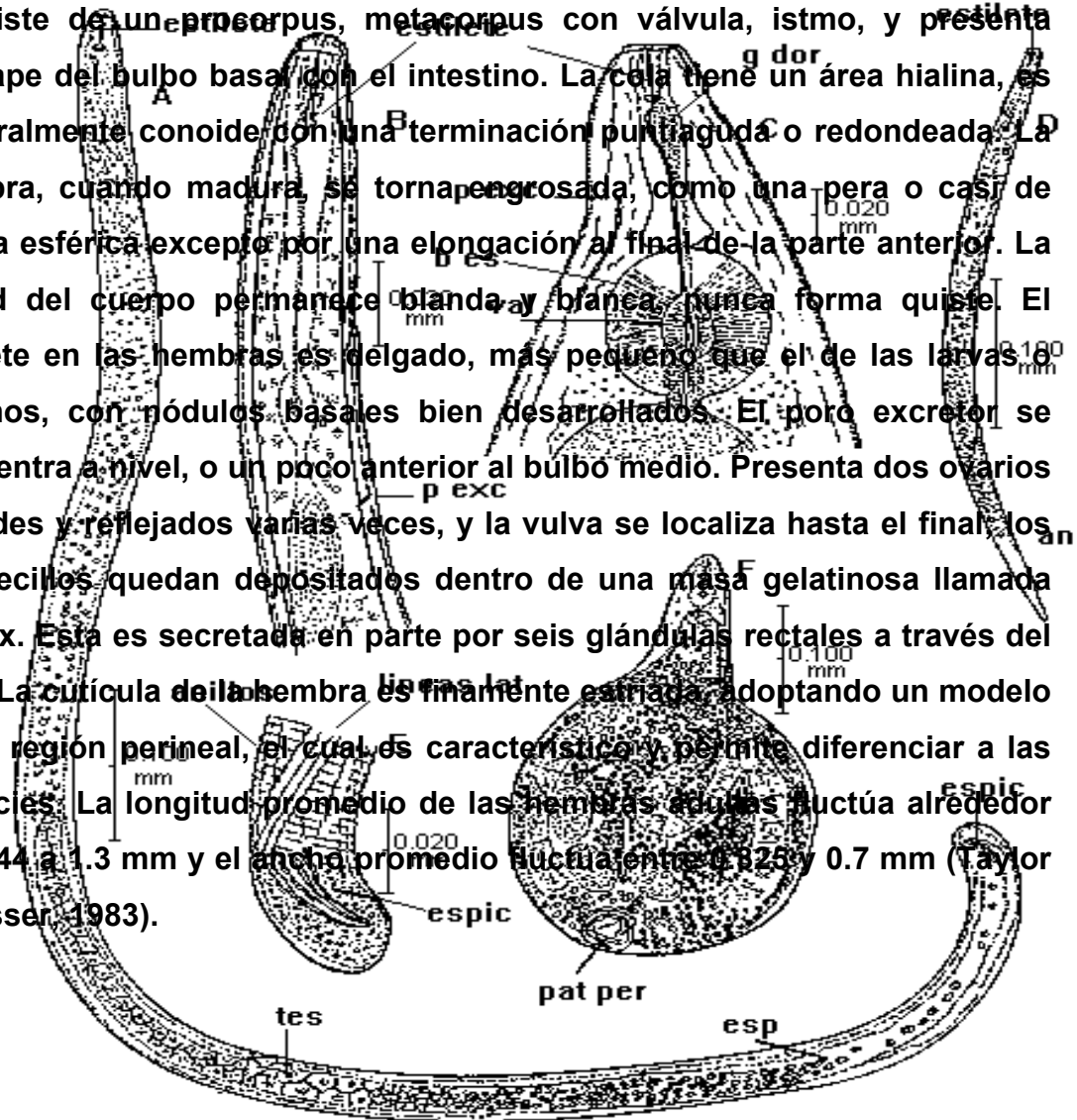


Figura 1. Anatomía de Meloidogyne spp. A: Macho, longitud total mostrando el estilete, testículos(tes), esperma(sp) y espícula(espíc). B: Parte anterior del macho mostrando el estilete, esófago y poro excretor(p exc). C: Parte anterior de la hembra, mostrando el estilete, el orificio de la glándula dorsal(g dor), poro excretor (p exc), bulbo esofágico(b es) y válvula(val). D: Larva mostrando el estilete, bulbo esofágico y ano(an). La cola es la porción del cuerpo posterior al ano. E: Parte posterior del macho, mostrando las líneas laterales(lineas lat), los anillos y espícula(espíc). F: Hembra mostrando el esófago, ovarios y patrón perineal(pat per). Taylor (1967). Tomado de Taylor y Sasser (1983).

Los machos adultos a diferencia de las hembras, no son engrosados. En las primeras fases de su desarrollo larvario su cuerpo es ligeramente engrosado, pero se torna vermiforme después de su muda final y su longitud va de 1000 a 1500 micras. La región labial es alargada, presentando labios laterales engrosados. El esófago presenta un procorpus con desarrollo normal, metacorpus con una válvula, istmo angosto y la región glandular traslapada ventralmente con el intestino. Su estilete es fuertemente desarrollado con abultados nódulos basales. El poro excretor y hemizonidio están localizados cerca del anillo nervioso. Las espículas y gubernáculo están cerca de la parte terminal de la cola que es lisa y redondeada, no tiene bursa. Dependiendo de la nutrición en el desarrollo, pueden estar presentes 1 o 2 testículos. La pared del cuerpo, los nervios y el sistema reproductivo son importantes para los machos para la movilidad, encontrar a la hembra y reproducción. El sistema digestivo y excretor, en comparación son probablemente menos importantes porque la alimentación puede no ocurrir (Eisenback, 1985).

### Ciclo de vida.

#### *Etapa pre-parasítica.*

El ciclo de vida de todas las especies de Meloidogyne, es esencialmente el mismo. Se inicia en un huevo (ovoide-alargado cerca de dos veces el largo que el ancho) en estado unicelular, ya sea libres en el suelo o embebidos en una matriz gelatinosa, la cual puede estar adherida a los tejidos de la raíz de la planta hospedante o a la hembra, la cual produce de 500 a 1000 huevos (Taylor y Sasser, 1983; Brodie, 1984).

El desarrollo del huevo comienza breves horas después de la oviposición, dividiéndose en dos, cuatro, ocho o más células, hasta que se observa una larva completamente desarrollada con un estilete enrollado en la membrana del huevo; ésta puede moverse dentro del huevo, pero no es muy activa. Hasta esta etapa se tiene el primer estado larvario y en él sucede la primera muda (Taylor y Sasser, 1983; Brodie, 1984; Mai y Abawi, 1987).

#### *Etapa parasítica.*

A los diez días después de la oviposición, la larva emerge del huevo si las condiciones ambientales son favorables, dando lugar al segundo estadio larval (Brodie, 1984).

La infectividad de la larva del segundo estadio larvario, está en función de la temperatura ambiental, aireación, humedad, densidad del suelo, así como en función de la distancia de la larva a la raíz (Taylor y Sasser, 1983). En esta etapa, puede entrar a la raíz (Brodie, 1984), principalmente cerca de la punta (zona de actividad meristemática) y se mueven principalmente entre las células no diferenciadas de la raíz e introducen sus cabezas en el cilindro central en desarrollo; en hospedantes susceptibles, estas larvas inducen la formación de células gigantes de las cuales continúan alimentándose y es a través de su estilete con el que perforan la pared de las células e inyectan secreciones

de sus glándulas esofágicas. Dichas secreciones causan un agrandamiento de las células en el cilindro vascular y aumenta la proporción de la división celular en el periciclo, dando la formación de las células gigantes (sincitios) formadas por un agrandamiento de las células (hipertrofia). Al mismo tiempo, hay una intensa multiplicación de las células vegetativas (hiperplasia) alrededor de la cabeza de la larva. Estos cambios son acompañados por el engrosamiento de la raíz o tubérculos para formar agallas conspicuas. Cuando se completan la segunda y tercera muda en la hembra, el estilete y el bulbo medio esofágico desaparecen (Taylor y Sasser, 1983; Mai y Abawi, 1987).

#### *Adulto.*

Después de la cuarta muda, el estilete y el bulbo medio son regenerados; se forman el útero, la vagina y al patrón perineal se hace visible. En el macho, después de la segunda y tercera muda, el estilete no es muy visible, el bulbo medio se ha degenerado y sólo la gónada se ha alargado, posteriormente ocurre una metamorfosis, el cuerpo alargado se desarrolla dentro de una cutícula, se completa con el estilete, esófago con el bulbo medio, espículas y esperma en los testículos (Taylor y Sasser, 1983; Hirschmann, 1985).

Algunos factores que afectan la sobrevivencia de las larvas del género Meloidogyne son: potencial hídrico, tamaño de las partículas, oxígeno y otros gases de la rizósfera del suelo, pero mayormente la presencia de plantas hospedantes. Además, se ha observado un efecto repulsivo sobre las larvas de Meloidogyne por concentraciones de sales en el suelo. Los machos de Meloidogyne son más abundantes que las hembras bajo condiciones adversas de desarrollo (Mai y Abawi, 1987).

#### *Reproducción.*

Estudios citológicos recientes han demostrado que muchas especies de Meloidogyne se reproducen por partenogénesis. El sistema reproductivo de la hembra, consiste de dos ovarios, cada uno con una zona germinal, zona de crecimiento, oviducto, espermateca y útero. Los huevos pasan a través de la vagina y son depositados en estado unicelular en la masa de huevos. Esta clase de reproducción se llama partenogénica (mitótica). Y de esta manera se conserva el número diploide de cromosomas (Taylor y Sasser, 1983; Hirshmann, 1985).

