



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA AGRÍCOLA

MAESTRÍA EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL

**NEMATODOS ASOCIADOS A VIÑEDOS DE CABORCA, SONORA:
DISTRIBUCIÓN Y EVALUACIÓN DE PRODUCTOS ANTINEMATODOS**

T E S I S

**QUE COMO REQUISITO PARCIAL PARA
OBTENER EL GRADO DE:**

**MAESTRO EN CIENCIAS EN
PROTECCIÓN VEGETAL**

PRESENTA

MARCELA GLADYS SOLIS REYNOSO

CHAPINGO, MEX.

MAYO DEL 2002

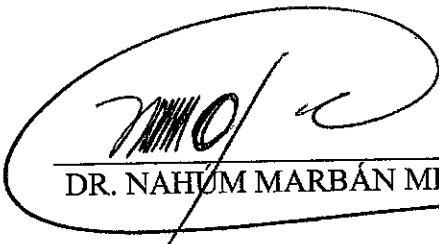


NEMATODOS ASOCIADOS A VIÑEDOS DE CABORCA, SONORA:
DISTRIBUCIÓN Y EVALUACIÓN DE PRODUCTOS ANTINEMATODOS

Tesis realizada por **Marcela Gladys Solis Reynoso** bajo la dirección del comité asesor indicado, siendo aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

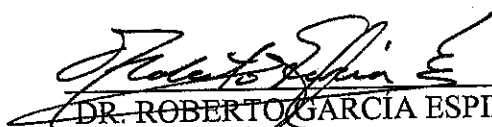
MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL

DIRECTOR:



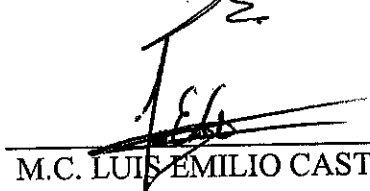
DR. NAHUM MARBÁN MENDOZA

ASESOR:



DR. ROBERTO GARCÍA ESPINOZA

ASESOR:

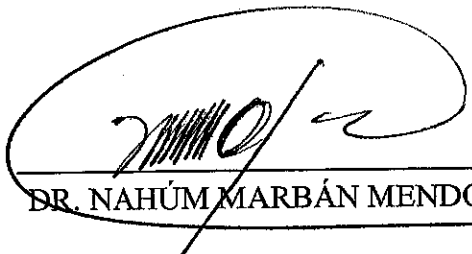


M.C. LUIS EMILIO CASTILLO MARQUEZ

NEMATODOS ASOCIADOS A VIÑEDOS DE CABORCA, SONORA:
DISTRIBUCIÓN Y EVALUACIÓN DE PRODUCTOS ANTINEMATODOS

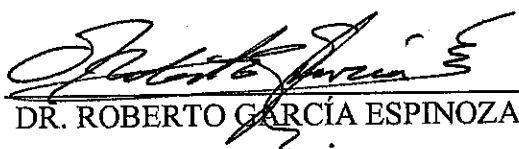
El jurado que revisó y aprobó el examen de grado de **Marcela Gladys Solis Reynoso** autor de la presente tesis de Maestría en Ciencias en Protección Vegetal estuvo constituido por:

PRESIDENTE:



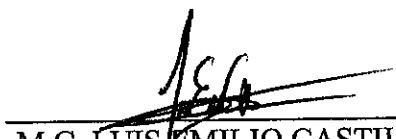
DR. NAHÚM MARBÁN MENDOZA

ASESOR:



DR. ROBERTO GARCÍA ESPINOZA

ASESOR:



M.C. LUIS EMILIO CASTILLO MARQUEZ

DEDICATORIA

Con todo mi amor a mi madre **Adela Reynoso Abúndez** , por su amistad apoyo y comprensión hoy y siempre.

A mi hija **María Celeste Garza Solis**, que es el motivo de mi vida y mi superación.

A mi hermano **Jesús Antonio Solis Reynoso** por su ayuda en momentos difíciles.

A mi tío **Juan Antonio Reynoso** por ser un pilar en mi vida.

AGRADECIMIENTOS

A Dios.....

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por su apoyo que me permitió realizar mis estudios de posgrado.

A la Universidad Autónoma Chapingo y al Departamento de Parasitología por darme la oportunidad de superarme.

A la empresa FMC Agroquímica de México, en especial a la gerencia de desarrollo y servicios técnicos por la ayuda prestada en la elaboración del trabajo de investigación.

A los propietarios y empleados de los ranchos por su gran colaboración y buen trato durante mi estancia en Caborca.

Al Dr. Nahum Marbán Mendoza, por su amistad y su enseñanza en aspectos de importancia en mi vida.

A Aurora Huerta Ortiz, por su ayuda desinteresada durante mis estudios y por su sincera amistad.

A Víctor Manuel Mora Pérez por su apoyo incondicional en mi vida.

A William Ballesteros Possú por su ayuda en la realización de este trabajo, por su amistad y cariño.

A Hipólito Genaro Hernández y José Ramírez Arias por su ayuda y enseñanza en el trabajo de laboratorio.

A mis amigos por su estímulo y apoyo de cada día: Yeuris, Lety, Rosy, Gusó, Juan Carlos, Héctor, Rocha, Leonel, Basal, Luis y a todas las personas del departamento que de una u otra forma me ayudaron durante mi estancia en Chapingo.

DATOS BIOGRÁFICOS

Marcela Gladys Solis Reynoso nació en la ciudad de México el día 20 de Diciembre de 1968, desarrolló sus estudios iniciales en esa ciudad posteriormente en Cuautla, Morelos, los estudios profesionales los realizó en Cuernavaca, su desempeño profesional estuvo dedicado primero, a la comercialización y exportación de flores de corte, en la iniciativa privada y en el gobierno de los Estados de Morelos y Tlaxcala.

Su desarrollo académico incluye dos catedras en la Universidad Autónoma del Estado de Morelos, así como participación en el Laboratorio de Micología del Centro de Investigaciones Biológicas de la misma universidad.

El entrenamiento en protección vegetal inició en dos cursos de enfermedades de plantas ornamentales impartido por el departamento de Fitopatología de la Universidad de California Riverside en Morelos y se continuó con los estudios de maestría en la Universidad Autónoma Chapingo, Departamento de Parasitología Agrícola.

INDICE

RESUMEN	vii
SUMMARY	viii
LISTA DE CUADROS	ix
LISTA DE FIGURAS	x
INDICE DE ANEXOS	xiii
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1. OBJETIVOS.....	2
1.2. HIPÓTESIS	2
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
2.1. Importancia mundial y nacional de la vid	4
2.2. La vid en México	4
2.3. Distribución nacional del cultivo	5
2.4. La vid en Sonora.....	6
2.5. Generalidades del cultivo	6
2.5.1 Origen.....	7
2.5.2 Descripción botánica	7
2.5.3 Requerimientos climáticos	8
2.6. Usos de la vid en México	10
2.7. Variedades de vid en México.....	11
2.8. Enfermedades del cultivo	15
2.9. Plagas del cultivo	16
2.9.1 Nematodos parásitos de la vid.....	17

2.9.1.1	<i>Xiphinema</i> spp.	18
2.9.1.2	<i>Longidorus</i> spp.	19
2.9.1.3	<i>Pratylenchus</i> spp.	20
2.9.1.4	<i>Tylenchulus semipenetrans</i>	21
2.9.1.5	<i>Meloidogyne</i> spp.	22
2.9.1.5.1	Importancia económica	22
2.9.1.5.2	Distribución mundial de <i>Meloidogyne</i> spp.	22
2.9.1.5.3	Distribución mundial de <i>Meloidogyne</i> en viñedos	24
2.9.1.5.4	Distribución nacional de <i>Meloidogyne</i> spp.	24
2.9.1.5.5	Distribución nacional de <i>Meloidogyne</i> en viñedos	25
2.9.1.5.6	Clasificación taxonómica del género <i>Meloidogyne</i> (Wouts, 1973) ..	26
2.9.1.5.7	Ciclo de vida.....	26
2.9.1.5.8	Anatomía	28
2.9.1.5.9	Formación de agallas.....	29
2.9.1.5.10	Daños causados por <i>Meloidogyne</i> en viñedos	30
2.9.1.5.11	Métodos de Control	31
2.10.	Otros nematodos.....	40
III.	MATERIALES Y MÉTODOS	42
3.1.	Trabajos de campo	42
3.1.1	Distribución de nematodos en la zona vitivinícola de Caborca, Sonora ..	42
3.1.2	Toma de muestras.....	43
3.1.3	Otros fitopatógenos edáficos:.....	46

3.2. Eficacia biológica de compuestos antinematodos	47
3.3. Trabajos de invernadero	50
3.3.1 Primer bioensayo	50
3.3.2 Segundo bioensayo	51
IV. RESULTADOS	57
4.1. Trabajo de campo 1.....	57
4.1.1 Distribución de nematodos en la zona.....	57
4.1.2 Otros patógenos edáficos	58
4.2. Trabajo de campo 2.....	58
4.2.1 Eficacia biológica de compuestos antinematodos	58
4.3. Trabajo en invernadero.....	87
4.3.1 Primer bioensayo:.....	87
4.3.2 Segundo bioensayo:.....	90
V. DISCUSIÓN.....	94
VI. CONCLUSIONES	100
VII. BIBLIOGRAFÍA.....	101
ANEXOS	111

RESUMEN

NEMATODOS ASOCIADOS A VIÑEDOS EN CABORCA, SONORA: DISTRIBUCIÓN Y EVALUACIÓN DE PRODUCTOS ANTINEMATODOS.

Se realizó un estudio en viñedos comerciales de la región de Caborca, Sonora para determinar la incidencia de nematodos asociados y evaluar productos con propiedades antinematodos. En cinco ranchos comerciales se encontró la presencia de *Meloidogyne incógnita*, *M. arenaria*, *M. javanica*, *Pratylenchus vulnus*, *P. brachicercus*, *P. thornei*, *Macroposthonia xenoplax* y *Xiphinema americanum* además de otros organismos fitopatógenos como: *Fusarium oxysporum*, *Rhizoctonia* spp., *Pythium* y la escama *Margarodes meridionales*. Los productos Rugby® 12L/Ha, Namacur® 10L/Ha y Defense® 20L/Ha fueron estadísticamente diferentes ($Pr > F$) ($\alpha = 0.05$) en relación a los testigos sin tratar, en cuanto a su actividad supresora contra *Meloidogyne incógnita*, después de 137 días de la aplicación en campo en las variedades, Superior y Thompson seedless. Rugby® fue el mas efectivo en cuanto a supresividad poblacional, índice de agallamiento (IA), índice de lesión (IL) y número de juveniles estadio dos (J2) en 100g de suelo y además con el que se obtuvo mejores rendimientos comparado con el testigo del agricultor (13 Ton/Ha contra 9.7 Ton/Ha).

En invernadero se realizaron dos bioensayos con plantas de jitomate de la variedad Saladet para evaluar la eficacia biológica de cinco productos (Horticplus®, Endospor®, Ditera®, Aminofit® y Nematrol®) con actividad promotora de crecimiento vegetal contra *Meloidogyne incógnita* comparados con Rugby® y testigo, en ambos casos se observó que Ditera® a una dosis de 2 g/maceta fue el que tuvo mejor efecto antinematodos ya que suprimió poblaciones además de inducir desarrollo radical y vegetativo de las plantas.

Palabras clave; vid, control químico.

SUMMARY

On five commercial vineyards in Caborca, Sonora, Mexico a study was conducted to determine nematode distribution and the efficacy of selected anti-nematode compounds. *Meloidogyne incognita*, *M. arenaria*, *M. javanica*, *Pratylenchus vulnus*, *P. brachicercus*, *P. thornei*, *Macroposthonia xenoplax* and *Xiphinema americanum* were identified and *M. incognita* was the most frequent one (82%). *Fusarium oxysporum*, *Rhizoctonia* spp, *Pythium* and the scale *Margarodes meridionales* were also found associated to poor plant growth. Rugby® 12 L/Ha, Nemacur® 10 L/Ha and Defence® 20 L/Ha were statistically different ($P > F$) ($\alpha = 0.05$) when compared to the untreated control regarding *M. incognita* population suppression 137 days after application in the varieties Flame, Superior and Thompson seedless. Rugby® was the most effective over population suppression, galling index (GI), lesion index (LI) and juveniles (J2) in 100 g soil. In addition, with this treatment the highest yields were obtained when compared to the rest of the treatments and the farmer's control (13, 11, and 9.7 Ton/Ha, respectively). Under greenhouse conditions two bioassays were conducted on tomato (cultivar Saladet) growing in nematode infested soil (*Meloidogyne incognita*) to evaluate selected compounds with growth promotion and/or antibiotic activity (Horticplus®, Endospor®, Aminofit®, Nematrol® and Ditera®). In both bioassay Ditera® at 2g/pot was more effective ($P > F$) ($\alpha = 0.05$) since less nematode population was obtained with better plant growth.