### Hospederos.

A nivel mundial, la gama de hospedantes de Meloidogyne spp comprende más de 2000 especies de plantas, que representan casi todas las familias vegetales. En México, los cultivos de importancia económica que han sido atacados por éste nemátodo son: aguacate, alfalfa, algodón, amaranto, cacahuate, calabaza, cafeto, cebolla, chile, col, durazno, fresa, frijol, garbanzo, guayabo, maíz, manzano, melón, plátano, papa, papaya, quelite, sandía, tabaco, tomate, vid y otros (Cepeda, 1996).

### Efectos en el desarrollo de las plantas hospederas.

#### *Físicos.*

Las especies de Meloidogyne, además de causar la formación de células gigantes y agallas, provoca en raíces y tubérculos altamente infestados el acortamiento, disminución de raíces laterales y escasos pelos radicales, al romperse los elementos vasculares en las agallas, se interrumpe en forma mecánica el flujo de agua y nutrientes (Taylor y Sasser, 1983; Bauer, 1984; Brodie, 1984).

#### *fisiológicos.*



Los ataques de Meloidogyne traen un aumento en la producción de proteínas en las agallas y un mal funcionamiento en los reguladores de crecimiento entre las raíces y el tallo. Estos cambios fisiológicos contribuyen a la reducción del crecimiento y desarrollo de las plantas (Taylor y Sasser, 1983; Bauer, 1984).

#### **Control de los nemátodos.**

La práctica de control o mejor definido como manejo de los nemátodos, consiste en mantener a los fitoparásitos a un nivel tal que no causen pérdidas económicas. En este sentido se pueden establecer 2 grandes categorías: químicas y no químicas (Heald, 1987).

#### **Control biológico.**

La siguiente relación trata de dar un enfoque histórico y experimental del papel que juegan los organismos antagonistas de nemátodos, de acuerdo a la obra de Stirling, G.R.(1991).

#### ***Estimulación de microorganismos depredadores antagonistas.***

Desde que Linford y sus colaboradores (1938) sugirieron que la incorporación de materia orgánica al suelo estimulaba la actividad de los antagonistas de los nemátodos que ocurren de manera natural y arguyeron que la actividad de estos organismos da algún control de los nemátodos fitoparásitos, el concepto de que las enmiendas orgánicas generalmente actúan de esta manera, se ha aceptado ampliamente en la

**literatura del control biológico. Los enemigos naturales involucrados se pensaba generalmente que eran los hongos atrapadores de nemátodos y depredadores de nemátodos como son los ácaros, debido a que sus poblaciones tendían a incrementarse en respuesta a la materia orgánica añadida.**

**Aunque la hipótesis de que las enmiendas orgánicas estimulan la actividad de organismos antagónicos de los nemátodos se propuso como se dijo antes por primera vez hace más de 50 años, la evidencia que apoya esto permanece en buena medida como algo circunstancial. Cuando la materia orgánica se añade al suelo, se inicia una secuencia de cambios microbiológicos y ninguno puede ser visto de manera aislada. Hay una explosión microbiana inicial, la cual toma fuentes de energía disponibles fácilmente y estas energías o compuestos son consumidas por los hongos y bacterias, seguidos por una serie de cambios en la composición de la microflora del suelo, lo cual da así una sucesión de microorganismos que aprovechan los constituyentes químicos remanentes. Estos degradadores primarios a su vez, llegan a ser parte de lo que se provee como alimento para organismos superiores en la cadena alimenticia. Como parte de esta sucesión de cambios, las poblaciones de los hongos que atrapan nemátodos aumenta, ya sea que escapen a la competencia de otros saprófitos del suelo o en respuesta a un incremento en la población de nemátodos de vida libre. Los nemátodos depredadores y los micro-artrópodos también se multiplican en respuesta al número incrementado de nemátodos de vida libre; las especies omnívoras también aumentan en respuesta a la disponibilidad de alimento adicional provisto por los hongos, nemátodos, protozoarios, algas y otros organismos del suelo. Las poblaciones de los hongos que atrapan nemátodos y los invertebrados depredadores, no están necesariamente correlacionados con los niveles de predación de nemátodos fitoparásitos, puesto que la mayoría de las especies son capaces de satisfacer sus**

necesidades nutrimentales a partir de otras fuentes. Indudablemente que consumen algunos nemátodos fitoparásitos, pero es poca la evidencia cuantitativa directa para sugerir que destruyen a los nemátodos en la escala que sería necesaria para dar un nivel de control del nemátodo o nemátodos fitoparásitos que a menudo se obtiene con los enmendadores orgánicos.

A falta de evidencia de que los hongos atrapadores de nemátodos y los invertebrados depredadores sean en parte los responsables de la acción nematicida de las enmiendas orgánicas, hay algo de especulación acerca del posible papel de otros miembros de la microflora del suelo. La materia orgánica estimula el crecimiento de un amplio espectro de microorganismos del suelo y sería sorprendente si las actividades de algunos de estos organismos no tuvieran un efecto en los nemátodos fitoparásitos. Los parásitos de huevecillos como Paecilomyces lilacinus, Verticillium chlamyosporium, Gliocladium roseum, Fusarium oxysporum y Cylindrocarpon destructans desarrollan profusamente en un amplio margen de materiales orgánicos y estos hongos pueden retener ocupados los substratos colonizados cuando son introducidos al suelo.

El incremento de la actividad microbiana por la aplicación de enmendadores orgánicos, da por consecuencia un aumento marcado en los niveles de las enzimas en el suelo y es posible que algunas de estas enzimas destruyan nemátodos o sus huevecillos. Dado que la cutícula del nemátodo esta constituida de un material proteínico (lipoproteína) y el componente principal de la cubierta del huevecillo (corion) es quitina, las enzimas de mayor interés son las enzimas proteolíticas y la quitinasa. Aunque por ahora no hay una evidencia clara de que estas enzimas realmente destruyan a los nemátodos de los suelos enmendados, la actividad de la quitinasa aumenta después de la adición de enmiendas que contengan quitina y las bacterias quitinolíticas tienen la capacidad de

degradar el corion de los nemátodos agalladores *in vitro*. Un trabajo acerca de la gama de enmendadores quitináceos y proteináceos, incluyendo “Clandosan”, proteína de la yema de huevo, colágeno, quitina y peptona, demostraron que cuando se aplican juntos al 0.2% peso/peso todos estos materiales, redujeron significativamente el agallamiento ocasionado por Meloidogyne javanica así como y el número de huevecillos presentes. La liberación de compuestos de amonio, es lo que probablemente explique el menor agallamiento que se encontró en algunos de los tratamientos, debido a las concentraciones amoniacaes llegó a 300 ppm, poco después de la adición del enmendador peptona. Esto fue también notorio en la concentración letal, que se sabe está entre 185 y 245 ppm. Sin embargo, el amonio liberado no explica el control del nemátodo obtenido con el colágeno porque los niveles de colágeno en este tratamiento alcanzaron cuando mucho 80 ppm. Dado que el colágeno es el principal componente de la cutícula de los nemátodos, los autores sugirieron que el efecto letal en el suelo enmendado con colágeno podría haberse debido a la actividad proteolítica y colagenolítica. Ambas enzimas, proteasa y la colagenasa, se demostró que reducen la eclosión del huevecillo, la movilidad de los juveniles y la capacidad de estos para producir agallamiento en las plantas, siendo el efecto letal de la colagenasa, mayor que el de la proteasa.

Otra investigación confirmó el efecto nematicida de los enmendadores de colágeno y pusieron en claro que este efecto fue ampliado por el hongo colagenolítico Cunninghamella elegans. El efecto del hongo pareció ser indirecto, dado que no es parásito del nemátodo ni las hifas del hongo afectaron a los nemátodos *in vitro* o en el suelo. La actividad antagonista se obtuvo solamente cuando el hongo se añadió como un suplemento al colágeno en el suelo o cuando el filtrado del cultivo de colágeno se aplicó directamente a los juveniles, y se pensó que esto se debía a la acción de la colagenasa, la proteasa y la queratinasa en

la cutícula del nemátodo. Dado que el colágeno es relativamente resistente a la degradación por microorganismos del suelo, su efectividad nematicida se presume que puede incrementarse por la presencia de hongos, pues la degradación empieza inmediatamente y por lo tanto las enzimas degradadoras se producen más rápidamente.

Además del parasitismo y la producción de enzimas degradadoras de los microorganismos que desarrollan conforme se descompone la materia orgánica, puede haber otros efectos nocivos hacia los nemátodos. La capacidad para producir antibióticos es un hecho común en muchas bacterias, particularmente los actinomicetos (en este trabajo están considerados como bacterias), y es posible que tales antibióticos y otros metabolitos microbianos producidos por la microflora del suelo tengan alguna toxicidad hacia los nemátodos. Durante periodos de intensa actividad microbiana los nemátodos también pueden estar en desventaja, porque tales organismos del suelo compiten con ellos por espacio en el mismo nicho ecológico porque usan el oxígeno disponible y por lo tanto dan lugar a micrositios (pequeños espacios) anaeróbicos desfavorables.

Para resumir nuestro conocimiento sobre el papel que juegan la microflora y la microfauna típicamente encontrada en suelos enmendados orgánicamente, parece poco dudoso que en conjunto la actividad de estos organismos contribuya significativamente en los efectos nocivos que tiene la materia orgánica sobre los nemátodos. Sin embargo, debido al número y diversidad de microorganismos involucrados, se ha hecho difícil determinar si un organismo o grupo de organismos es directamente responsable de la mortalidad de nemátodos que se ha observado. La evidencia disponible permanece poco firme; consiste en observaciones de las poblaciones de ciertos organismos que aumentan conforme se descompone la materia orgánica y en el laboratorio se ha demostrado que estos organismos tienen la capacidad de parasitar o ser depredadores de

los nemátodos o producir enzimas o toxinas capaces de dañar o destruir sus huevecillos.