Key words; grapes, chemical control.

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1.	Ranchos, variedades, productos y fecha de muestreo.....	47
Cuadro 2.	Tratamientos del primer bioensayo.....	50
Cuadro 3.	Tratamientos, dosis y forma de aplicación del segundo bioensayo	51
Cuadro 4.	Fitonematodos (100g de suelo + 50g de raíz) por variedad de vid en ranchos cooperantes de Caborca, Sonora 2001.....	57

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Variedad Flame	12
Figura 2. Variedad Superior.....	13
Figura 3. Variedad Thompson.	14
Figura 4. Variedad Perlette.	15
Figura 5. Raíz con agallas causadas por <i>Meloidogyne incognita</i>	31
Figura 6. Rancho Viva. Índice de agallamiento Variedad - Fecha de muestreo.....	59
Figura 7. Rancho Viva. Índice de agallamiento. Tratamiento – Variedad:	
Figura 9. Rancho Viva.Índice de agallamiento. Variedad – Tratamiento – Fecha de muestreo.	62
Figura 10. Rancho Viva.Índice de lesión. Variedad- Fecha muestreo.....	63
Figura 11. Rancho Viva. Índice de lesión. Variedad –Tratamiento.....	64
Figura 12. Rancho Viva. Índice de lesión –Fecha de muestreo ratamientos.....	65
Figura 13. Rancho Viva índice de lesión. Variedad – Tratamiento – Fecha de muestreo:	66
Figura 14. Rancho Viva No. de juveniles estadio 2 (J2). Variedad - Fecha de muestreo	67
Figura 15. Rancho Viva No. de juveniles estadio2 (J2).Variedad - Tratamiento	68
Figura 16. Rancho Viva No. de juveniles estadio2 (J2) antes y después de la aplicación por tratamientos).	69

Figura 17. Rancho Viva No.de juveniles estadio 2 (J2). Variedad – Tratamiento – Fecha de muestreo:	70
Figura 18. Rancho Viva rendimiento.Variedad - Tratamiento.	71
Figura 19. Rancho El Rocio índice de agallamiento. Tratamientos antes y después de la aplicación.	72
Figura 20. Rancho El Rocio índice de lesión. Tratamientos antes y después de la aplicación	73
Figura 21. Rancho El Rocio No. de juveniles estadio 2 (J2). Tratamientos antes y después de la aplicación.	74
Figura 22. Rancho El Rocio rendimientos con los tratamientos.....	75
Figura 23. Rancho Sn. Pablo índice de agallamiento. Tratamientos antes y después de la aplicación.	76
Figura 24. Rancho Sn Pablo índice de lesión. Tratamientos antes y después de la aplicación.	77
Figura 25. Rancho Sn Pablo No. de juveniles estadio 2 (J2). Tratamientos antes y después de la aplicación.	78
Figura 26. Rancho Sn Pablo rendimientos con los tratamientos.	79
Figura 27. Rancho Sn. Francisco índice de agallamiento Tratamientos - Fechas de muestreo.	80
Figura 28. Rancho Sn. Francisco índice de lesión Tratamientos - Fechas después de la aplicación.	81
Figura 29. Rancho Sn. Francisco No. de juveniles estadio dos (J2) - Tratamientos – Fechas de muestreo..	82
Figura 30. Rancho Sn. Francisco rendimiento con tratamientos.	83

Figura 31. Rancho SPR33 índice de agallamiento. Tratamientos – Fecha de muestreo.	84
Figura 32. Rancho SPR33 índice de lesión. Tratamientos – Fecha de muestreo.....	85
Figura 33. Rancho SPR33 No. de juveniles estadio 2 (J2). Tratamientos – Fecha de muestreo	86
Figura 34. Rancho SPR33 rendimientos tratamientos..	87
Figura 35. Bioensayo 1.Índice de agallamiento. Tratamientos.....	88
Figura 36. Bioensayo 1 Peso fresco de la parte aérea. Tratamientos.....	89
Figura 37. Bioensayo 1 Peso fresco de la raíz. Tratamientos.	90
Figura 38. Bioensayo 2. Índice de agallamiento. Tratamientos y dosis.....	91
Figura 39. Bioensayo 2 Peso fresco de la parte aérea Tratamientos y dosis.....	92
Figura 40. Bioensayo 2 Peso fresco de la raíz. Tratamientos y dosis.....	93

LISTA DE ANEXOS

Anexo 1. Análisis de varianza del índice de agallamiento en raíces de plantas de vid de las variedades Flame y Superior del rancho Viva a los 0 y 68 días después de la aplicación de Rugby® Nematicur®, Defense® y testigo.	112
Anexo 2. Análisis de varianza del índice de lesión en raíces de plantas de vid de las variedades Flame y Superior del rancho Viva a los 0 y 68 días después de la aplicación de Rugby® Nematicur®, Defense® y testigo.	112
Anexo 3. Análisis de varianza de la cantidad del número de juveniles (J2) en 100 gramos de suelo del rancho Viva a los 0 y 68 días después de la aplicación de Rugby® Nematicur®, Defense® y testigo.	113
Anexo 4. Análisis de varianza del rendimiento de plantas de vid de las variedades Flame y Superior del rancho Viva.	113
Anexo 5. Análisis de varianza del índice de agallamiento en raíces de plantas de vid de la variedad Thompson del rancho El Rocío a los 0 y 57 días después de la aplicación de Rugby® Nematicur® y Testigo.	114
Anexo 6. Análisis de varianza del índice de lesión en raíces de plantas de vid de la variedad Thompson del rancho El Rocío a los 0 y 57 días después de la aplicación de Rugby®, Nematicur® y Testigo.	114
Anexo 7. Análisis de varianza del número de juveniles estadio 2 (J2) en 100 gramos de suelo del rancho El Rocío a los 0 y 57 días después de la aplicación de Rugby®, Nematicur® y Testigo.	115
Anexo 8. Análisis de varianza del rendimiento en raíces de plantas de vid de la variedad Thompson del rancho El Rocío.	115
Anexo 9. Análisis de varianza del índice de agallamiento en raíces de plantas de vid de la variedad Flame del rancho Sn. Pablo a los 0 y 68 días después de la aplicación de Rugby y Nematicur	116
Anexo 10. Análisis de varianza del índice de lesión en raíces de plantas de vid de la variedad Flame del rancho Sn. Pablo a los 0 y 68 días después de la aplicación de Rugby® y Nematicur®	116
Anexo 11. Análisis de varianza del número de juveniles (J2) en 100 gramos de suelo del rancho Sn. Pablo a los 0 y 68 días después de la aplicación de Rugby® y Nematicur®.....	117
Anexo 12. Análisis de varianza del rendimiento en raíces de plantas de vid de la variedad Flame del rancho Sn. Pablo.	117

Anexo 13. Análisis de varianza del índice de agallamiento en raíces de plantas de vid de la variedad Thompson del rancho Sn. Francisco a los 0, 48 y 137 días después de la aplicación de Rugby® y Ditera®.	118
Anexo 14. Análisis de varianza del índice de lesión en raíces de plantas de vid de la variedad Thompson del rancho Sn. Francisco a los 0, 48 y 137 días después de la aplicación de Rugby® y Ditera®.	118
Anexo 15. Análisis de varianza del número de juveniles estadio 2 (J2) en raíces de plantas de vid de la variedad Thompson del rancho Sn. Francisco a los 0, 48 y 137 días después de la aplicación de Rugby® y Ditera®.	119
Anexo 16. Análisis de varianza del rendimiento en raíces de plantas de vid de la variedad Thompson del rancho Sn. Francisco.	119
Anexo 17. Análisis de varianza del índice de agallamiento en raíces de plantas de vid de la variedad Flame del rancho SPR33 a los 0, 48 y 137 días después de la aplicación de Rugby® y Ditera®.	120
Anexo 18. Análisis de varianza del índice de lesión en raíces de plantas de vid de la variedad Flame del rancho SPR33 a los 0, 48 y 137 días después de la aplicación de Rugby® y Ditera®.	120
Anexo 19. Análisis de varianza del número de juveniles (J2) en 100 gramos de suelo del rancho SPR33 a los 0, 48 Y 137 días después de la aplicación de Rugby® y Ditera®.	121
Anexo 20. Análisis de varianza del rendimiento en raíces de plantas de vid de la variedad Flame del rancho SPR33.	121
Anexo 21. Análisis de varianza del índice de agallamiento en raíces de plantas de jitomate, (8 semanas después del transplante) desarrolladas en suelo de Caborca infestado con Meloidogyne en condiciones de invernadero tratadas con diferentes productos y no tratadas correspondientes al primer bioensayo.	122
Anexo 22. Análisis de varianza del peso fresco de la parte aérea en plantas de jitomate, (8 semanas después del transplante) desarrolladas en suelo de Caborca infestado con Meloidogyne en condiciones de invernadero tratadas con diferentes productos y no tratadas correspondientes al primer bioensayo.	122
Anexo 23. Análisis de varianza del peso fresco de la raíz en plantas de jitomate, (8 semanas después del transplante) desarrolladas en suelo de Caborca infestado con Meloidogyne en condiciones de invernadero tratadas con diferentes productos y no tratadas correspondientes al primer bioensayo.	123
Anexo 24. Análisis de varianza del índice de agallamiento en raíces de plantas de jitomate, (8 semanas después del transplante) desarrolladas en suelo de Caborca infestado con Meloidogyne en condiciones de invernadero tratadas con diferentes productos en tres dosis y no tratadas correspondientes al segundo bioensayo.	123

Anexo 25. Análisis de varianza del peso fresco de la parte aérea de plantas de jitomate, (8 semanas después del transplante) desarrolladas en suelo de Caborca infestado con Meloidogyne en condiciones de invernadero tratadas con diferentes productos en tres dosis y no tratadas correspondientes al segundo bioensayo.	124
Anexo 26. Análisis de varianza del peso fresco de la raíz de plantas de jitomate, (8 semanas después del transplante) desarrolladas en suelo de Caborca infestado con Meloidogyne en condiciones de invernadero tratadas con diferentes productos en tres dosis y no tratadas correspondientes al segundo bioensayo.	124

I. INTRODUCCIÓN

La vid *Vitis vinifera* L. es una planta que se encuentra ampliamente distribuida en el mundo, destinando su producción a la elaboración de vinos, uva de mesa, pasas y fruta enlatada.

Esta planta fue traída a México por los españoles en el siglo XVI. En la actualidad se cultiva en varios Estados de la República siendo los principales: Sonora, Baja California, Zacatecas, Coahuila y Aguascalientes, en los que se obtiene poco más del 95% de la producción nacional de uva (Martínez, 1989), siendo Sonora el estado que mas aporta a dicha producción.

Las variedades que mas se utilizan en México para la producción de vino de mesa son: Cabernet Sauvignon, Merlott, Zifandel, Blanck chanic, Chardoney y, para la producción de fruta fresca: Flame, Perlette, Sugrasone, Thompson sedles y Red globe .

A nivel mundial uno de los principales problemas fitosanitarios del cultivo de la vid son los nematodos, y México no es la excepción, en donde se ha detectado la presencia de especies de nematodos fitoparásitos tales como: *Criconemella xenoplax*, *Pratylenchus vulnus*, *Xiphinema americanum*, *Meloidogyne* spp y, específicamente en los viñedos de la Costa de Hermosillo Sonora se han detectado los géneros *Meloidogyne*, *Xiphinema*, *Pratylenchus*, *Longidorus* y *Trichodorus* (Lee, 1969).

En el Estado de Sonora al igual que muchas regiones productoras de vid los nematodos fitoparásitos son responsables de grandes pérdidas económicas (Sasser y Freckman, (1987). Las pérdidas económicas que éstos han venido ocasionando desde su detección, a nivel mundial, han motivado que en los últimos 30 años se usen de manera cotidiana productos químicos como Bromuro de metilo, Aldicarb® Carbofurán® y Fenamifos® entre otros para mantener las poblaciones de nematodos en niveles no dañinos para el cultivo.

Por otro lado la tendencia mundial en el control de plagas y enfermedades está enfocada a la eliminación a mediano plazo del uso de productos químicos que se ha demostrado tienen efectos negativos sobre el ambiente y el ser humano y hacia, la búsqueda de alternativas de menor impacto a la salud humana y ambiental, que sustituya a aquellos. Desde esta perspectiva, en el año 2001, se realizó la presente investigación.

1.1. OBJETIVOS

1. Identificar las especies de nematodos fitopatógenos presentes en la zona vitivinícola de Caborca, Sonora.
2. Determinar la eficacia de los productos antinematodos, químicos y orgánicos de uso comercial actual en la región.
3. Evaluar la eficacia de productos no convencionales de origen orgánico no sintético para el control del nematodo agallador *Meloidogyne incógnita*.