*Enmiendas de quitina para el control de nemátodos.*

La quitina, un polímero de cadena larga de la N-Acetil glucosamina, es uno de los polisacáridos más comunes de la naturaleza, estando presente casi tanto como la celulosa. Se produce por muchos miembros, tanto del reino vegetal como del reino animal, incluyendo la gran mayoría de los hongos, algunas algas y protozoarios y muchos animales marinos. La quitina es también un constituyente importante del exoesqueleto de los artrópodos y de la cubierta de huevecillo de los nemátodos llamada corion. Dada la necesidad de aprovechar los desechos quitinosos durante el procesamiento para el proceso de alimentos de origen marino (crustáceos) y los residuos de micelios que contienen quitina en la industria de la fermentación, surge el interés de usar los materiales quitinosos como enmendadores del suelo. Quedó demostrada la efectividad nematicida de las enmiendas de quitina y en los últimos años ha aumentado el interés en su aplicación para el manejo de nemátodos.

En dosis mayores del 1% peso/peso, la quitina tiene por lo general un excelente control de nemátodos, según se evidenció por experimentos sobre el agallamiento de raíces inducidas por *Meloidogyne* que se redujo a cero. En tales casos, la acción nematicida de la quitina, se debió principalmente a la producción de amoníaco durante el proceso de descomposición. La quitina es un material nitrogenado y que se degrada por hidrólisis para dar por resultado N-Acetil glucosamina. Esta a su vez es convertida a ácido acético y glucosamina, y los compuestos

amoniacaes que se liberan del último compuesto y de algunos de los derivados subsecuentes. Cuando se aplica a dosis del 1% peso/peso o mayores, se produce suficiente amoniaco para ser tóxico a los nemátodos. Aunque la cantidad de amonio generado no ha sido cuantificado, los incrementos en el pH del suelo, en el nitrógeno en forma de nitrato y la conductividad eléctrica observada cuando la quitina se descompone, nos da una idea de que los compuestos amoniacaes que se producen son convertidos a nitratos por nitrificación.

Uno de los problemas que se presentan al añadir grandes cantidades de quitina al suelo, es que frecuentemente ocurre una fitotoxicidad, debida posiblemente a que se acumulan nitritos a niveles tóxicos. En tales casos, la actividad microbiana puede ser estimulada al aumentarse la relación C : N con materiales tales como derivados hemicelulósicos y la paja. Esto inmoviliza el exceso de nitrógeno, de modo que el crecimiento de la planta mejora y también hay marcados cambios en el pH del suelo después de añadir quitina al suelo. Ellos supusieron que estos cambios pueden afectar la disponibilidad de nutrimentos para las plantas y que la reducción de la fitotoxicidad de la hemicelulosa, puede también haberse debido a un efecto de amortiguamiento en el pH del suelo.

Investigaciones de la Universidad de Alabama han mostrado consistentemente que los hongos y las bacterias aumentan cuando la quitina se añade al suelo y que sus niveles poblacionales pueden variar de acuerdo a la cantidad de quitina presente. Hay también un cambio en la importancia relativa de los diferentes grupos de microorganismos; aquellas especies con capacidad de depolimerizar la quitina, son favorecidos a expensas de los otros. Si un grupo de hongos esta constituido por especies predominantemente quitinolíticas llegan a establecerse, mientras que entre las bacterias, los actinomicetos tienden a

ser el principal grupo que aumenta su densidad poblacional; no obstante, no hay una evidencia convincente de que la quitina específicamente estimule las poblaciones o las actividades de organismos conocidos como nematófagos.

En la mayoría de los experimentos con quitina los recuentos microbianos han sido tomados solo una vez, de modo que la información en los cambios poblacionales durante el curso de los experimentos no se ha obtenido correctamente. Sin embargo, actualmente es claro que la microflora específica que llega a establecerse por la adición de quitina, toma su tiempo en desarrollarse. Este fenómeno se observó por los investigadores de Alabama quienes demostraron que con concentraciones de quitina cercanas al 1% pesos/peso, las máximas poblaciones de hongos y actinomicetos se desarrollaron 8 a 10 semanas después de que la quitina fue añadida en los suelos. Las bacterias tendieron a ser más efímeras (duraron menos) y hubo un flujo inicial de la actividad microbiana, que luego declinó. Se confirmó el lento aumento de los microorganismos que se da por la adición de la quitina en un experimento de dos ciclos, en cultivos sucesivos de frijol y tomate. El análisis mostró más microorganismos en el segundo ciclo que en primero, con poblaciones de bacterias y hongos que aumentaron otro tanto. El principal grupo microbiano que fue influido por la quitina fue el de los actinomicetos, ya que estuvo presente solo en pequeñas cantidades durante el primer ciclo, pero aumentó grandemente en el segundo.

Se sabe también de varias fuentes que demuestran la efectividad de las enmiendas de quitina contra los nemátodos, la cual está asociada de alguna manera con los microorganismos que tienden a aumentar más tarde en el ciclo de descomposición. En un estudio de largo plazo, los efectos de las enmiendas de quitina sobre Meloidogyne arenaria, se demostró que el agallamiento inducido por nemátodos no se redujo en las



raíces de calabacita plantada al poco tiempo después de que el suelo había sido enmendado con quitina. Sin embargo, cuando se plantó tomate después de la calabacita, se observó una reducción substancial en el número de agallas a las raíces y nemátodos en fase juvenil, particularmente en las dosis más altas de quitina. Las bacterias y actinomicetos quitinolíticos fueron más altos en las enmiendas de quitina al suelo, que en suelos sin enmienda de quitina. Un resultado semejante se obtuvo en un experimento de dos ciclos con frijol y tomate. El efecto de la quitina en el agallamiento causado por Meloidogyne javanica fue mayor en el segundo ciclo que en el primero y estuvo correlacionado con la presencia de un nivel más alto de microorganismos quitinolíticos, particularmente los actinomicetos.

Muchos autores han sugerido que la microflora específica inducida por la quitina es en parte responsable de los efectos nematocidas, pero no hay evidencia para apoyar estas sugerencias, mas que de una manera muy leve. La mayor atención se ha dirigido hacia un grupo de hongos que siempre se observan involucrados en la descomposición de la quitina. Muchos de estos hongos muestran actividad quitinolítica y pueden parasitar huevecillos in vitro, pero falta una evidencia experimental que indique que estos hongos parasiten un número considerable de huevecillos, cuando el suelo es enmendado con quitina. De hecho, en uno de los pocos estudios de los cuales hay datos de este tipo de información, un determinado número de quistes de Heterodera glycines colonizado por hongos, decreció substancialmente cuando la quitina fue enmendada al suelo. Hubo un pequeño pero significativo incremento en la colonización de huevecillos de Meloidogyne arenaria, por hongos cuando estos huevecillos fueron metidos en agar e introducidos en suelos enmendados con sapsa más quitina ; la colonización de hongos hacia los huevecillos no se incrementó cuando se añadió solo la quitina.

Como conclusión de una serie de experimentos para aclarar el modo de acción de las enmiendas quitinosas, también se ha concluido que una microflora especializada, también da algún control de los nemátodos fitoparásitos, particularmente durante las fases tardías o finales de la descomposición de la quitina. Aunque el parasitismo de los huevecillos por los hongos se ha pensado que tienen algún efecto, no hay evidencia que apoye esta conclusión y los autores admitieron que una relación exacta entre los nemátodos y los microorganismos estimulados por la quitina, es algo todavía obscuro. Otros investigadores llegaron a una conclusión parecida y sugirieron que la efectividad de las enmiendas que contienen quitina más urea, no se debió a las actividades de un número restringido de microorganismos, sino que fue el resultado de las actividades integradas de una microflora quitinolítica y ureolítica (degradan tanto a la quitina como a la urea). Estos microorganismos no necesariamente parasitan a los nemátodos, pero tienen otros mecanismos de acción. Por ejemplo, hay que citar que hubo fallas para incrementar los hongos en los quistes de Heterodera glycines, que podrían desarrollarse en suelos tratados con quitina. Sin embargo, se notó que los quistes contenían huevecillos no viables, indicando que los metabolitos producidos por los hongos, bacterias y actinomicetos durante la descomposición de la quitina, pudieron haber causado la muerte de los nemátodos o sus huevecillos. Es posible que las enzimas quitinolíticas y proteolíticas producidas por estos organismos, tienen que ver en este proceso degradando o descomponiendo la cutícula del nemátodo o debilitando la capa del huevecillo (corion), que llega a ser más permeable a los materiales tóxicos.

#### *Diseño y formulación de enmiendas útiles.*

Aunque la forma en la cual las enmiendas orgánicas afectan a los nemátodos es compleja, y todavía es poco entendida, nuestro

conocimiento ha mejorado a tal punto que la efectividad de los materiales con una composición química conocida puede predecirse de alguna manera. Ahora es posible diseñar y formular enmiendas útiles, mezclando ingredientes juntos en proporciones que aseguren la actividad nematicida, la cual se obtiene sin los problemas de la fitotoxicidad. Así es como un producto llamado Clandosan®, que contiene proteínas de quitina, derivado de caparazones de cangrejos, fue el primer producto que se pudo comercializar. Ha dado un buen control de Heterodera avenae en trigo y Tylenchulus semipenetrans en cítricos en macetas y en algunos experimentos unos incrementos en el rendimiento de esas plantas. Cuando se usó solo o en combinación con urea, dos formulaciones de Clandosan controlaron Meloidogyne arenaria en calabacita y en una población subsecuente de tomate. En ambos casos, sin embargo, las dosis de aplicación usadas fueron el equivalente a 4 a 8 toneladas por hectárea, aplicada al voleo, lo cual significa que en formulaciones comunes de Clandosan resulta inconveniente desde el punto de vista económico para muchos cultivos por lo caro que resulta una dosis tan elevada. Otras formulaciones comerciales de naturaleza similar indudablemente van a ser liberadas en el futuro y es de esperarse que sean útiles en dosis de aplicación más bajas.

Los enmendadores orgánicos, dado que son caros para ser transportados, es importante que su uso se haga en grandes cantidades de materia orgánica que pueda ser producida *in situ* (en el propio lugar), a través de cultivos que se incorporen al suelo como abonos verdes. Si los residuos de plantas son poco efectivos por una parte, podría ser posible incrementar su actividad nematicida añadiéndole pequeñas cantidades de enmendadores específicos. Estas enmiendas útiles se podrían producir a nivel local, usando desechos o residuos orgánicos disponibles. Las enmiendas que pueden actuar produciendo niveles tóxicos debido al

amoniaco, son relativamente fáciles de diseñar y los principales requerimientos son un alto contenido de nitrógeno y una relación balanceada de C : N. Como parte de este proceso, se ha tratado de adaptar esto en un intento por hacer la composición química del enmendador, simulando el componente de la cutícula, la cubierta de los huevecillos, la matriz gelatinosa o la pared de los quistes, siendo todos estos compuestos muy complejos y diversos. La adición de estos compuestos específicos al suelo podría esperarse que estimulen el desarrollo de especies microbianas capaces de degradar compuestos similares del nemátodo. Dado que algunos enmendadores son relativamente resistentes al ataque de microbios y la microflora degradadora, que tomar algún tiempo en desarrollarse; la efectividad de tales enmiendas puede ampliarse introduciendo microorganismos degradadores con el propio producto de la enmienda.

#### *Degradación e hidrólisis de la quitina.*

Según Young et al. (1986), la hidrólisis de la quitina obtenida de crustaceos en un proceso de bioconversión se lleva a cabo por Serratia marcescens. En este proceso, la obtención de quitinasa es alrededor del 12 % del costo de producción de las proteínas single-cell.

#### *Degradación microbiana del caparazón residual del camarón.*

Otro autor (Sabry, 1992), estudio otros microorganismos degradadores de la quitina del caparazón del camarón e identificó Alcaligenes denitrificans, Bacillus amyloliquefaciens, B. megaterium y B. subtilis; por primera vez se informa de las primeras dos bacterias en su papel degradador de quitina.

#### *Conversión microbiana de la quitina del caparazón del camarón y*

*producción enzimática.*

Un autor chino, Xu (1991), refiere que una especie de Streptomyces aislada de una muestra de desperdicios de una factoría procesadora de mariscos, cultivada a 30° C y pH de 7 en un medio con quitina, sales y metales, se mantuvo en agitación durante 72 a 96 horas, determinando que se producían las enzimas: Beta-N-Acetilglucosaminidasa y Beta-N-Acetilgalactosaminidasa de esa cepa.

## **MATERIALES Y METODOS**

### **UBICACIÓN DEL AREA DE ESTUDIO.**

Para la realización y cumplimiento de los objetivos de la presente investigación, se utilizó el invernadero número 6 (CONACYT-FIDEHCAN), que se encuentra en las instalaciones de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, ubicada en Buenavista, Saltillo, Coahuila, México, en las coordenadas geográficas 25° 22' latitud norte, 101° 03' longitud oeste y con una altitud de 1743 msnm; para el trabajo de laboratorio, se utilizó el laboratorio de Nematología del Departamento de Parasitología Agrícola de la misma Universidad.

### **ESTABLECIMIENTO DEL EXPERIMENTO.**

El presente trabajo se realizó bajo condiciones de invernadero, utilizando macetas con plantas de cebolla de la variedad Suprema, híbrido de color blanco, proporcionada de un almácigo cuando tenía una altura de

**15 a 20 centímetros por los productores del ejido Zertuche, municipio de Ramos Arizpe.**

**El jueves 29 de Enero de 1998, se realizó manualmente la limpieza de malezas de la cama de siembra, aflojando a la vez el suelo con una pala de punta.**

**El viernes 30 de Enero de 1998, se emparejó el suelo de la cama de siembra lo más perfecto posible con la ayuda de una tabla.**

**El miércoles 4 de Febrero de 1998, se llenaron 48 bolsas con aproximadamente 5 kilogramos de suelo cada una; el suelo se encontraba fuera del invernadero, mismo que en una temporada pasada (cultivo de tomate) presentó una alta incidencia de nemátodos; posteriormente, se trasladaron al interior del invernadero para distribuir las, de tal manera que se formaron 2 líneas a lo largo de la cama de siembra, como se observa en el cuadro 1; luego se les aplicó una cantidad considerable de agua para que se reactivaran los nemátodos.**

**El sábado 7 de Febrero de 1998, se efectuó el trasplante en forma manual, realizando agujeros de 5-10 centímetros de profundidad en la tierra de la maceta y se colocaron 2 plantas por cada maceta.**

## **DESCRIPCION DEL AREA EXPERIMENTAL.**

**Se instaló una cama de siembra, la cual consta de 15 metros de largo por 1 metro de ancho; se establecieron 3 tratamientos; fueron 4 las repeticiones; cada repetición constó de 3 parcelas, las que fueron distribuidas al azar en las diferentes repeticiones; cada parcela se formó por 4 macetas y cada repetición por 12, como a continuación se observa.**

**Cuadro 7. Descripción del área experimental.**

R1			R2			R3			R4		
1	2	3	2	3	1	3	1	2	1	3	2

**NEMATROL LIQUIDO.**

Información técnica proporcionada por personal de BIOCAMPO, S.A. de C.V.

El Nematrol Líquido, es una preparación obtenida de extractos de camarón( Crago vulgaris ) completo, es decir, no solamente del exoesqueleto (caparazón ).

En su formulación lleva, además, extractos de plantas del semidesierto que le dan el efecto propio de las enzimas, reforzando las derivadas del camarón.

En otras palabras, la acción nematostática o eventualmente nematicida, puede deberse a la degradación de los compuestos que constituyen la cutícula de los nemátodos y, en su caso, la quitina que recubre los huevecillos.

La observación bien documentada de compuestos quitinosos en su acción contra nemátodos fitoparásitos, hasta ahora presentada como formulación granulada, ha llevado a la idea de preparar con esa misma actividad nematostática una formulación líquida que facilite su aplicación por medio del riego, sobre todo si éste es presurizado, dado que se pondría en contacto muy cercano el producto aplicado a los nemátodos que se encuentran fuera de las raíces; la máxima efectividad podría ser aplicar un líquido con acción sistémica, ya que alcanzaría a controlar nemátodos endoparásitos y aún aquellos que se encuentran en las partes externas de la planta como son los del suborden Aphelenchina.

#### **Aplicación del producto orgánico.**

El producto orgánico es llamado Nematrol Líquido, mismo que fue aplicado a una concentración baja que es la recomendada por el fabricante (1%) y a otra alta (2%).

#### **Concentración recomendada.**

Esta dosis se obtuvo al tomar 10 mililitros del producto orgánico, mismos que fueron vaciados al interior de un matraz de 1000 mililitros; posteriormente, se aforó a 1000 mililitros, obteniéndose el producto al 1%.

#### **Concentración alta.**

Esta dosis se obtuvo al tomar 20 mililitros del producto orgánico, mismos que fueron depositados en un matraz de 1000 mililitros; posteriormente, se aforó a 1000 mililitros, obteniéndose el producto al 2%.



Cada concentración fue llevada a su respectiva parcela de cada repetición, aplicándose 50 mililitros a cada maceta en la base de los tallos de las plantas.

La primera aplicación, se realizó el sábado 7 de Febrero de 1998 después de trasplantar.

Las siguientes aplicaciones fueron cada 2 semanas:

La 2ª aplicación, el 21 de Febrero de 1998.

La 3ª aplicación, el 7 de Marzo de 1998.

La 4ª aplicación, el 21 de Marzo de 1998.

La 5ª aplicación, el 4 de Abril de 1998.

La 6ª y última aplicación, el 18 de Abril de 1998.

## **MALEZAS.**

Las malezas que se presentaron durante el ciclo del cultivo, fueron controladas manualmente, conforme iban apareciendo. Las malezas fueron de las familias Poaceae, Chenopodiaceae y Amaranthaceae.

## **RIEGOS.**

Los riegos se dieron ligeros cada vez que fueron necesarios, procurando tener una humedad adecuada en el suelo de la maceta, para favorecer el desarrollo eficiente de los bulbos.

## **FERTILIZACIONES.**

Dentro de las fertilizaciones, es esencial mencionar que no se realizó ninguna aplicación granulada tanto al suelo como al follaje al momento del trasplante.

**a) Foliares.**

Se efectuaron al momento de la aplicación de los riegos en la base de los tallos, con el producto denominado SINERBA (polvo), constituido por elementos mayores como el Nitrógeno, Fósforo y Potasio, activado con vitaminas, ácidos húmicos y fúlvicos; la dosis aplicada fue de 6 gramos de producto disuelto en agua en un bote de 10 litros; a cada maceta se le aplicó 200 mililitros de mezcla.