1.2. HIPÓTESIS

1. En todas las plantaciones de vid de la región de Caborca, Sonora se encuentra presentes los géneros de nematodos reportados asociados al cultivo.
2. Los productos antinematodos no químicos son igualmente eficaces para combatir a los nematodos en la región que los químicos sintéticos.
3. Algunos productos orgánicos que promueven el desarrollo vegetal pueden ser útiles para controlar a *Meloidogyne incógnita*.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Importancia mundial y nacional de la vid

La vid (*Vitis vinifera* L.) es una de las plantas cultivadas con mayor distribución en el mundo, la producción mundial de uvas excede a la de cualquier otro frutal de clima templado (Einset y Pratt, 1993).

De acuerdo con la FAO existen 90 países productores de uva fresca con una superficie total para el año 2001 de 7,637,428 Ha y una producción de 64,289,399 Ton y un rendimiento promedio de 8.4176 Ton/Ha, siendo Italia, Francia, España, Estados Unidos de América y China; los cinco principales productores. México ocupa el lugar número 28 con una producción de 480,000 Ton., el estado de Sonora tiene una producción de 219,386 Ton.

2.2. La vid en México

En 1525 Hernán Cortés ordenó la plantación de vides en México. El primer viñedo se estableció en el poblado de Santa María de Parras, Coahuila en 1591 y, dos años después se establecen las primeras bodegas y la producción de vinos para la Nueva España. En 1697 se introdujeron los primeros sarmientos a California. (Chávez, 1956). El cultivo de la vid en México tuvo un importante y acelerado desarrollo. Tal fue el éxito de la

vitivinicultura en la Nueva España, que el rey Felipe II prohibió esta actividad por temor a la competencia comercial con la corona (Gutiérrez, 1973).

Debido a la situación económica y política del país en el siglo XIX, la viticultura no recibió la atención adecuada y sólo pequeñas áreas en los Estados de Baja California, Querétaro y Aguascalientes se logran mantener. En 1843, el gobierno del presidente Antonio López de Santa Ana intenta estimular nuevamente la viticultura por medio de la Escuela de Agricultura de Santo Tomás, situación que el gobierno de Porfirio Díaz compartió.

En 1903 son introducidas a México una gran cantidad de cepas europeas y años más tarde, durante la Revolución Mexicana ocurre el abandono y destrucción de los viñedos, caos que dura por lo menos diez años. A partir de 1940, durante la Segunda Guerra Mundial cuando la vitivinicultura europea se encontraba paralizada, México reinicia su desarrollo y llega a repuntar hasta finales de los años setentas (Goyenechea, 1989).

2.3. Distribución nacional del cultivo

Las principales entidades productoras de uvas en nuestro país son: Sonora, Baja California, Zacatecas, Coahuila y Aguascalientes; entre estos cinco Estados se concentra poco más del 95% de la producción nacional (Martínez, 1989).

De acuerdo con el servicio de Información y Estadística Agroalimentaria y Pesquera (SIAP) en el 2001 en nuestro país se sembró una superficie de 40,234 Ha, de las cuales se cosecharon 25,629 Ha obteniéndose una producción de 276,564 Ton., lo cual nos da

un rendimiento de 10.791 Ton/Ha. En el Estado de Sonora en el mismo año se sembraron 28,176 Ha de las cuales se cosecharon 19,431 Ha obteniendo un rendimiento de 11.29 Ton/Ha

2.4. La vid en Sonora

Las plantaciones de vid en Sonora se iniciaron en la Costa de Hermosillo en 1953 con estacas de la variedad Misión traídas de Loreto, Baja California.

En 1958 se llevó a cabo la primera operación económica con uva sonorense, cuando un grupo de agricultores pioneros de la Costa de Hermosillo vendieron a una vinícola establecida en Tecate, Baja California 300 Ton de uva de variedades industriales tales como Carignane, Grenache y Misión, habiendo sido traídas las dos primeras de California U.S.A. en 1954.

En 1966 se inicia en la zona la preparación de uva de mesa para consumo en fresco, destinadas principalmente al mercado de exportación, así pues, Sonora, se integra a la llamada “Uva del desierto” debido a que la cosecha en ese Estado, se presenta 15 días antes de la correspondiente en el Valle de Coachella en California U.S.A. La cosecha de uva de mesa en Sonora se inicia a principios de Mayo y termina a principios de Julio, a diferencia de la vid industrial cuya cosecha se inicia a finales del mes de Julio. (<http://www.aalpum.com.mx/historia.htm>).

2.5. Generalidades del cultivo

2.5.1 Origen

El origen de la vid se remonta al cuarto milenio a. C. en Asia Menor en la región entre y al Sur de los mares Negro y Caspio (Winkler *et al.*, 1974).

2.5.2 Descripción botánica

Subdivisión Angiospermas

Clase Dicotiledóneas

Orden Rhamnales

Familia Vitaceae

Género *Vitis*

Especie vinífera

De acuerdo con Winkler *et al.* (1974) la familia Vitaceae tiene las siguientes características:

Son arbustos trepadores con zarcillos, no son erectos, el tallo es articulado formado por secciones, las hojas son simples, también pueden ser compuestas, alternadas, las flores son pequeñas, hermafroditas o unisexuales y colocadas en inflorescencias cimosas.

El fruto de la vid es una baya de forma esférica y ovalada, su tamaño es variable de 5 hasta 35 mm según la variedad, dependiendo de ésta el color, siendo desde verdoso

amarillento, amarillo dorado con más o menos pecas oscuras (uvas blancas) o rojizo, violáceo o negro (uvas tintas) el sabor del fruto es dulce.

2.5.3 Requerimientos climáticos

Temperatura.- Ferrato (1981) menciona que la vid se adapta a climas variados, pues prospera tanto en regiones cálidas; en donde es capaz de resistir sequías prolongadas, como en zonas relativamente frías, pero prefiere los climas templados.

Hidalgo en 1993 menciona que la vid es una planta adaptada a los más variados climas de la geografía mundial, desde las zonas frías de Rusia hasta las zonas desérticas de California; desde las templadas costas mediterráneas hasta las continentales regiones centroeuropeas, coincidiendo parcialmente con Ferrato (1981).

Las zonas que mejor favorecen el cultivo de la vid para cualquiera de sus usos son las zonas con un clima menos extremo, es decir un clima del mediterráneo o una variación del mismo (Macías, 1993).

Hidalgo (1993) señala que las exigencias climáticas están definidas por las temperaturas, la insolación y las lluvias; considera temperaturas medias anuales no inferiores a los 9°C, situándose el óptimo entre 11°C y 18°C, con máximos que pueden sobrepasar los 40°C e incluso los 45°C; sin embargo temperaturas elevadas por encima de los 42°C son desfavorables ocasionando desecaciones en hojas y frutos.

Winkler (1975) considera que las vides son nativas de las regiones templadas comprendidas entre los 34° de Latitud Norte y 49° de Latitud Sur, donde los veranos son

largos, cálidos y secos y los inviernos son frescos. Al respecto, Martínez de Toda (1991) refiere que la temperatura óptima para que la vid realice la fotosíntesis es de 25 a 30°C, a temperaturas muy bajas, del orden de 10 a 15°C, la fotosíntesis es muy limitada y con temperaturas mayores de 30°C resulta en una disminución fotosintética.

Suelo.- La vid es un cultivo que se adapta a una gran variedad de suelos aunque se ha determinado que se adapta mejor a suelos de textura intermedia a ligera, profundos y con buen drenaje en donde además, los problemas de manejo son menores. Se ha observado que la fertilidad del suelo es menos importante que las condiciones físicas del mismo (SARH, 1981).

Burgueño (1994) afirma que para obtener parras sanas altamente productivas es tener un sistema de raíces sano. Esto sólo se puede lograr con suelos de buena estructura (buena aireación y drenaje) y que tenga un buen contenido de materia orgánica, pH favorable, y niveles adecuados de sales de sodio. Winkler (1974) menciona que la vid es una planta que se adapta a diversos tipos de suelo, que van desde los arenosos, hasta los arcillosos, debido a su amplio sistema radical y al gran poder de penetración, puede prosperar en terrenos profundos y superficiales. Las uvas de mesa y las usadas para vinos secos de primera calidad pueden prosperar en suelos menos fértiles, mientras que los suelos fértiles son aptos para uva-pasa.

Ponce en 1995 coincide con los autores anteriores al afirmar que la vid es un cultivo fácilmente adaptable a muchos tipos de suelo, desde arenas hasta arcillas pesadas y de

delgados a profundos, pero las características óptimas son suelos francos o de migajón, moderados o profundos, bien drenados y sin acumulación de sales perjudiciales (35% arena, 35 – 40% limo, 10 – 25% arcilla) y de preferencia planos, la profundidad recomendable está entre 1.8 a 3.0 m ó mas

Agua.- Según Hidalgo en 1980, las necesidades hídricas de la vid para obtener cosechas comerciales, varía entre 450 y 500 mm distribuidos a lo largo del ciclo de crecimiento del cultivo. Winkler (1975) señala que en la región costera de California, EUA son suficientes 500 mm anuales de lluvia, siempre y cuando el suelo sea profundo y con capacidad de almacenar por lo menos el 10% de la lluvia anual antes de la brotación de primavera. (Buttrose, 1974).

Según Buttrose (1974), las zonas vitícolas del mundo se ubican entre las isoyetas 200 y 1200 mm. No obstante, con precipitaciones menores de 500 mm anuales el cultivo debe practicarse forzosamente con riego y de acuerdo con Ponce (1995) la cantidad de agua requerida para el crecimiento normal y la fructificación de la vid, es de 1542 – 5140 m³/año/Ha.

2.6. Usos de la vid en México

De acuerdo con su uso las vides se dividen en cinco clases principales. (Weaver, 1981).

Vides para vino, mesa, pasas, jugo y enlatar.

Negrete (1990) afirma que en México la uva puede ser utilizada como fruta fresca o bien para la elaboración de vinos, para pasas, elaboración de jugos y la fabricación de bebidas destiladas como brandy, cognac, armaynac, etc. Además la vid tiene otros usos industriales, como son: la extracción de aceites de sus semillas, pigmentos y la producción de etanol (Amerine y Singleton, 1977).

2.7. Variedades de vid en México

En México se tienen plantaciones tanto para vino como para uva de mesa, jugo y pasas.

Algunas de las variedades utilizadas para vino son: Cabernet sauvignon, Zifandel, Merlott, Blanc Chenic, Chardoney, entre otras y las de mesa se tienen Perlette, Flame, Sugraone, Thompson seedless y Red globe.

En la región de estudio (Caborca, Sonora) se tienen plantaciones generalmente de 1,750 plantas/Ha en donde las variedades utilizadas son para uva de mesa, pasas y algunos licores, dichas variedades son:

Flame.- Esta uva es la mas popular por su forma redonda sin semilla de color rojo en racimos grandes de textura crujiente con sabor dulce fuerte (Figura 1).

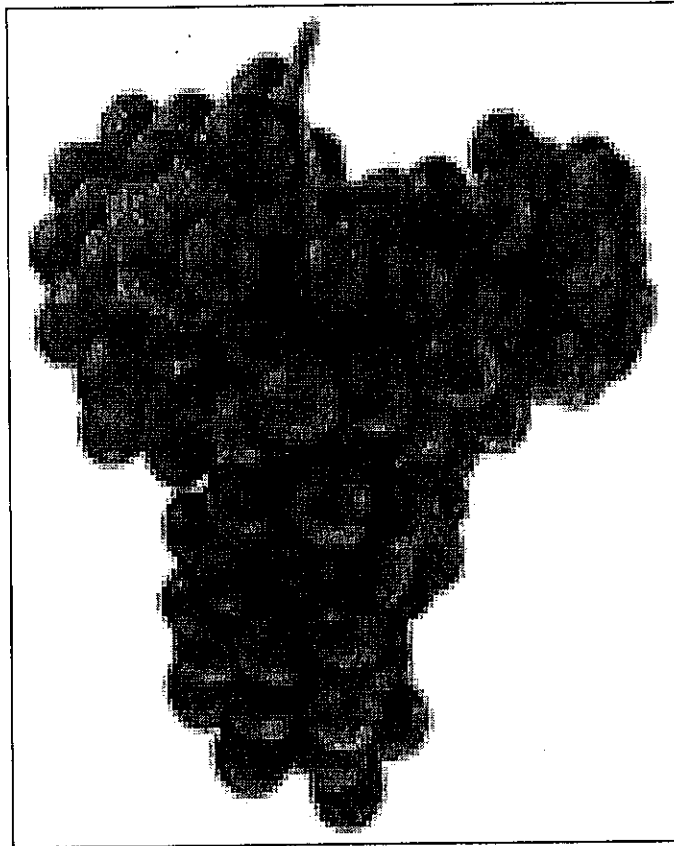


Figura 1. Variedad Flame

Superior.- De reciente introducción al mercado, conocida también como “Sugraone” con bayas grandes y alargadas sin semilla de color verde claro y racimos abundantes de textura crujiente con un sabor dulce refrescante (Figura 2).

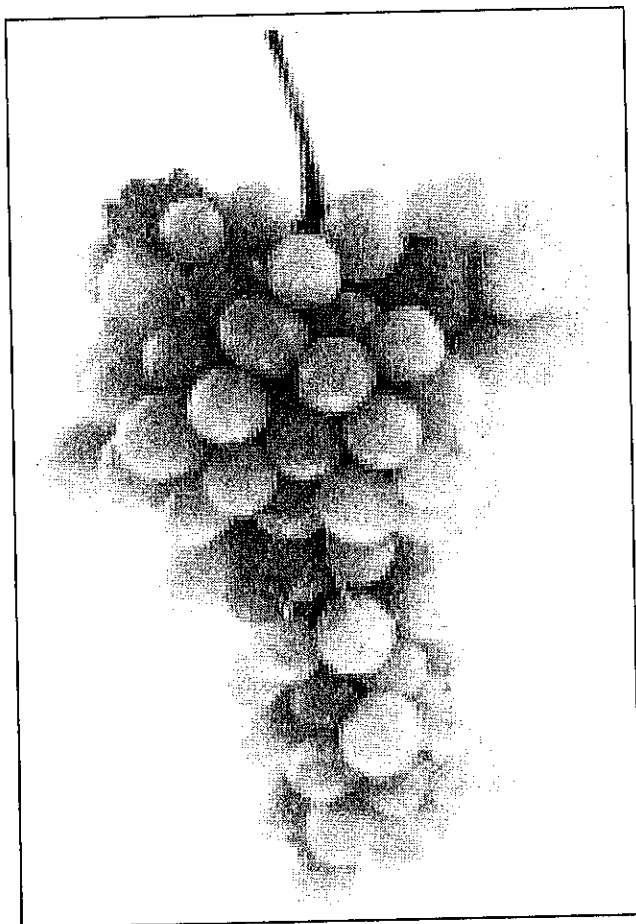


Figura 2. Variedad Superior.

Thompson seedless.- Se le considera “La reina de las uvas” por sus bayas medianas sin semilla y alargadas de color verde claro y de dulzura muy agradable (Figura 3).

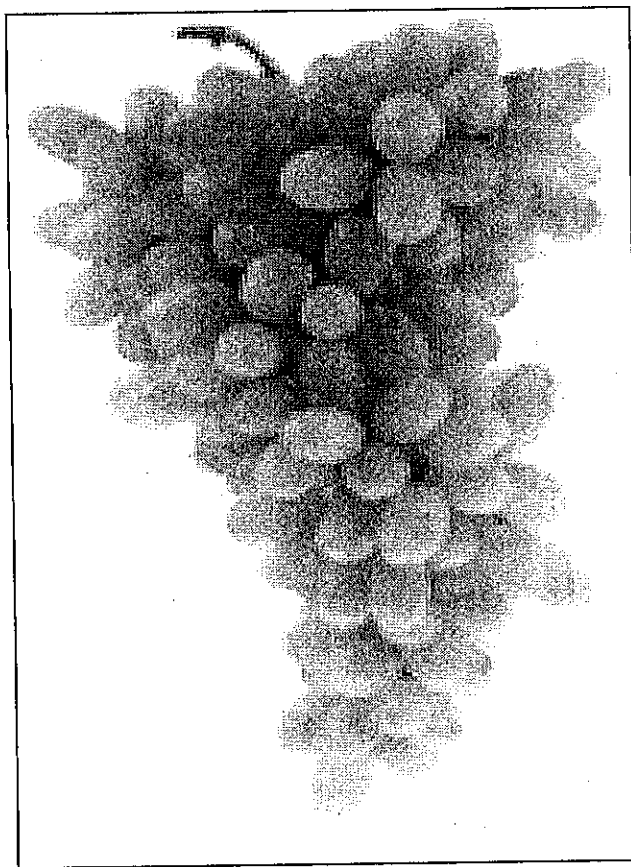


Figura 3. Variedad Thompson.

Perlette.- Uva de bayas redondas sin semilla color blanco cristalino en racimos grandes con textura crujiente (Figura 4).

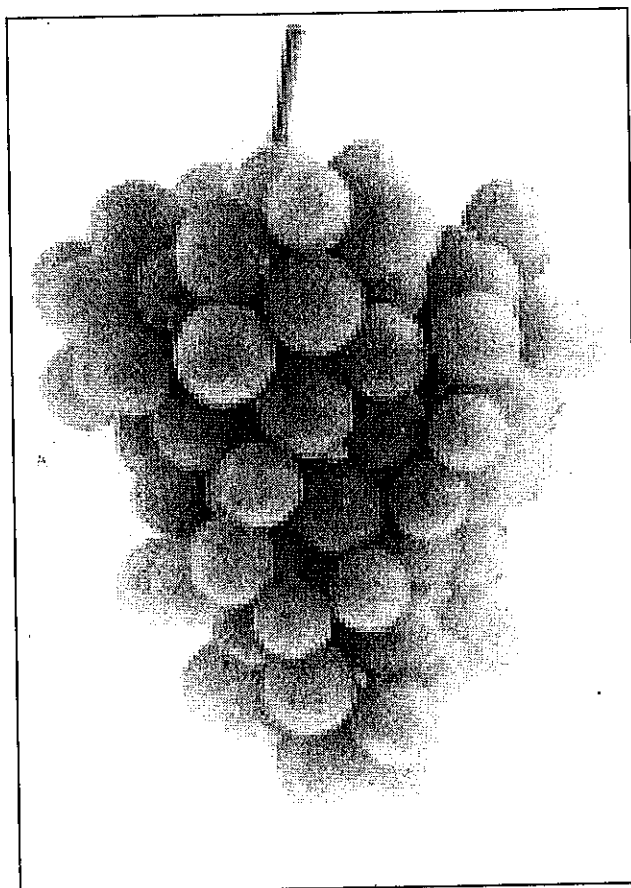


Figura 4. Variedad Perlette.

2.8. Enfermedades del cultivo

Weaver, 1988 afirma que las enfermedades fungosas que atacan a la vid en las distintas regiones vitícolas de México son: mildiú veloso (*Plasmopara viticola* B. & T.) y

cenicilla polvorienta (*Uncinula necator* B.). Altube (1985) menciona que las enfermedades fungosas del cultivo de la vid son pudrición texana (*Phymatotricum omnivorum*), cenicilla polvorienta (*Uncinula necator* B.) y mildiú veloso (*Plasmopara viticola* B. & T.). Winkler *et al.*, 1974 afirman que *Uncinula necator* B. ataca las partes verdes de la planta. El control se ha hecho siempre preventivo con productos que contengan cobre, algunos de los que se han utilizado a través del tiempo son: Cuprosol®, Caldo bordelés, Captan®, Benlate® y Manzate®, solos o mezclados, Ronilan®, Zineb®, Tirad®, Roural®, Ridomil®, Curzate®, entre muchos otros.

Las enfermedades virosas que se presentan en viñedos de México son dos: enfermedad de Pierce y enrollamiento de la hoja (Mancilla, 1981, citado por Méndez, 1989). En México han sido detectadas las siguientes enfermedades virosas: enrollamiento de la hoja, hoja de abanico, corteza corchosa y mancha anular (Altube, 1985). Winkler *et al.* (1974) mencionan que la enfermedad de Pierce se ha encontrado en el noroeste de México.

2.9. Plagas del cultivo

Entre las plagas que atacan a este cultivo se encuentran, insectos que atacan hojas como chicharritas *Erythroneura elegantul* ; enrolladores *Desmia funeralis*, ácaros *Tetranychus willametti*, chapulines *Schistocerca shoshone*; insectos que atacan flores y frutos como ácaro de los brotes *Pseudococcus maritinus*, trips *Drepanothrips reuteris*, chinches *Euchistus conspersus*; insectos que atacan brotes, ácaro de los brotes *Colomerus vitis*,

áfidos *Macrosiphum ilinoensis*; insectos que atacan raíces filoxera de la vid *Phylloxera vastatrix*; perla, *Margarodes* spp. (Pongracz, 1979).

Según Winkler (1974) estas plagas no necesariamente se presentan en los viñedos, existiendo otras del suelo que causan mucho más daño debido quizá a que son inconspicuas y el daño es evidente sólo cuando ya es demasiado tarde, estos son los nematodos. Altube (1985) señala, coincidiendo en algunas con Pongracz (1979), como plagas del cultivo las siguientes especies: filoxera *Daktylosphaeria vitifoliae*, trips *Frankliniella* sp., pulgones, chicharritas *Dikerella cocquerelis*, *Dikerella mera* y *Erythroneura ziczac*, mosquita de la uva *Contarina* sp., barrenador de la madera *Amphicerus bicaudatus*, barrenador del tutor y nematodos.

El control de estas plagas se hace de diferentes maneras, pero el que más se práctica es el control químico usando insecticidas sistémicos y otras sustancias químicas entre las que se pueden mencionar algunas como Gusatión metílico®, Dimetoato®, Folimat®, Paratión metílico®, Malatión®, Sevín®, Sevidan®, Azodrin®. En algunos casos como en la filoxera se han usado métodos de control biológico que consiste en asfixiar al insecto mediante la inundación del cultivo, pero siempre y cuando la topografía del terreno y el tipo de suelo lo permitan (Altube, 1985).

2.9.1 Nematodos parásitos de la vid

Las parras son hospedantes de muchas especies de nematodos; uno de los más importantes según Raski y Krusberg (1984), es *Xiphinema index* debido a que además

del daño que causa por sí solo, transmite un nepovirus causante de la hoja de abanico (GFLV). Los problemas mas serios por alimentación directa son causados por *Meloidogyne* spp. Otros nematodos menos importantes son *Criconemoides*, *Paratylenchus*, *Helicotylenchus*, *Rotylenchus*, *Longidorus*, *Paralongidorus* y *Paratrichodorus* (Tacconi and Manzini, 1987).

2.9.1.1 *Xiphinema* spp.

Esnard y Zukerman (1944) mencionan que *Xiphinema* es uno de los géneros más importantes que atacan a este cultivo; principalmente las especies *X. index*, *X. americanum* y *X. Talia*. Raski (1986) menciona también la especie *Xiphinema diversicaudatum* para el caso de Europa. Algunas Especies de *Xiphinema* se reproducen partenogénicamente, rara vez producen machos o bien producen un número igual de individuos de cada sexo (Zuckerman and Esnard, 1994). De acuerdo con Raski (1988), *Xiphinema* se dispersan por medio de raíces infectadas, agua de riego contaminada o bien por prácticas culturales.

Daños.- *Xiphinema index* reduce el crecimiento de la planta debido a la alimentación directa dentro de la raíz, además es transmisor del virus causante de la hoja de abanico (GFLV) y, esta asociado con virus encontrados en la mayor parte de las áreas en donde se cultiva vid (Brown, 1989).

2.9.1.2 *Longidorus* spp.

Dentro de las especies del nematodo aguja que están asociadas a vid se encuentran; *Longidorus elongatus*, *L. attenuatus*, *L. proteae*, *L. diadecturus*, *L. iranicus*, *L. macrosoma* y *L. sylphus* (Esnard and Zukerman, 1994).

Daños.- El daño ocurre en los puntos de crecimiento de la raíz, ocasionando una hiperplasia e hipertrofia. El daño por alimentación prolongada tanto de *Xiphinema* como de *Longidorus* se manifiestan en manchas necróticas que se dispersan en la punta de la raíz, generando un efecto de escoba de bruja a medida que aparecen nuevas raicillas y que a su vez son dañadas (Raski, 1986).

Tanto *Xiphinema* como *Longidorus* son ectoparásitos de sistemas radicales de vid, que utilizan un largo estilete para penetrar a las células de la raíz. Los huevecillos son depositados por la hembra en el suelo, quedando desprotegidos; cada embrión se desarrolla en un estado juvenil elongado que sale del huevo como estado juvenil o J1. Los J1 mudan cuatro veces en el suelo antes de llegar a ser un adulto, todos los estadios son vermiformes. Algunas especies se reproducen partenogenéticamente, rara vez producen machos o bien producen un número igual de individuos de cada sexo (Zuckerman and Esnard, 1994). Con base a Raski (1988) se dispersan de igual manera que *Xiphinema*.

Control.- Se realiza con nematicidas que contengan bromuro de metilo o bien metilisotiocianato (Vapam®).

2.9.1.3 *Pratylenchus* spp

Muchas especies son comúnmente endoparásitos migratorios, se alimentan de las células corticales de la raíz, ocasionando necrosamientos de diferentes dimensiones lo cual ha provocado que se le denomine “nematodo lesionador”. Algunas especies son ectoparásitos como *Pratylenchus thornei* y otras han sido asociadas con áreas localizadas de pobre crecimiento en vides (Raski and Krusberg, 1984).