**Cuadro 8. Composición del fertilizante foliar SINERBA.**

<b>COMPOSICION</b>	<b>PORCENTAJE EN PESO</b>
<b>Nitrógeno de asimilación inmediata</b>	<b>20.32</b>
<b>Fósforo de asimilación inmediata</b>	<b>25.22</b>
<b>Potasio de asimilación inmediata</b>	<b>15.00</b>
<b>Acido húmico (7,200 ppm)</b>	<b>0.72</b>
<b>Acido fúlvico (6,200 ppm)</b>	<b>0.62</b>
<b>Acido pantoténico (1,000 ppm)</b>	<b>0.10</b>
<b>Acondicionadores orgánicos</b>	<b>38.02</b>
<b>TOTAL EN 1 KILOGRAMO</b>	<b>100.00</b>

**b) Al suelo.**

Se aplicó ZIMAFERT a la dosis de 30 mililitros de producto por cada litro de agua, al momento de la aplicación de los riegos, aplicando 200 mililitros de mezcla a cada maceta.

**Cuadro 9. Composición del fertilizante al suelo ZIMAFERT.**

<b>COMPOSICION</b>	<b>PORCENTAJE EN PESO</b>
<b>Carbohidratos, proteínas y grasas</b>	<b>4.35</b>
<b>Sistema complejo de origen vegetal</b>	<b>4.92</b>
<b>Micronutrientes (Fe, Zn y Mn) quelatados a base de EDDHA y enriquecidos con Boro</b>	<b>2.50</b>
<b>Materia orgánica</b>	<b>35.90</b>
<b>Acondicionadores orgánicos</b>	<b>52.33</b>
<b>TOTAL</b>	<b>100.00</b>

Además, se aplicó una mezcla compuesta por Proroot (6 gr), Humik (60 gr) y Quelatrol (1 gr), al momento de la aplicación de los riegos, a la dosis de 10 mililitros por cada litro de agua; a cada maceta se le aplicaron 200 mililitros de mezcla.

### **TOMA DE MUESTRAS DE SUELO.**

Las muestras de suelo obtenidas para el análisis nematológico, fueron tomadas a una profundidad de 5 a 10 centímetros, lo más cerca posible del sistema radicular, ya que es donde se encuentra la mayor cantidad de nemátodos fitoparásitos, procurando no lastimar las raíces de la planta y no afectar su desarrollo.

La forma de obtener la muestra de suelo de cada tratamiento fue tomar una pequeña cantidad de todas las bolsas en cada repetición,

hasta completar el peso adecuado de muestra, que es de 300 a 500 gramos; las muestras se obtuvieron antes de la aplicación del producto orgánico Nematrol Líquido.

El primer muestreo se realizó el sábado 7 de Febrero de 1998, antes de realizar el trasplante, para determinar la población inicial; se extrajeron 2 muestras de suelo, una del interior del invernadero (cama de siembra) y otra del exterior (montón de tierra de la temporada pasada del cultivo de tomate), para comparar poblaciones de nemátodos.

Los muestreos siguientes, fueron dirigidos directamente al suelo de las macetas de los tratamientos.

El 2º muestreo, el sábado 21 de Febrero de 1998.

El 3º muestreo, el sábado 7 de Marzo de 1998.

El 4º muestreo, el sábado 21 de Marzo de 1998.

El 5º muestreo, el sábado 4 de Abril 1998.

El 6º muestreo , el sábado 18 de Abril de 1998.

El 7º y último muestreo, el sábado 2 de mayo de 1998.

## **PROCESAMIENTO Y ANALISIS DE LAS MUESTRAS DE SUELO.**

Las muestras se trasladaron al Laboratorio de Nematología, donde se homogeneizaron y se tomaron porciones representativas de cada muestra (400 gramos); luego, fueron puestas en embudos de Baermann para la extracción e identificación de nemátodos.

**Después de 24 a 48 horas, se obtenía el agua residual de los embudos de Baermann, colocándola en tapas de cajas de petri cuadrículada y observándolas en el microscopio estereoscópico para hacer recuento de las poblaciones de nemátodos y hacer comparaciones entre ellas.**

**Para la identificación de los géneros de nemátodos presentes en las muestras se procedió a hacer montas, las que fueron observadas en el microscopio compuesto.**

## **RESULTADOS Y DISCUSION**

De acuerdo a la metodología utilizada en la presente investigación, se obtuvieron los siguientes resultados.

### **PRIMER MUESTREO.**

Este muestreo se realizó en forma exploratoria para asegurarse de la cantidad de nemátodos existentes en el suelo y partir de una población inicial en el experimento.

Se obtuvo una población alta, tanto de la muestra de suelo tomada del interior del invernadero como de la tomada del exterior; fue de aproximadamente 400 nemátodos para cada extracción (Cuadro 10 y Figura 3).

### **SEGUNDO MUESTREO.**

En el testigo se obtuvo una población alta con un total de 640 individuos; en el tratamiento 2 se observó una ligera reducción, 592 individuos; mientras que en el tratamiento 3 ya se tuvieron diferencias significativas en comparación con el testigo y el tratamiento 2: 480 individuos (cuadro 10 y figura 3).

En lo que se refiere a la población de Meloidogyne, se presentó un total de 358 juveniles en el testigo absoluto, en la dosis recomendada hubo 198 juveniles y en la dosis alta fueron 170 individuos (cuadro 12 y figura 5).

### **TERCER MUESTREO.**

En esta fecha el testigo tuvo un incremento en la población total: 686 nemátodos en comparación con el muestreo 2; en el tratamiento 2 se observó una reducción: 575 individuos, mientras que en el tratamiento 3 hubo un incremento en comparación con el segundo muestreo, 592 individuos (cuadro 10 y figura 3).

En cuanto a Meloidogyne, en el testigo absoluto todavía hubo un pequeño incremento: 365 juveniles; en la dosis recomendada se presentó una pequeña reducción: 188 juveniles y en la dosis alta una mayor reducción: 145 juveniles, si comparamos con la dosis recomendada y testigo absoluto (cuadro 12 y figura 5).

### **CUARTO MUESTREO.**

En el testigo se observó una pequeña reducción de nemátodos en comparación con las anteriores, fechas al contabilizarse 584 individuos; el tratamiento 2 también tuvo una reducción, con 372 ejemplares; mientras que en el tratamiento 3 hubo una marcada reducción de nemátodos, pues el recuento fue de solamente 116 individuos (cuadro 10 y figura 3).

En cuanto a Meloidogyne, en el caso del testigo absoluto hubo una pequeña reducción, pasando a 342 individuos en comparación con los muestreos en fechas anteriores, mientras que en la dosis recomendada se presentó una pequeñísima reducción, 183 individuos en comparación con las fechas anteriores, mientras que en la dosis alta se presentó una muy significativa reducción pues hubo 85 individuos (cuadro 12 y figura 5).

## **QUINTO MUESTREO.**

Al hacer los recuentos de esta fecha se presentaron cambios interesantes, ya que en el testigo absoluto hubo una reducción al pasar a 542 especímenes; en el tratamiento dos hubo un pequeño incremento hasta 458 individuos, mientras que en el tratamiento 3 se presentó un marcado decremento de individuos con 138 (cuadro 10 y figura 3).

En lo concerniente a poblaciones de Meloidogyne, se presentó una disminución a 285 individuos en comparación con las fechas anteriores en los testigos absolutos, que podría deberse a que los nemátodos podrían haber penetrado en las raíces de las plantas. Mientras que en la dosis recomendada la reducción arrojó un recuento de 178 individuos en comparación con las fechas anteriores y en la dosis alta, se presentó una reducción hasta 80 individuos y esto en comparación con el testigo absoluto ya significa una diferencia significativa (cuadro 12 y figura 5).

## **SEXTO MUESTREO.**

Conforme fue avanzando el ciclo vegetativo, la dinámica poblacional siguió consistentemente los cambios observados en las fechas anteriores y así el testigo tuvo nuevamente un incremento a 612 individuos, pero en los cuales predominó el grupo de la familia Rhabditidae; en el tratamiento



dos también aumentó a 526 individuos, mientras que en el tratamiento tres se observaron diferencias significativas al pasar a 92 especímenes, esto en comparación con el tratamiento dos y testigo absoluto (cuadro 10 y figura 3).

Lo más interesante fueron los cambios en Meloidogyne ya que el testigo absoluto presentó una reducción hasta 222 nemátodos J-2, en el tratamiento 2 que es la dosis recomendada tuvo una pequeña reducción a 170 individuos, pero la dosis alta (tratamiento 3) volvió a presentar una muy significativa reducción para quedar en 58 individuos (cuadro 12 y figura 5).

## **SEPTIMO MUESTREO.**

Para dar término al experimento, este séptimo muestreo arrojó pocos cambios en los números globales, ya que en el testigo se observó una reducción para quedar en 582 individuos en comparación con el sexto muestreo (mínima diferencia significativa); en el tratamiento 2 también hubo una reducción: 492 nemátodos, mientras que en el tratamiento 3 hubo una reducción altamente significativa: 74 especímenes si se hace la comparación con el testigo, el tratamiento 2 y él mismo respecto a los muestreos 2, 3, 4, 5 (cuadro 10 y figura 3).

Los recuentos de Meloidogyne en este último muestreo, dieron para el testigo una marcada reducción al pasar a 168 individuos, lo cual se pudo deber a que las larvas penetraron a las raíces de las plantas, mientras que en la dosis recomendada se mantuvo prácticamente sin cambio, con 162 juveniles; la dosis alta presentó una reducida población de nemátodos, 50 individuos que marca un cambio interesante en comparación con el

testigo absoluto y dosis recomendada de las fechas anteriores(cuadro 12 y figura 5).