Para Raski, 1986 la especie más importante es *Pratylenchus vulnus* la cual fue asociada en California con zonas localizadas de un mal desarrollo de las plantas, menciona también otras especies que de igual manera están asociadas a la vid; *P. pratensis*, *P. branchyurus*, *P. scibneri* y *P. neglectus*.

Daños.- Los daños en la parte superior de la planta son difíciles de detectar, sin embargo hay un pobre desarrollo de las plantas, decremento en el rendimiento y rara vez muerte de la misma. Las raíces lesionadas aparecen necrosadas y muertas, las nuevas raíces que brotan como respuesta de la planta se pueden observar necrosadas y mueren (Raski, 1986, 1988).

Control.- Tratar las estacas antes de la plantación con Aldicarb® (Brown, 1989).

2.9.1.4 *Tylenchulus semipenetrans*

Se encuentra generalmente en cítricos en todo el mundo, aunque Raski (1956) lo menciona por primera vez en uvas en California y Australia, también se ha reportado para Filipinas, Egipto e India en donde no es necesariamente patogénico de la uva (Zuckerman and Esnard, 1994).

Es un nematodo relativamente pequeño con un ciclo de vida de 2 – 3 meses; los machos pueden desarrollarse sin alimento pero las hembras se alimentan ectoparasíticamente, dentro de ellas se desarrollan los juveniles. Las hembras jóvenes y adultas penetran en el cortex donde se vuelven sedentarios e inducen la formación de una célula joven alargada, la parte posterior del cuerpo de la hembra continua expuesta en la superficie de la raíz y los huevos son depositados dentro de una matriz gelatinosa (Brown, 1989). Este nematodo se conoce en la literatura con el nombre de “nematodo de los cítricos” en virtud de habersele encontrado inicialmente asociado sólo a cítricos.

Daños.- No se observan daños bien definidos en la parte aérea de las plantas (Anwar and Van Gundy, 1989). Las raíces que han sido atacadas pueden soportar altas poblaciones de nematodos (Raski, 1988).

2.9.1.5 *Meloidogyne* spp.

De las casi 60 especies de nematodos agalladores del género *Meloidogyne* sólo cuatro especies causan daños considerables en uvas comerciales, tales especies son *Meloidogyne incógnita*, *M. javanica*, *M. arenaria* y *M. hapla* (Zuckerman and Esnard, 1994).

2.9.1.5.1 Importancia económica

Meloidogyne spp. Constituye una de las plagas más dañinas a los cultivos ya que tienen un amplia gama de hospedantes. Existen datos que sugieren que más del 5 % de pérdidas a nivel mundial están asociadas a éste nematodo En 1976, en Carolina del Norte los productores de tabaco gastaron US \$19,000,000 en tratamiento químico al suelo, de los cuales US \$13,900,000 correspondieron a sustancias químicas y 5,100,000 a mano de obra, esto con la esperanza de obtener mejores resultados. (Taylor *et al.*, 1983). En nuestro país es sin duda el nematodo que mas se ha estudiado ya que es el que mas daño causa a cultivos de gran importancia económica como tomate, melón, sandía tabaco, chile, frijol, café, nogal, vid, etc. (Marban-Mendoza, 2002 comunicación personal).

2.9.1.5.2 Distribución mundial de *Meloidogyne* spp.

Meloidogyne hapla es una especie que existe en el Norte de Estados Unidos y Sur de Canadá, Norte de Europa y de Asia, en América del Sur se encuentra distribuida a los 40° de latitud Sur en las regiones montañosas del lado occidental del continente. En

África se localiza en altitudes mayores a 1500 m.s.n.m., en Australia es común en Victoria, en México se le ha encontrado en zonas paperas del Cofre de Perote, Tlaxcala y Nuevo León, así como en cafetales de alturas superiores a 1500 m.s.n.m. (Marban-Mendoza, 2002 comunicación personal).

M. javanica y *M. Incógnita* son especies comunes en la zona tórrida. *M. Javanica* se encuentra en Norte América y Sudamérica, muy rara vez a los 30° de latitud Norte y 35° de latitud Sur, su presencia es más común a medida que se aproxima al Ecuador. En muchas partes de la zona tórrida en África, Australia y el Sur de Asia, *M. javanica* es la especie más común. *M. incógnita* y *M. arenaria* se encuentran ampliamente distribuidas en las mismas regiones. El límite para una existencia permanente de *M. Incógnita* en los Estados Unidos está a unos 150 kilómetros al norte de la frontera con Canadá, de igual manera ocurre con *M. javanica* y *M. arenaria*.

Regiones localizadas entre los 35° de latitud Sur y 35° de latitud Norte están infectadas por tres especies de *Meloidogyne*, adaptadas a una existencia permanente en climas cálidos: *M. javanica*, *M. incognita* y *M. arenaria*. En el Hemisferio Norte y a mas de 35° de latitud, *M. hapla* es la especie mas común. Estas cuatro especies, de *Meloidogyne* son las mas comunes y diseminadas del mundo y probablemente la causa de mayor daño a los cultivos, que la combinación de todas las otras especies del género (Sasser and Triantaphyllou, 1977).

2.9.1.5.3 Distribución mundial de *Meloidogyne* en viñedos

Algunas especies de *Meloidogyne* que atacan al cultivo como *M. arenaria* se localizan en muchos países alrededor del Mediterráneo, California y Sudáfrica, *M. Javanica* esta asentado en Irak (Stephan *et al.*, 1985). Loubser (1988) reporta la misma especie en Norte y Sudáfrica así como en Asia y *M incognita* para Sudáfrica y California, Taylor y Sasser (1978); Raski y Krusberg (1984) mencionan que todas estas especies están presentes en viñedos de Australia y Chile.

En regiones templadas de Europa y Norte América *M. hapla* está distribuido pero no causa daños de importancia, este nematodo también se encuentra en regiones mas cálidas en donde probablemente haya sido introducido por medio de estacas infectadas (Loubser, 1988).

2.9.1.5.4 Distribución nacional de *Meloidogyne* spp.

Cepeda (1996) reporta que en México los cultivos de importancia económica atacados por nematodos del género *Meloidogyne* son: aguacate, alfalfa, algodón, amaranto, cacahuete, calabaza, col, fresa, frijol, garbanzo, guayabo, manzano, melón, papa, papaya, quelite, tomate y vid; y los Estados que los reportan son: Baja California, Coahuila, Durango, Edo. de México, Guanajuato, Guerrero, Michoacán, Morelos, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Sinaloa, Tabasco, Tlaxcala y Veracruz.

El nematodo agallador es un fitoparásito que ataca una gran variedad de cultivos que van desde frutales, ornamentales hortícolas y básicos. *Meloidogyne incógnita* y *M. arenaria* son especies ampliamente distribuida en la República Mexicana, así pues se encuentra en los Estados de: Aguascalientes, Chiapas, Durango, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Michoacán, Morelos, Oaxaca, Puebla, Sinaloa, Sonora, Tabasco, Tlaxcala, Veracruz, y Zacatecas. *Meloidogyne javanica*, se encuentra localizada en los siguientes Estados: Aguascalientes, Guanajuato, Oaxaca, Sonora, y Zacatecas. En el caso de *M. hapla* se localiza en: Estado de México, San Luis Potosí y Tlaxcala (Del Prado-Vera *et al.*, 2001).

2.9.1.5.5 Distribución nacional de *Meloidogyne* en viñedos

Aunque no se ha hecho una prospección fitonematológica en todas las áreas vitivinícolas de nuestra República, cabe mencionar que Teliz y Goheen (1968) afirman que en viñedos de México se han detectado especies de *Criconemella xenoplax*, *Pratylenchus vulnus*, *Xiphinema americanum* y *Meloidogyne* spp. En los viñedos de la Costa de Hermosillo se tienen reportados los géneros: *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Xiphinema*, *Trichodorus* y *Longidorus* (Lee, 1969).

Ramírez (1992) realizó un estudio para observar las poblaciones de nematodos fitopatógenos en 23 viñedos en la Costa de Hermosillo encontrando presentes a los mismos géneros que Lee 23 años antes. Guevara (1994) en su estudio realizado en viñedos del Valle de Guadalupe encuentra que los nematodos presentes son: *Meloidogyne*, *Criconemella* y *Xiphinema americanum*.

Ramírez y Nieto (1995) en su estudio realizado en un viñedo en la Costa de Hermosillo en donde se cultivaban dos variedades Thompson seedless y Carignane encontraron la presencia de *Meloidogyne*, *Pratylenchus* y *Xiphinema*. Cabe mencionar que en los tres casos el género mas abundante en el suelo fue *Meloidogyne*.

2.9.1.5.6 Clasificación taxonómica del género *Meloidogyne* (Wouts, 1973)

Phyllum	Nemata
Clase	Secermentea
Orden	Tylenchidae
Familia	Meloidogynidae
Superfamilia	Tylenchoidea
Género	<i>Melodogyne</i>

2.9.1.5.7 Ciclo de vida

Su ciclo de vida es corto, cinco semanas a 27° C, tienen una alta capacidad reproductiva y puede haber algunas generaciones por año (Wyss *et al.*, 1992). El ciclo inicia con un huevo unicelular depositado por una hembra la cual se encuentra total o parcialmente incrustada en la raíz; los huevecillos son depositados en una matriz gelatinosa que los mantiene juntos. Thorne (1961) señala que se han encontrado mas de 1000 huevos en una masa que puede ser mas grande que el cuerpo de la hembra.

El desarrollo del huevo comienza unas horas después de haber sido depositado dividiéndose en dos, cuatro, ocho o mas células, hasta que se forma una larva completa enrollada dentro del huevo, esta larva ya presenta estilete, este es el primer estadio larval (L1) o juvenil 1 (J1), en este estadio la larva puede moverse dentro del huevo.

La primera muda se lleva a cabo dentro del huevo, poco después la larva emerge a través de un agujero que la larva hace con el estilete en un extremo del huevo. El segundo estadio juvenil (J2) que ha emergido puede permanecer en la masa de huevos o bien abandonarla; si ocurre esto último se mueve a través del suelo en busca de una raíz que le pueda proporcionar alimento, posteriormente se mueve hacia el ápice radical (Sasser *et al.*, 1985).

Los J2 invaden justo atrás del ápice de la raíz, migran intercelularmente hacia el meristemo y regresan a la parte apical hasta que logran diferenciar tejidos. Aquí se fijan e inducen la formación de agallas (células gigantes multinucleadas). En la alimentación de los juveniles se remueve el citoplasma de las células gigantes a través de un tubo especializado de saliva del nematodo (Wyss *et al.*, 1992).

La determinación del sexo esta influenciada por las condiciones del medio ambiente con la mayoría de los juveniles que llegan a ser hembras. Las hembras adultas generalmente se reproducen partenogenéticamente.

Ferris, *et al.* (1984) mencionan que la reproducción de huevos depende de la temperatura y que las hembras de *Meloidogyne arenaria* producen entre 0.5 y 1.0 huevos por cada 10

días a una temperatura base de 10°C. También afirman que los rangos de producción de huevos varía de acuerdo a la variedad.

2.9.1.5.8 Anatomía

Las hembras son globosas, su cuerpo está provisto de una gruesa cutícula, la cual retiene humedad. La cutícula en la región perineal forma un patrón (patrones perineales), que junto con las fasmidias, líneas laterales, ano y posición de la vulva con respecto a la longitud del cuerpo constituyen lo más característico de las hembras y sirven para su identificación.

Los machos poseen una cabeza como cápsula, esta incluye un disco labial rodeado por labios laterales y labios medios, un prestoma localizado en la parte central del corte del estoma, cuatro órganos sensoriales terminan en los labios medios (sensilas cefálicas) y otras seis alrededor del estoma (sensilas labiales), esto además del tamaño y forma del cono del estilete, hueco y grosor, son características importantes para la identificación de las especies (Eisenback and triantaphyllou, 1970).

Los machos hembras y larvas poseen un estilete que consta de una punta cónica, una columna recta y tres nódulos. El estilete es retráctil, debido a unos músculos que están adheridos a los nódulos, posee una abertura cerca de la punta que conduce al lumen el cual es continuación con el lumen del esófago adherido a los nódulos, cerca de la parte posterior de los nódulos el lumen tiene una ramificación corta llamada orificio de la

glándula dorsal, el lumen esofágico conduce hacia una válvula situada en el bulbo esofágico medio.

Los músculos adheridos a la válvula se encargan de dilatarla y contraerla para trasladar el alimento al intestino, en este mecanismo también influyen tres válvulas, una dorsal y dos sub-ventrales que se encuentran posteriores al bulbo medio, el conducto de la glándula dorsal se dirige hacia un orificio que se encuentra en la misma válvula y los conductos de las glándulas sub-ventrales desembocan dentro del tubo esofágico en el bulbo medio.