**Cuadro 10. Poblaciones totales de nemátodos en los diferentes tratamientos y muestreos a diferentes días de evaluación. Buenavista, Saltillo, Coah. México. 1998.**

TRAT	DIAS DE MUESTREOS							Total	Media
	0	15	30	45	60	75	90		
1	400	640	686	584	542	612	582	4,046	578
2	400	592	575	372	458	526	492	3,415	488
3	400	480	592	116	138	92	74	1,892	270

**Cuadro 11. Análisis de varianza de las poblaciones totales de nemátodos en los diferentes tratamientos y muestreos a diferentes días de evaluación, así como su comparación de medias.**

FV	GL	SC	CM	FC	F Tablas	
					0.05	0.01
Tratamientos	2	350353.000000	175176.500000	8.5786 **	3.55	6.01
Error	18	367564.000000	20420.222656			
Total	20	717917.000000				

C.V. 32.08 por ciento.

Este análisis de varianza nos muestra que existen diferencias altamente significativas entre tratamientos, debido a que la FC es mayor a la F de tablas tanto al 0.05 como al 1.01.

## RESULTADOS DE LA COMPARACION DE MEDIAS

TRATAMIENTO	MEDIA
1	578 A
2	488 A
3	270 B

Nivel de significancia = 0.05

Valores de DMS entre los tratamientos es de 160.4805

Esta comparación nos indica que las medias que presentan la misma letra(A) no son significativas estadísticamente, es decir, que el efecto del Nematrol Líquido que hubo entre el testigo absoluto y la dosis recomendada por el fabricante(1%) fue estadísticamente igual. La mejor media es la que presenta la letra B, es decir, la dosis alta(2%) y es estadísticamente significativa, ya que el Nematrol Líquido logró un mayor efecto sobre la reducción de poblaciones de nemátodos.

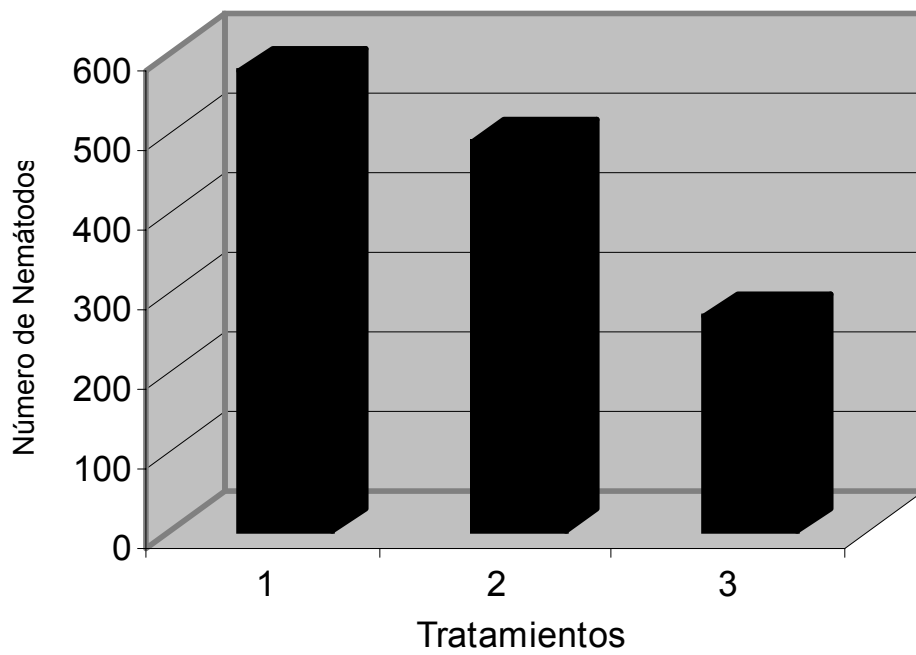


Figura 2. Número promedio de nemátodos en los diferentes tratamientos. Buenavista, Saltillo, Coah. México. 1998.

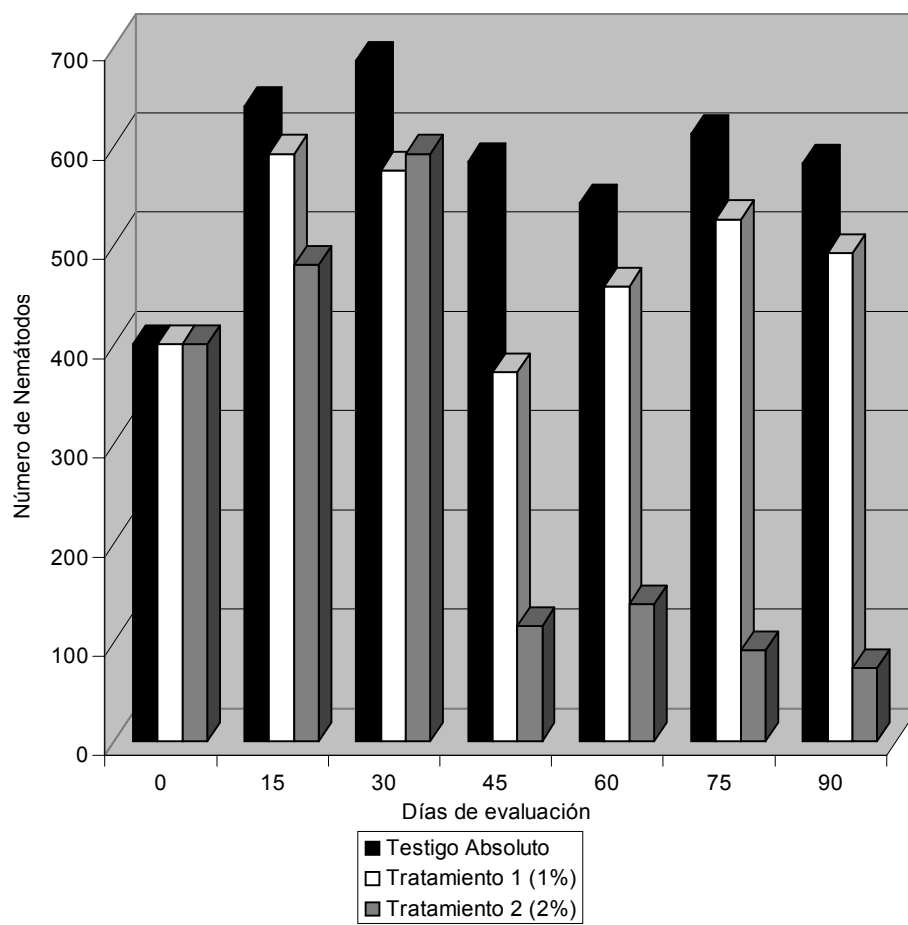


Figura 3. Poblaciones totales de nemátodos en los diferentes tratamientos y muestreos a diferentes días de evaluación. Buenavista, Saltillo, Coah. México. 1998.

**Cuadro 12. Poblaciones totales de nemátodos del género Meloidogyne en los diferentes tratamientos y muestreos a diferentes días de evaluación. Buenavista, Saltillo, Coah. México. 1998.**

TRAT	DIAS DE MUESTREO							Total	Media
	0	15	30	45	60	75	90		
1		358	365	342	285	222	168	1740	290.00
2		198	188	183	178	170	162	1079	179.83
3		170	145	85	80	58	50	588	98.00

**Cuadro 13. Análisis de varianza de la población total de nemátodos del género Meloidogyne en los diferentes muestreos y tratamientos a diferentes días de evaluación, así como su comparación de medias.**

FV	GL	SC	CM	FC	F Tablas	
					0.05	0.01
Tratamientos	2	111394.812500	55697.406550	18.5243 **	3.68	6.36
Error	15	45100.812500	3006.720947			
Total	17	156495.625000				

**C.V. = 28.97 por ciento**

Para la población total de nemátodos del género Meloidogyne, el análisis de varianza nos demuestra que también hay diferencias altamente significativas entre tratamientos, ya que la FC es mayor a la F de Tablas tanto al 0.05 como al 0.01.

## RESULTADOS DE LA COMPARACION DE MEDIAS

TRATAMIENTO	MEDIA
1	290.00 A
2	179.83 B
3	98.00 C

Nivel de significancia = 0.05

Valores de DMS entre los tratamientos de 67.4636

En este caso la comparación de medias nos demuestra que las diferencias entre tratamientos fue altamente significativa, debido a que el efecto del Nematrol Líquido fue diferente, es decir, que conforme se aumenta la concentración, el efecto es mayor.

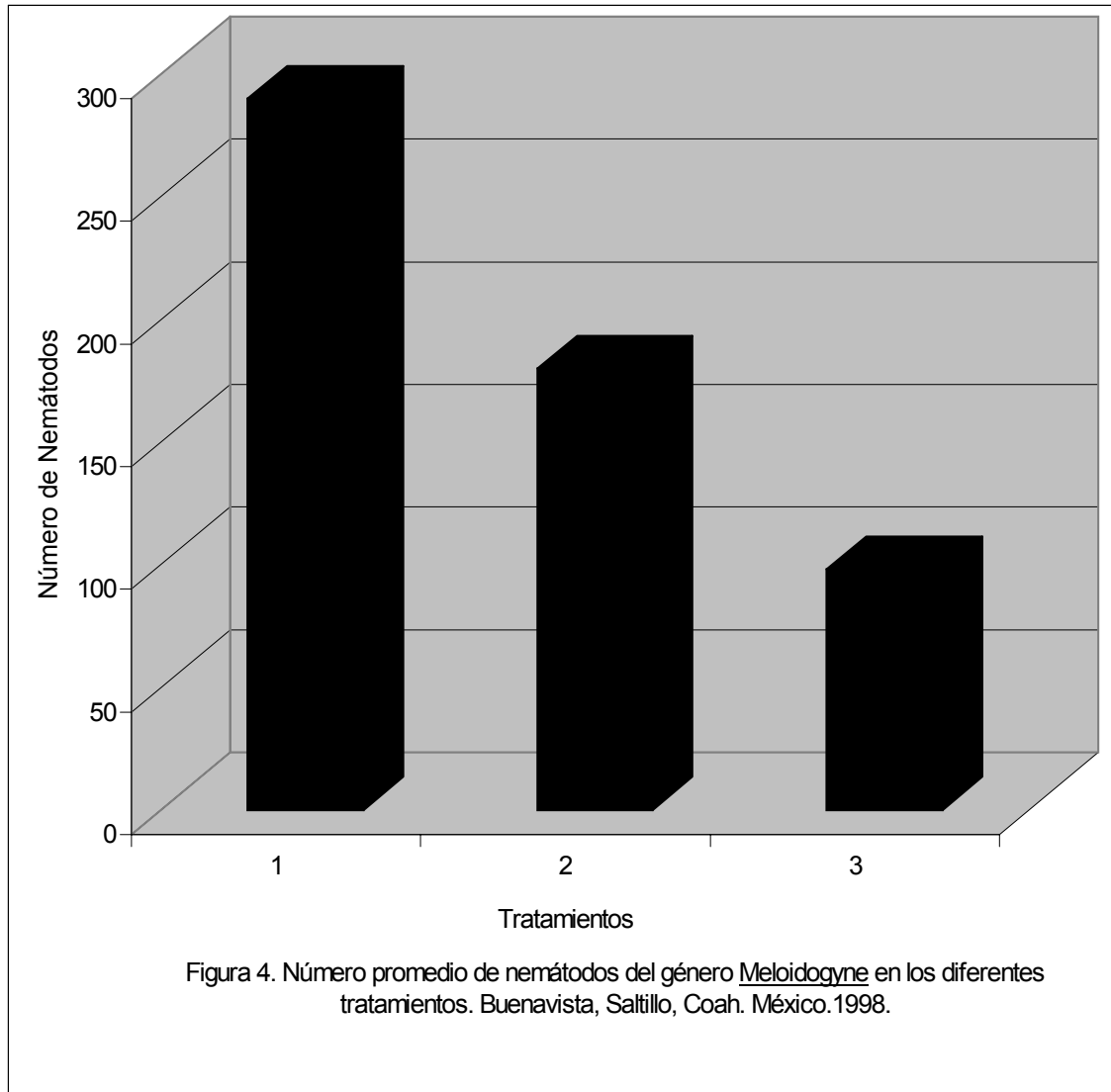


Figura 4. Número promedio de nemátodos del género *Meloidogyne* en los diferentes tratamientos. Buenavista, Saltillo, Coah. México. 1998.



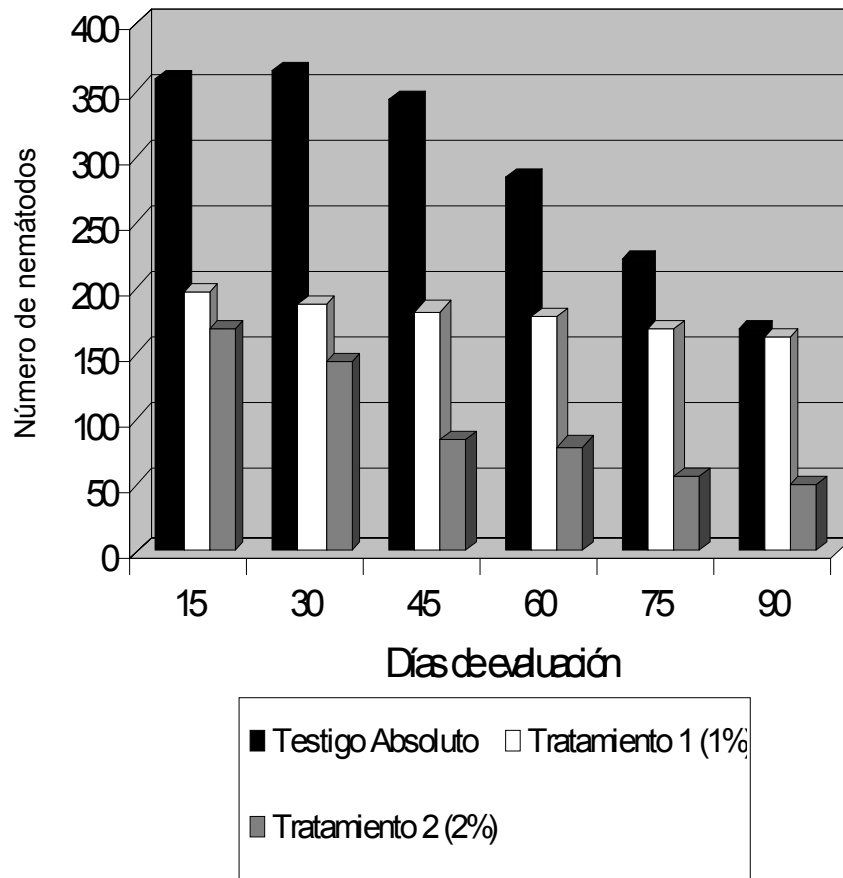


Figura 5. Poblaciones totales de nemátodos del género *Meloidogyne* en los diferentes tratamientos y muestras a diferentes días de evaluación. Buenavista, Sotillo, Coah. México. 1998.

## RECUESTO DE AGALLAS.

El día jueves 23 de abril de 1998 se realizó un recuento de agallas, tomando una maceta con sus respectivas plantas de cada tratamiento (cuadro 14 y figura 6). Las macetas fueron trasladadas al laboratorio de trabajo en donde se procedió a sacar las plantas con el mayor número y longitud posible de las raíces; posteriormente se realizó el recuento visual de agallas de raíz en raíz de cada planta de las macetas, en ocasiones auxiliándose del microscopio estereoscópico.

Este recuento de agallas se realizó al final del experimento, porque hasta entonces se empezaron a observar al momento de sacar las muestras (la cebolla por su tipo de raíces y en particular por la variedad con la que se trabajó, no fueron manifiestas las agallas).

1)	a)	382	2)	a)	242	3)	a)	68
	b)	438		b)	280		b)	76
	$\bar{x}$	= 410		$\bar{x}$	= 261		$\bar{x}$	= 72

**Cuadro 14. Número promedio de agallas en las plantas de cebolla ocasionadas por el género Meloidogyne en los diferentes tratamientos. Buenavista, Saltillo, Coah. México. 1998.**

TRAT	I	II	TOTAL	MEDIA
1	382	438	820	410
2	242	280	522	261
3	68	76	144	72

**Cuadro 15. Análisis de varianza del número de agallas en las plantas de cebolla ocasionadas por el género Meloidogyne en los diferentes tratamientos, así como su comparación de medias.**

FV	GL	SC	CM	FC	F Tablas	
					0.05	0.01
Tratamientos	2	114777.343750	57388.671875	74.1456 **	9.55	30.82
Error	3	2322.000000	774.000000			
Total	5	117099.343750				

C.V. = 11.23 por ciento

Para el caso del número de agallas, este análisis de varianza nos muestra que también hay diferencias altamente significativas entre tratamientos, debido a que la FC es mayor a la F de Tablas tanto al 0.05 como al 0.01.

#### RESULTADOS DE LA COMPARACION DE MEDIAS

TRATAMIENTO	MEDIA
1	410 A
2	261 B
3	72 C

Nivel de significancia = 0.05

Valores de DMS entre los tratamientos de 87.0236

En lo referente a estas medias, se podría decir que hay diferencias altamente significativas entre tratamientos, es decir, que el efecto que logró el Nematrol Líquido al disminuir las poblaciones de nemátodos del género Meloidogyne conforme se aumentó la concentración, fue por

consecuencia la reducción del número de agallas en las raíces de la planta de cebolla.

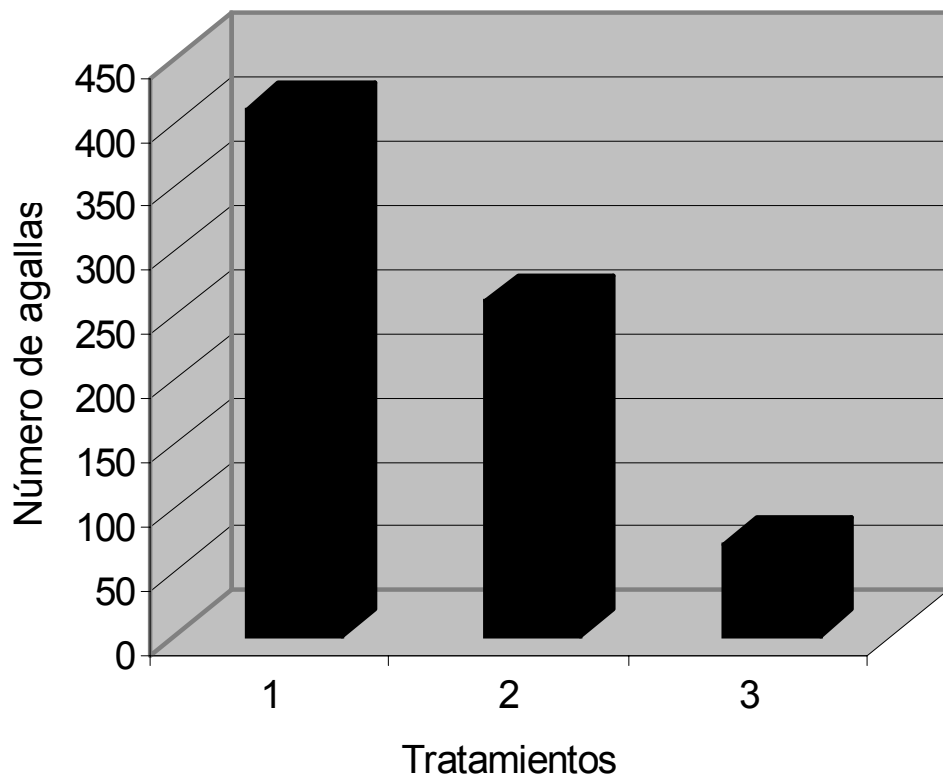


Figura 6. Número promedio de agallas ocasionadas por el género Meloidogyne en los diferentes tratamientos. Buenavista, Saltillo, Coah. México. 1998.