Cuando el nematodo se alimenta, incrusta la punta del estilete dentro de la célula de la planta, las secreciones de la glándula dorsal esofágica fluyen a través de la abertura del estilete, hacia el interior de la célula de la planta; los juveniles y las hembras tienen glándulas esofágicas bien desarrolladas y las usan en la alimentación. Los machos al parecer no se alimentan y carecen de glándulas esofágicas bien desarrolladas, poseen dos espículas en la parte posterior del cuerpo las cuales son utilizadas en la cópula, la cutícula del cuerpo tiene gran cantidad de anillos, los cuales se interrumpen en los lados del cuerpo por campos laterales con cuatro o mas líneas (Sasser and Carter, 1985).

2.9.1.5.9 Formación de agallas

Una vez que el J2 ha penetrado en la raíz, se mueve entre las células no diferenciadas para colocarse finalmente con la cabeza en el cilindro central en desarrollo y su cuerpo en la corteza, con su estilete perfora las paredes de las células e inyecta secreciones de

sus glándulas esofágicas. Las secreciones dan lugar a un agrandamiento de las células en el cilindro vascular transformándose en células gigantes (hipertrofia), al mismo tiempo hay una intensa multiplicación de células vegetales alrededor de la cabeza del J2 (hiperplasia), estos cambios son los que dan origen a la deformación de las raíces o agallas que contienen una o muchas hembras (Taylor y Sasser, 1985).

2.9.1.5.10 Daños causados por *Meloidogyne* en viñedos

Estos nematodos pueden causar desde una reducción del color natural de la uva, hasta una reducción en el rendimiento, pasando por malformaciones de los tejidos, el sistema radical secundario es severamente deformado debido a la formación de agallas, éstas reducen la absorción de agua y nutrientes por la planta redundando en una reducción del rendimiento, así como muerte de la planta (Raski, 1988).

De acuerdo con Melakeberhan y Ferris (1989) los daños que presentan las plantas varían dependiendo de la variedad, presentándose en infestaciones ligeras formación de agallas pequeñas a lo largo de las raíces y en plantas con altas infestaciones, el sistema radical es muy reducido además de presentar grandes agallas a lo largo de toda la raíz; esto ocasiona en consecuencia severos efectos en el crecimiento así como disminución de las fases de respiración y fotosíntesis. Cada nematodo le cuesta a la planta de 0.4 a 0.5 calorías. Los daños que causan los nematodos a las parras son mas severos en suelos arcillosos (Brown, 1989).



Figura 5. Raíz con agallas causadas por *Meloidogyne incognita*

2.9.1.5.11 Métodos de Control

Para el control de *Meloidogyne* alrededor del mundo, en las últimas décadas se han venido realizando diferentes trabajos con diferentes métodos que incluyen desde el desarrollo de variedades de vegetales resistentes o tolerantes a este nematodo hasta la utilización de diferentes productos tanto químicos como biológicos.

Resistencia. Se puede considerar como un excelente ya que los hospedantes resistentes restringen o previenen la reproducción del nematodo por la activación de mecanismos de resistencia en respuesta a la infección del nematodo; por el contrario, plantas con falta de resistencia o tolerancia o ambas constituyen buenos hospedantes para la reproducción del patógeno (Trudgill, 1992 citado por Anwar and Mckenry, 2000). Desafortunadamente la búsqueda o desarrollo de plantas resistentes toma varios años de investigación y desarrollo aspecto que en parte a limitado su uso.

La resistencia que limita al nematodo puede involucrar mecanismos de pre o post infección (Huang, 1985). La resistencia pre-infección puede ocurrir en la superficie de la raíz o entre la rizosfera, de ese modo se influencia la penetración del nematodo. Los exudados radicales de las plantas pueden también atraer o repeler a los nematodos, Los mecanismos de resistencia de pos-infección pueden involucrar procesos entre las raíces tales como disuadir la alimentación del nematodo, cambiar el establecimiento de sitios de alimentación, retrasar o prevenir el desarrollo del nematodo y / o inhibir la reproducción (Trudgill, 1992 citado por Anwar y Mckenry 2000).

Químico.- Rajendran y Naganathan (1978) utilizando los nematicidas Aldicarb y Carbofurán en dosis de 2.0 y 0.60 g de i.a./planta, respectivamente lograron aumentar la producción y disminuir considerablemente la población de *Meloidogyne incognita* en la variedad de vid Muscatel de Hamburgo.

El control de esta plaga se ha venido realizando con diferentes productos químicos a través de los años, así pues, Raski y Krusberg en 1984 señalan que el control se llevaba a

cabo con nematocidas especialmente los fumigantes como 1,3D-dicloropropano y bromuro de metilo; éstos reducen las poblaciones de *Meloidogyne* si se aplicaban antes de la plantación. Los tratamientos con bromuro de metilo son mas efectivos pero su efecto ocurre mas allá del lugar donde se aplica ya que es un gas de alta toxicidad y daña la capa de ozono

Ramírez-Arredondo y Nieto en 1995 trabajaron con poblaciones de *Meloidogyne* en vid en la Costa de Hermosillo y tres nematocidas Aldicarb®, Fenamifos® y Carbofurán®, concluyeron que Aldicarb® disminuyó las poblaciones del nematodo significativamente a los 15 días después de la aplicación.

Magunacelaya y Urzúa (1996) evaluaron el control de *Meolodogyne* sp. Con extracto de quillay, Namacur® y Mocap® en *Vitis vinifera* variedad Cabernet sauvignon y el efecto de poblaciones distintas de *Meolodogyne* sp. En el desarrollo vegetativo de las plantas, encontraron que el extracto de quillay no tuvo efecto nematocida, mientras que Mocap® y Namacur® presentaron un buen control de la población de *Meolodogyne* sp. Los diferentes niveles de inóculo del nematodo no afectaron el crecimiento vegetativo aéreo de las plantas, sin embargo la producción de raicillas nuevas se vio afectada fuertemente por el nematodo. Hubo antagonismo entre los juveniles que dificultó su establecimiento en las raíces y su reproducción. Se estimó un nivel poblacional de daño entre 100 y 200 huevos de *Meloidogyne* sp./250 ml de suelo.

Cultural. El uso de materia orgánica como enmiendas de suelo es una buena estrategia para el manejo de *Meloidogyne* spp. y otros nematodos parásitos de plantas (Mian y

Rodríguez-Kabana, 1982). Según Barberchk (1986) *Meloidogyne* es un nematodo difícil de erradicar, pero es importante proteger los lugares en donde no se presenta utilizando estacas certificadas libres de infección. Tratamientos con agua caliente han sido utilizados en estacas infectadas con *Meloidogyne*.

De acuerdo con Marbán-Mendoza *et al.*(1989) algunas especies de leguminosas (*Cannabalia ensiformes*) ejercen cierto control sobre *Meloidogyne incognita* y *Nacobbus aberrans* en plantas de tomate. Rodríguez-Kabana *et al.*, 1989 sugieren que los nematodos también se pueden controlar aplicando urea por encima de 300 kg/Ha.

Valenzuela, *et al.* (1990) probaron coberturas de leguminosas asociadas con tomate var. Dina guayabo y su efecto sobre *Meloidogyne arabicida* encontrando que las poblaciones del nematodo disminuyen debido al efecto antinematodos de *Arachis pintoi*.

Según Ramírez-Arredondo (1992) existen factores determinantes en las poblaciones de cuatro géneros de nematodos encontrados en la Costa de Hermosillo (*Meloidogyne*, *Xiphinema*, *Pratylenchus* y *Longidorus*) éstos son: la variedad, la edad de la planta y el tipo de riego; también, encontró mayores poblaciones en viñedos de 10 – 12 años de edad y menores en las de seis años y menores de 12 esto, sugiere es debido a una declinación del vigor de éstas últimas. En cuanto al tipo de riego detectó poblaciones más elevadas en los viñedos con riego por goteo lo cual hace que las condiciones de disponibilidad de alimento y humedad sean favorables para los fitonematodos.

De acuerdo con Guevara (1994) los residuos de olivo pueden ser utilizados para el control de nematodos parásitos de vid bajo las condiciones del Valle de Guadalupe en México. Herrera y Marbán-Mendoza (1999) evaluando el efecto de las coberturas vivas de leguminosas *Arachis pinto*, *Desmodium ovalifolium* y *Stizolobium* spp. Sobre *Rotylenchulus reniformis* y *Meloidogyne incógnita* en fincas encontraron que *D. ovalifolium* fue mejor hospedante que *A. pinto* para *R. reniformis*. *M. incógnita* fue mas abundante en el asocio café *A. pinto* que en el asocio café *D. ovalifolium*; pero las mayores poblaciones de este nematodo se encontraron en el café sin cobertura.

Biológico .-Este tipo de control es una de las alternativas mas efectivas e inofensivas al medio ambiente. Existen diferentes agentes biológicos entre ellos algunos hongos que pueden limitar el incremento poblacional de los nematodos (Lara *et al.*, 1996). Estos organismos se encuentran comúnmente en el suelo y se clasifican como endoparásitos, depredadores y oportunistas (Morgan-Jones y Rodríguez-Kabana, 1987, citados por Lara *et al.*, 1996).

En 1985 Zavaleta inoculó con 326 aislamientos de bacterias y 28 actinomicetos raíces de plantas de tomate y pepino infectada con *Meloidogyne incognita*, encontrando que *Serratia marcescens* produjo un metabolito que resultó ser nematológico. También observó que el amonio fue el principal producto metabólico involucrado en la inactivación en condiciones *in vitro*.

En 1986 Zavaleta-Mejía y Van Gundi inocularon 326 bacterias y 28 actinocycetes a plantas de tomate y pepino que fueron inoculadas previamente con *M. incognita* y

obtuvieron como resultados que el 31% y 23% de los aislamientos bacterianos, así como el 69% de los actinomicetes provocaron un decremento de por lo menos el 10% del índice de agallamiento de *M. incógnita* y un porcentaje igual de incremento en el peso seco de la parte aérea en las plantas de tomate y pepino.

Estudios con *Paecilomyces marquandii* en suelos con un sistema de cultivo en chinampas mostraron que el hongo ejerce acción supresiva sobre el desarrollo de los nematodos. (Marbán-Mendoza, *et al.*, 1992).

En 1993 Abd *et al.* probaron diferentes hongos biocontroladores (*Paecilomyces lilacinus*, *Trichoderma harzianum* y *Epicoccum* spp.) contra *Meloidogyne incognita* solos y mezclados en condiciones de laboratorio y observaron que mezclando dos especies de hongos la reducción del porcentaje de huevos y la actividad larval fue mejor en bajo invernadero,. Pero no encontraron diferencias entre *Paecilomyces* y *Epicoccum* en campo. Whapham *et al.* en 1994 utilizaron extractos de algas marinas *Ascophyllum nodosum* para evaluar la fecundidad de *Meloidogyne javanica* en plantas de tomate de la variedad Ailsa Caraig y encontraron que la cantidad de huevos extraídos de plantas tratadas con los extractos de algas, fue considerablemente menor en comparación con la cantidad de huevos extraídos de plantas no tratadas.

La presencia de *Glomus moseae* y *Paecilomyces lilacinus* en abono, inhiben la infección de la raíz de plantas de tomate por *Meolodogyne javanica* además tienen un efecto benéfico en el crecimiento de las plantas. Según Al Raddad en 1995. Lara *et al.*, (1996) coinciden con Jatala *et al.*, (1980) cuando afirman que *Paecilomyces lilacinus* tienen un

gran potencial para el control biológico de *Meloidogyne* spp. además aseguran que el hongo infecta consistentemente huevos del nematodo y ocasionalmente ataca hembras.

En 1997 Rao *et al.* trabajaron con *Trichoderma harzianum* y pasta neem (*Azadirachta indica*) solos o combinados incorporados al suelo como manejo para *Meloidogyne incognita* en plantas de tomate y observaron un incremento en el crecimiento de las plantas, así como una reducción del índice de agallamiento y un decremento en las poblaciones finales de *Meloidogyne incognita*. También observaron un incremento en la colonización de *Trichoderma harzianum* en las raíces de tomate lo cual indica en efecto favorable de la enmienda de pasta neem en el crecimiento de *Trichoderma harzianum*.

En 1997 Reddy *et al.* también trabajaron con pasta neem, (*Azadirachta indica*) pero la mezclaron con el hongo *Trichoderma harzianum* y la endomicorriza *Glomus fasciculatum*, como táctica de manejo contra *Meloidogyne incognita* en tomate tanto en campo como en semilleros; en estos últimos la integración de la pasta neem con *G. fasciculatum* dio un máximo incremento en los parámetros de crecimiento de la planta y un mínimo del índice de agallamiento, en campo la combinación de *G. fasciculatum* con *Azadirachta indica* provocó una máxima colonización de raíz, y la parasitización de los huevos fue mas alta cuando se combinó pasta neem con *Trichoderma harzianum* por lo tanto, concluyeron que la mezcla de neem con *G. fasciculatum* en los semilleros y una incorporación de *Trichoderma harzianum* en la plantación constituyó un buen manejo para el nematodo.

La integración de la micorriza arbuscular *Glomus deserticola* con el agente de biocontrol *Verticillium chlamydosporium* en el manejo de *Meloidogyne incognita* en plántulas de tomate incrementaron el crecimiento de las mismas así como la pasteurización de los huevos de nematodos por el hongo (Rao *et al.*, 1997).

Yue *et al.* (1997) sugieren que la aplicación al suelo en las raíces de plantas de tomate de extractos alcalinos de el alga café *Ascophyllum nodosum* reduce significativamente el número de juveniles estadio 2 (J2) tanto de *M. javanica* como de *M. incognita*, al igual que la cantidad de huevos extraídos de las plantas.

Khan *et al.* (1997) trabajaron con *Paecilomyces lilacinus* y *Trichoderma harzianum* en el control del complejo de enfermedades de la papaya causadas por *Fusarium solani* y *Meloidogyne incognita*, encontrando que una aplicación con biocontroladores limitó el daño causado por *M. incognita* y *Fusarium solani* además dio un incremento de un 35% en el desarrollo de la planta. Estos biocontroladores también actúan por sí solos contra patógenos del complejo.

La combinación de la endomicorriza *Glomus deserticola* con *Pasteuris penetrans* en el manejo de *Meloidogyne incognita* en tomate reduce significativamente el número de las masas de huevos en el sistema radical e incrementa la parasitización de las hembras por *Pasteuria penetrans*, la colonización de la raíz por el hongo no fue afectada por la bacteria por lo que estos organismos pudieron ser utilizados para el manejo de *M. incognita* en tomates (Rao *et al.*, 1998).

En 1998 Stephan *et al.* probaron biocontroladores (*Trichoderma harzianum*, *Paecilomyces lilacinus*, *Acremonium butry* y *Aspergillus Níger*) comparándolos con el efecto de nematicidas como Cadusafos® y Ethoprophos® contra *Meloidogyne javanica* en tomate y berenjena, al final concluyeron que Cadusafos® y Ethoprophos® fueron los que mejor control ejercieron sobre el nematodo en ambos cultivos, seguidos por *Trichoderma harzianum*, *Paecilomyces lilacinus* y *Acremonium butyri* sucesivamente.

Corteza de pino aplicada al suelo entre 10 y 50 g/kg de suelo fue efectiva en reducir las poblaciones de *M. inconita* antes de plantar. Aplicaciones de urea-N entre 0.30 y 0.90g/kg reducen poblaciones del nematodo en raíces y suelo 10 semanas después de la aplicación (Chvaría-Carbajal *et al.*, 1998).

Rojas, M.T. y Marbán-Mendoza en 1999 probaron la adherencia y parasitismo de la bacteria *Pasteuria penetrans* en *Meloidogyne incognita* y *M. arabicida* y de acuerdo a sus resultados suponen que la bacteria es mas específica para *M. incognita* y concluyen que *Pasteuria penetrans* puede ser considerado como un nematicida biológico.

En 1999 Sipes *et al.* compararon nematrol, abono de pollo, sangre de res y Clandosan a diferentes dosis encontrando que las alternativas de control no fueron tan efectivas como los nematicidas estándar; sin embargo proponen el uso de éstas en combinación con otras tácticas para reducir el daño causado por los nematodos.

Sharma (1999) evaluó agentes biocontroladores en cultivos filtrados de *Verticillium chlamydosporium*. *Paecilomyces lilacinus* y *Trichoderma harzianum* (cepa TH-2) a

diferentes concentraciones comparados con Rugby 10 G®, el efecto en la mortalidad de larvas de *M. incognita* en donde ninguno de los biocontroladores superó al químico, sin embargo observó mortalidad larval en un 69.6% en los tratamientos en donde se aplicó *Verticillium chlamydosporium*, *Paecilomyces lilacinus* y *Trichoderma harzianum* (cepa TH-2).

Plantas de tomate en invernadero en suelo infestado con (J2) *M. javanica* tratados con una preparación autoclaveada de *Trichoderma* cepa T-203 mostraron una drástica reducción en el índice de agallamiento así como un aumento en el peso fresco. La preparación de *Trichoderma* funciona como un tratamiento y no como un control, además de que tiene una respuesta en el crecimiento y en la movilidad del nematodo (Sharon *et al.*, 2001).

Hallman *et al.* (2001) trabajaron con el agente biocontrolador *Rhizobium etli* Gl2 contra *M. incognita* en papa y encontraron que la cepa Gl2 de *Rhizobium* y el plasmidio (*PGT-trp*) disminuyen significativamente el número de agallas formadas por *Meloidogyne incognita* en comparación con las plantas no tratadas con la bacteria.

2.10. Otros nematodos

Existen otros nematodos reportados para vid no de gran importancia ya que no producen síntomas característicos en vid tales como: *Criconemella xenoplax*, *Paratylenchus hamatus*, *P. neoamblycephalus*, *Rotylenchulus* spp., *Helicotylenchus* spp., *Hoplolaimus* spp., *Paratrichodorus minor* y *Tylenchorhynchus* spp. (Esnard and Zuckerman, 1994).

Control. Según Altube (1985) los nematodos son susceptibles de ser controlados por alguno de los siguientes medios: genético, cultural, biológico, químico y legal; el primero consiste en el uso de patrones tolerantes o resistencia a nematodos; el control cultural se refiere a un buen manejo del viñedo en cuanto al agua, suelo y buen control de malezas, esto nos da como consecuencia una planta vigorosa y por lo tanto tolerante a cualquier tipo de patógenos. el control biológico, químico y legal tienen menos aplicación e la viticultura mexicana, sólo el control químico es recomendable en terrenos destinados a viveros mediante el uso de fumigantes.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

Se realizaron dos trabajos de campo en Caborca, Sonora, el primero para identificación y distribución y el segundo para eficacia biológica de productos antinematodos y dos bioensayos en invernaderos en la UACh. Para el primer trabajo se tomaron muestras al azar, para el segundo trabajo se realizó un experimento factorial en un diseño completamente al azar con cinco tratamientos, unidades experimentales de 5.5 Ha y las variables respuesta: índice de agallamiento (IA), índice de lesión (IL) y número de juveniles estadio 2 (J2); la información obtenida se analizó utilizando el paquete SAS

3.1. Trabajos de campo

3.1.1 Distribución de nematodos en la zona vitivinícola de Caborca, Sonora

La zona de Caborca, Sonora se localiza en los 32° Latitud Norte y 112° Longitud Oeste, el clima templado-mesotermal, con una precipitación anual que fluctúa de 0 – 400 mm (anónimo, 1996). El muestreo preferenció a productores de la zona y de éstos los que estuvieran geográficamente separados, aceptaran tener problemas de nematodos y cultivaran las variedades mas comunes de la región. Todos ellos aplicaban productos de diferente naturaleza para combatir a los nematodos y sus unidades de producción poseían extensiones que oscilaban entre 150 y 1500 Ha con suelos predominantemente arenosos. Los nombres de las unidades de producción colaborantes o ranchos son: Viva, El Rocío (Agroindustrial Sonora), San Pablo, San Francisco y SPR33.

3.1.2 Toma de muestras

En cada uno de los cinco ranchos vitivinícolas cooperantes se tomaron seis muestras compuestas aleatorias de suelo y raíces (de tres o mas submuestras) a los 30 y 60 cm de profundidad con la ayuda de una barrena, de plantas ubicadas en una o varias secciones dependiendo del número de variedades de uva cultivada en el rancho y los productos antinematodos utilizados en el mismo.

Una vez mezcladas las submuestras "in situ", las muestras definitivas fueron puestas en bolsas de plástico (1 – 1.5kg), etiquetadas para posteriormente ser procesadas en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Autónoma Chapingo. La extracción de nematodos del suelo se llevó a cabo con el método de tamizado centrifugado y las de raíz fueron parte de ellas fraccionadas e incubadas y maceradas. Para la identificación taxonómica de nematodos se utilizaron técnicas convencionales así como para el montaje permanente de especímenes, cortes perineales, etc. Descritos en el manual de laboratorio de Zuckerman *et al.*, 1987. Otras fracciones fueron utilizadas para determinar la presencia de otros patógenos edáficos mediante técnicas convencionales de incubación, aislamiento y cultivo de organismos.

La técnica del tamizado y centrifugado Cobb de la que se habló anteriormente, consiste en los siguiente:

1. Mezclar el suelo
2. Colocar 100 cm³

3. Agitar la suspensión por 20 segundos y permitir que el suelo se sedimente por 60 segundos
4. Decantar el sobrenadante sobre un tamiz malla 35 empotrado a su vez en otro de malla 400. Sostener ambos tamices en un ángulo de 35 - 40° durante el proceso de decantación, con el propósito de minimizar la posibilidad de que los nematodos pequeños pasen directamente a través de las mallas.
5. Mediante el uso de una pizeta, lavar la malla del tamiz 35 cuando se encuentre sobre el de malla 400.
6. Arrastrar con agua los desechos y nematodos retenidos sobre la malla del tamiz 400 y transferirlos a un vaso de precipitado de 150 ml.
7. Vaciar la suspensión a los tubos de centrifuga de 50 ml.
8. Colocar los tubos en el cabezal de la centrifuga, asegurándose que los pesos de los tubos estén balanceados.
9. Centrifugarlos a 420 g durante 5 minutos.
10. Decantar el agua de los tubos (los nematodos se encuentran en el precipitado al fondo de los tubos).
11. Llenar los tubos de la centrifuga con la solución azucarada, resuspenderlos con la verilla del batidor motorizado o el mezclador vibratorio.
12. Centrifugar durante 30 – 60 segundos a 420 g. Los nematodos permanecerán suspendidos en la solución azucarada. No utilizar el freno de ciertas centrifugas, ya que con ello se produce una vibración, lo suficientemente intensa como para derramar el precipitado.
13. Decantar la solución azucarada conteniendo los nematodos en un tamiz de malla 500.

14. Enjuagar y arrastrar a los nematodos del tamiz de malla 500 para transferirlos a un vaso de precipitado de 150 ml.

Técnica de tinción de raíces según Hussey, 1987.

1. Las raíces se lavan y se colocan en un vaso de precipitado de 150 ml, pueden fragmentarse en pequeños pedazos o dejarse intactas si son muy pequeñas.
2. Las raíces son aclaradas, agregándoles 50 ml de agua y la cantidad necesaria de cloro para lograr la concentración de 5.25% de NaClO. La cantidad de blanqueador a necesitar, dependerá de la edad de las raíces.
3. Incubar las raíces en el blanqueador por 4 minutos, agitando de vez en cuando. Llevar las raíces al chorro de agua por 45 segundos y enseguida sumergirlas en agua de la llave por espacio de 15 minutos, hasta quitar los residuos del blanqueador que pueden inhibir la tinción de fucsina ácida.
4. Drenar el agua y dejar las raíces sumergidas en otros 30 – 50 ml de agua.
5. Agregar 1 ml de solución madre de fucsina ácida, al volumen de agua con las raíces, (la solución madre del colorante se prepara disolviendo 3.5 g de fucsina ácida en 250 ml de ácido acético y 750 ml de agua destilada).
6. Hervir la solución por 30 segundos en una parrilla. (Por la naturaleza leñosa en este caso dejamos hervir hasta 2 minutos).
7. Enfriar la solución a la temperatura ambiente, eliminar el colorante y enjuagar las raíces con agua.
8. Poner las raíces en 20 – 30 ml de glicerina acidificada, junto con unas gotas de HCl 5 N y calentar hasta destefir. El destefimiento se completa cuando los tejidos radicales se ven claros y los nematodos destacan por el color llamativo.

9. Después de destañir, las raíces pueden conservarse en glicerina acidificada hasta que vayan a examinarse.

Una vez teñidas las raíces se procede a hacer la extracción de las hembras de las agallas con ayuda de agujas de disección, una navaja pequeña, un microscopio estereoscópico; se transfiere la hembra a un porta objetos. Con ayuda de la navaja, se separa la parte posterior del cuerpo de la misma para finalmente obtener la región de la cutícula donde se encuentra el área perineal. La región perineal se transfiere a un portaobjetos limpio en el cual se colocó una pequeña gota de lactofenol, cuidando que la superficie externa de la cutícula quede hacia arriba, y finalmente se sella con parafina para posteriormente observar al microscopio compuesto para su identificación mediante la clave pictórica para géneros de nematodos parásitos de plantas de Maid and Mullin (1996) y las claves para identificación de especies de *Meloidogyne* de Jepson (1987).

3.1.3 Otros fitopatógenos edáficos:

Trozos de raíces de vid fueron utilizados para determinar la presencia de otros patógenos edáficos mediante el uso de técnicas convencionales para incubar e identificar organismos asociados. Algunos segmentos de raíces se incubaron en PDA a temperatura ambiente para aislar *Rhizoctonia*, *Phytium*, *Fusarium* y otros, en avena-agar para *Phytophthora infestans*.