## **CONCLUSIONES**

**Al termino del presente trabajo de investigación y basándose en los resultados obtenidos de los diferentes tratamientos instalados, se puede concluir lo siguiente:**

**El producto orgánico elaborado a base de la enzimas (Nematrol Líquido), resultó ser más eficiente a la dosis alta (2%) que a la dosis recomendada (1%) y el testigo absoluto, tanto para reducir las poblaciones totales de nemátodos por tratamiento, como para reducir significativamente el número de nemátodos del género Meloidogyne y el número de agallas ocasionadas por este género.**

**El nemátodo que más prevaleció en los muestreos, tanto en el testigo absoluto como las dos dosis del Nematrol líquido ( 1 y 2 %), fue el género Rhabditis, mismo que no fue afectado por el producto orgánico.**

## RESUMEN

El presente trabajo de investigación se realizó con el propósito de evaluar la eficiencia de un producto orgánico a base de enzimas (Nematrol líquido) para controlar el nemátodo agallador (Meloidogyne spp.) en el cultivo de la cebolla. Experimento que se llevó a cabo en el invernadero No. 6 (CONACYT-FIDEHCAN) ubicado en las instalaciones de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, instalándose para tal fin en una cama de siembra del mismo invernadero 3 tratamientos y con 4 repeticiones cada uno; los tratamientos fueron, un testigo absoluto donde no se aplicó el producto orgánico y dos dosis del Nematrol líquido, una alta (2%) y otra recomendada por el fabricante (1%).

El trasplante se llevó a cabo el día 7 de Febrero en forma manual, realizando este mismo día un muestreo de pretrasplante.

Los distintos muestreos, se realizaron prácticamente en todas las macetas de las cuatro repeticiones, procurando obtener un poco de muestra de suelo de cada repetición del tratamiento respectivo, hasta completar el peso base de una muestra representativa (300 a 500 gramos). Bajo el método de los embudos de Baermann, se hizo la extracción de los nemátodos. Luego, se cuantificaron poblaciones e identificaron nemátodos del género Meloidogyne de los diferentes tratamientos.

La aplicación del producto orgánico, se efectuó al trasplantar y cada 15 días después de la realización de los muestreo a las dosis correspondientes en las repeticiones y sus respectivos tratamientos.

**La eliminación de malezas, aplicación de riegos y fertilización foliar, fueron llevadas a cabo cuando la planta de cebolla lo requirió.**

**Se utilizó un diseño completamente al azar, realizando además la comparación de medias con un nivel de significancia de 0.05 %.**

**Los resultados obtenidos estadísticamente fueron significativos, observándose que la mejor dosis fue la alta ( 2 % ) en comparación con la dosis recomendada por el fabricante ( 1% ) y testigo absoluto.**

**El nemátodo que más se observó en los muestreos de los diferentes tratamientos, fue el género Rhabditis.**



## LITERATURA CITADA

- Agrios, N.G.1996. Fitopatología. Ed. Limusa. 2ª ed. México. 838 p.**
- Alvarado, M.C.1974. La Cebolla : Condiciones Climáticas y Variedades. El Agricultor Costarricense. 32 (7) : 240.**
- Bauer, M. L.1984. Fitopatología. Ed. Futura. México. 377 p.**
- Brewster, L.J.1982. Effects of Photoperiod, Nitrogen Nutrition and Temperature on Inflorescence Initiation and Development in Onion (Allium cepa L.). Ann. Bot. 51 : 429-440.**
- Brodie, B.B.1984. Nematode Parasites of Potato. pp. 167-212. In : Nickle, W.R. (Ed.). Plant and Insect Nematodes. Marcel Dekker. New York.**
- Cásseres, E.1981. Producción de Hortalizas. Ed. IICA. 3ª ed. San José, Costa Rica. pp. 238-255.**
- Castaños, C.M.1993. Horticultura: Manejo Simplificado. UACH. Dirección General del Patronato Universitario. Chapingo, México. 527 p.**
- Cepeda, S.M.1996. Nematología Agrícola. Ed. Trillas. México. 305 p.**
- Del Bo, L.M.1976. El Huerto y el Jardín. Ed. de Vecchi. Barcelona, España. 240p.**

- Edmond, J.B.1985. Principios de Horticultura. Ed. Continental. 3ª ed. México. 575 p.**
- Eisenback, J. D.1985. Detailed Morphology and Anatomy of Second–Stage Juvenites Males, and Females of the Genus Meloidogyne root–knot Nematodes. pp. 47–77. In: Sasser, N.J. and C.C. Carter (eds.). An Advanced Treatise on Meloidogyne. Vol. 1. Dept. of Plant Pathology. North Carolina State Univ. Raleigh, N.C.**
- Fersini, A.1976. Horticultura Práctica. Ed. Diana. 2ª ed. México. 527 p.**
- García, R.A .1959. Horticultura. Ed. Salvat. 2ª ed. Barcelona, España. pp. 234-236.**
- Halfacre, R. G.1984. Horticultura. AGT Editor. 1ª ed. 1ª reimpresión(1992). México. 727 p.**
- Heald, C.M.1987. Classical Nematode Management Practices. pp. 100-104. In: Veech, J.A. and D.W. Dixon (eds.). Vistas on Nematology. E.O. Painter Printing Co. DeLeon Spring, F.L.**
- Hirschmann, H.1985. The Classification of the Family Meloidogynidae and Morphological Characters Differentiating its Species. Pp. 35-45 y 75-93. In: Sasser, N.J. and C.C. Carter(eds.). An advanced Treatise on Meloidogyne. VI. 2: Dept. of Plant Pathology. North Carolina State Univ. Raleigh, N.C.**
- Japón, Q.J.1982. Cultivo Extensivo de la Cebolla. Ministerio de Agricultura. Madrid. 20 p.**

**Juscafresa, G.1966. Bulbos, Tubérculos y Leguminosas. Serrahima y URPI.**

**Barcelona, España. 111 p.**

**Luc, M. et al.1987. A Reappraisal of Tylenchina. 2. Clasification of the Suborder Tylenchina. Revue Nematol. 10 (2) : 135-142.**

**Mai, W.F. and G.S. Abawi.1987. Interactions among Root-knot Nematodes and Fusarium Wilt Fungi on Host Plants. Ann. Rev. Phytopathol. 25: 317-338.**

**Montes, A.1980. Horticultura: Manual Práctico Ilustrado. Ed. Mexicanos Unidos. 2ª ed. México. 132 p.**

**Rodríguez, L.G.A.1973. Efectos de Diferentes Medios Germinativos en la Germinación de tres Variedades de Cebolla. Tesis de Licenciatura. ESAAN. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. 62 p.**

**Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos (SARH).1994. Hortícolas y**

**Ornamentales. Datos básicos. Número 5. Dirección Sistema-Producto. México. 74 p.**

**Sabry, S. A.1992. Microbial Degradation of Shrimp-shell Waste. J. Basic Microb. 32(2): 107-111.**

**Stirling, G.R.1991. Biological Control of Plant Parastic Nematodes: Progress, Problems and Prospects. C.A.B. International. Queensland**

**Department of Primary Industries, Plant Pathology Branch.**

**World Services to Agriculture. Brisbane, Australia. 282 p.**

**Taylor , L. A. and J.N. Sasser.1983. Biología, Identificación y Control de los Nemátodos de los Nódulos Radicales (especies de Meloidogyne). Departamento de Fitopatología de la Universidad del Estado de Carolina del Norte. Traducido por Carlos Sosa-Moss. México. 111 p.**

**Tindall, H.D.1983. Vegetables in the Tropics. Macmillan Education Ltd. London. 533 p.**

**Tiscornia, J.R.1988. Cultivo de Hortalizas Terrestres: Bulbos, raíces, etc. Ed. Albatros. Buenos Aires. 149 p.**

**Valadez, L.A. 1997. Producción de Hortalizas. Ed. Limusa. 6ª reimpresión. México. 298 p.**

**Van Der Mer , Q.P.1969. Effect of Temperature on the Ocurrence of Male Sterility in Onion (Allium cepa L.). Euphytica 18: 389-394.**

**Xu, W.Q.1991. Microbial Conversion of Shrimp-shell Chitin and enzyme Production. J. Fish. China. 15(3): 193-196.**

**Yamaguchi, M.1983. World Vegetables: Principles, Production and Nutritive values. AVI Publishing Co. Inc. Wesport, Connecticut ,USA. pp. 184-195.**

**Young, M.E.1986. Kinetics of Chitinase Production. I. Chitin Hydrolysis. Biotechnology and Bioengineering. 27(6): 769-775.**