Las raíces se cortaron en pequeños trozos, se desinfestaron con hipoclorito de sodio al 1% durante un minuto, en seguida se lavaron tres veces con agua destilada estéril y posteriormente y se colocaron tres o cuatro en el medio de cultivo, se dejan incubar

durante una semana y se observa el crecimiento micelial para proceder a su identificación, todo esto se realizó bajo condiciones estériles.

3.2. Eficacia biológica de compuestos antinematodos

En el segundo trabajo de campo se tomaron muestras de suelo y raíces de las plantas sólo a la profundidad de 30 cm en cada uno de los ranchos cooperantes, de acuerdo a lo descrito en los párrafos anteriores. Los muestreos se realizaron uno antes de la aplicación del nematicida y otro entre los 48 y 137 días después de la aplicación, dependiendo del rancho, variedad y producto (cuadro 1). Las variables respuesta que se midieron en las vides fueron: índice de agallamiento (IA), índice de lesión (IL), número de juveniles estadio 2 en 100g de suelo y rendimiento.

Los suelos tratados e infestados de cada rancho fueron sometidos a un bioensayo con plántulas de tomate en invernadero por ocho semanas con el propósito de seguir observando la eficacia en *M. incognita*.

Cuadro 1. Ranchos, variedades, productos y fecha de muestreo.

RANCHO	VARIEDAD	PRODUCTOS	FECHA DE MUESTREO (DDA)
Viva	Flame Superior	Rugby®12L/Ha Nemacur®10 L/Ha Defense® 20 L/Ha Testigo	0 68
El Rocío	Thompson seedles	Rugby®10L/Ha Nemacur®10L/Ha Testigo	0 57
Sn. Pablo	Flame	Rugby®10L/Ha Nemacur® 10L/Ha	0 68
Sn. Francisco	Thompson seedles	Rugby® 15 L/Ha Ditera®20L/Ha	0 48 137
SPR33	Flame	Rugby® 15L/Ha Testigo	0 48

Los productos utilizados en campo fueron:

NEMACUR®

Nombre comercial: Nemacur® 400 CE

Ingrediente activo: Fenamifos: Etil3-metil-4-(metiltio)

Fenil (1-metil) fosforamidato no menos de 38.80% (equivalente a 400 g de i.a./L)

Ingredientes inertes: solventes, emulsionante y compuestos relacionados, no mas de 61.20% total 100.00%

DITERA®

Nombre comercial: Ditera ES®

Ingrediente activo: sólidos de fermentación secos y solubles de *Myrothecium verrucaria* cepa AARC – 0255 equivalente a 18,200 RKU (Unidades por nódulo de raíz) por gramo de producto.

Ditera® es un nematocida biológico que actúa principalmente por contacto. Por la naturaleza del ingrediente activo y la distribución de los nematodos en los suelos agrícolas, se aplica en hileras o bandas para realizar un control de nematodos en el cultivo.

Es un producto ligeramente tóxico.

RUGBY®

Nombre comercial: Rugby® 200 SC

Suspensión concentrada.

Ingrediente activo: cadusafos (S,S-dic-sec-butyl 0 etil fosforoditioato), no menos de 21.04% (equivalente a 200g de i.a./L)

Ingredientes inertes: Agente portador, solvente, cubierta protectora, anticongelante y compuestos relacionados no más de 78.96%.

Total: 100.00%.

Rugby® es un nematocida agrícola moderadamente tóxico, recomendado para el cultivo del plátano y contra el nematodo barrenador de la raíz *Radopholus similis*. La información obtenida de estos muestreos se analizó estadísticamente como experimentos factoriales en un diseño completamente al azar utilizando el paquete SAS.

3.3. Trabajos de invernadero

3.3.1 Primer bioensayo

Se transplantaron plantas de jitomate de la variedad Saladet de 30 días de edad en recipientes de poliuretano de 296 ml que contenían suelo de la región de estudio (Caborca, Sonora) el cual presentaba una densidad de inóculo de 60 – 80 J2/100g de suelo determinado mediante el método de tamizado y centrifugado descrito anteriormente. El experimento se realizó en un diseño completamente al azar con ocho tratamientos, seis repeticiones y dos plantas/repeticion (cuadro 2). A las ocho semanas después del transplante se midieron las variables peso fresco de la parte aérea (PFA), peso fresco de la raíz (PFR), e IA. La aplicación de los productos se hizo al momento del transplante y se aplicaron las dosis recomendadas por los fabricantes.

Cuadro 2. Tratamientos del primer bioensayo.

TRATAMIENTO Y DOSIS	FORMA DE APLICACIÓN
Horticplus® 1g/maceta	Al suelo
Endospor® 1g/maceta	Al suelo
Aminofit® 0.25 ml/maceta	En el riego
Nematrol® 0.5 ml/maceta*	En el riego
Rugby® 0.25 ml/maceta	En el riego
Ditera® 1g/maceta	Al suelo
Testigo absoluto (Suelo infestado + suelo estéril)	
Testigo estéril	

* una segunda aplicación a los 45 días

En la evaluación se procedió a separar la parte aérea y raíces de cada una de las plantas y se colocaron en bolsas de polietileno debidamente etiquetadas, posteriormente se

trasladaron al laboratorio de Fitonematología de la Universidad Autónoma Chapingo, en donde se pesaron. Las raíces se lavaron previo al pesaje. Una vez pesadas se determinó el IA utilizando la siguiente escala en donde 5, equivale al 100% de agallamiento; 4, 50 al 100%; 3, 20.1 al 50%; 2, 5.1 al 20%; 1, 1 al 5%; 0, 0%, posteriormente se tiñeron.

3.3.2 Segundo bioensayo

Se estableció con el propósito de determinar la dosis óptima de los productos que contienen reguladores de crecimiento y su efecto en tolerancia de las plantas hacia el ataque de nematodos. El diseño utilizado fue completamente azar con 12 tratamientos y seis repeticiones. Las variables a evaluar fueron el PFA y PFR y la evaluación también se realizó a las ocho semanas después del transplante (cuadro 3).

Cuadro 3. Tratamientos, dosis y forma de aplicación del segundo bioensayo

TRATAMIENTO Y DOSIS	FORMA DE APLICACIÓN
Horticplus® 1 g/maceta	Al suelo
Horticplus® 2 g/maceta	Al suelo
Horticplus® 0.5 g/maceta	Al suelo
Endospor® 1 g/maceta	Al suelo
Endospor® 2 g/maceta	Al suelo
Endospor® 0.5 g/maceta	Al suelo
Ditera® 1 g/maceta	Al suelo
Ditera® 2 g/maceta	Al suelo
Ditera® 0.5 g/maceta	Al suelo
Rugby® 0.25 ml/maceta	En el riego
Testigo absoluto*	
Testigo estéril**	

*Suelo infestado + suelo estéril

**Suelo estéril

Los productos no tradicionales que se utilizaron, fueron los que a continuación se describen:

HORTICPLUS®

Nombre comercial: PHCTM Hortic Plus

Ingrediente activo:

Esporas vivas de hongos endomicorrícicos VAM, mínimo de 22,000 esporas de hongos VAM/ 1kg de producto, VAM incluye: *Entrophospora columbiana*, *Glomus etunicatum*, *Glomus clarum* y *Glomus intraradices*.

Bacterias fijadoras de nitrógeno, solibilizadoras de fósforo y promotoras de crecimiento, aproximadamente 440 millones de C/U, por 1 Kg de producto.

Ácidos húmicos, aminoácidos y extractos de yuca (*Yuca schidigera*) y algas marinas (*Ascophyllum nodosum*).

Horticplus® es un inoculante con esporas de hongos endomicorrícicos, bacterias promotoras del crecimiento y bioestimulantes y algas marinas que mejoran la salud y el vigor de las plantas anuales o perennes, así como de gran número de herbáceas, hortalizas y frutales.

Por sus características, las ventajas que proporciona este producto son: mejora sobrevivencia y crecimiento en plantaciones nuevas, reducción del daño por estrés debido al calor y sequía e incrementa la resistencia a patógenos del suelo.

ENDOSPOR®

Nombre comercial: EndosporTM

Ingrediente activo:

Hongos endomicorrícicos mínimo de 33,000 esporas vivas por Kg, estos hongos son *Gigaspora margarita*, *Glomus mosseae*, *Glomus brasilianum*, *Glomus deserticola*, *Glomus intraradices*, *Glomus ciarum* y *Glomus etunicatum*.

Bacterias benéficas aproximadamente 25×10^6 UFC por kg. Mas de 60 cepas de bacterias fijadoras de nitrógeno, solubilizadoras de fósforo y promotoras del crecimiento.

Vitaminas promotoras de crecimiento: biotina, ácido fólico, B, B2, B3, B6, B7, B12, C y K.

Extracto soluble de yuca (*Yuca schidigera*)

Aminoácidos; proteína vegetal y de animales.

Extracto soluble de alga marina (*Ascophyllum nodosum*)

Azúcares naturales; dextrosa.

Horta-SorbTM hidrogel; humectante (copolimero de acrilamida)

Endospor® es un inoculante endomicorrícico que se usa en la preparación del suelo antes de plantar o sembrar. Las cepas que contiene de hongos de alto rendimiento colonizan rápidamente las raíces de una amplia variedad de especies de plantas, proporcionando las mejores condiciones para que las raíces crezcan y absorban agua y nutrientes, por lo cual también se considera un bioestimulante; el hidrogel que contiene controla el suministro paulatino de los ingredientes solubles y evita que las raíces se sequen, los resultados son tasas de sobrevivencia y crecimiento más altas y una

reducción del riego en todo tipo de cultivos que requieran hongos endomicorrícicos: hortalizas, frutales, flores, árboles y arbustos, como consecuencia hay un aumento en el rendimiento y producción; reduce pérdidas de plantas, enfermedades, daño por estrés de calor y pérdidas por sequía.

AMINOFIT®

Nombre comercial: Aminofit. Xtra TM

Ingrediente activo:

glicina 800 mg/L

Valina 40 mg/L

Prolina 350 mg/L

Hydroxiprolina 300 mg/L

Prolina 350 mg/L

Alanina 350 mg/L

Ácido aspártico 680 mg/L

Arginina 80 mg/L

Ácido glutámico 225 mg/L

Lisina 345 mg/L

Leucina 50 mg/L

Aminofit® es un bioestimulador basado en aminoácidos sintetizados libres y bajo peso molecular, oligopéptidos aminoácidos de cadena corta con rápida absorción dentro de las células de las plantas, estimula y regula las funciones metabólicas tales como incremento y optimización de la toma de los nutrientes naturales de las plantas así como

su absorción. Desde que Aminofit® penetra directamente dentro de las células de la planta por sus propiedades bioquímicas esta absorción no requiere energía de la planta y por lo tanto es independiente de la actividad clorofílica.

Aminofit® mejora el inicio, tamaño y coloración del fruto, también interviene en el proceso de maduración, mejora la floración e incrementa la masa verde en cultivos hortícolas y alimenticios, se recomienda para recuperar plantas sometidas a condiciones adversas tales como transporte, trasplante, heladas, vientos, granizo, podas daños y toxicidad debidos a aditivos químicos.

NEMATROL®

Nombre comercial: Nematrol líquido®

Ingrediente activo:

Fierro (Fe)

Anhidro fosfórico

Nitrógeno orgánico

Carbón orgánico

Materia orgánica de origen crustáceo como fuente de quitina y quitinasa

Nematrol® es un fertilizante líquido inhibidor de nematodos, está elaborado con una formulación natural a partir de compuestos orgánicos, es un producto diseñado para mantener el equilibrio de los microorganismos en el suelo, principalmente estimula el desarrollo de los actinomicetos que son enemigos naturales de los nematodos, contiene una fuente de quitina y quitinasa como ingrediente activo, es considerado un fertilizante

debido a que aporta microelementos, así como nitrógeno y fósforo de origen orgánico por lo que su uso proporciona un menor grado de empobrecimiento del suelo y previene o elimina la posible presencia de nematodos en el suelo.

Por sus propiedades inhibitorias estables y de fácil movimiento en la solución del suelo puede llegar directamente al nematodo y actuar directamente sobre la cubierta de quitina del nematodo, este mecanismo destruye al organismo y elimina cualquier tipo de daño en las plantas cultivadas, logrando además el equilibrio de las poblaciones de microorganismos por ser inofensivo con la fauna del suelo.

IV. RESULTADOS

4.1. Trabajo de campo 1

4.1.1 Distribución de nematodos en la zona

Los resultados obtenidos de la prospección nematológica en los ranchos cooperantes de viñedos de Caborca, Sonora se sintetizan en el cuadro 1. Con respecto a los objetivos que se propusieron se destaca que hubo grandes diferencias entre las dos profundidades de muestreo (0 – 30 cm y 30 – 60 cm) pero no entre ranchos y variedades de 40 cm razón por la cual solo se reportan las obtenidas entre 0 – 40 cm. También para simplificar los resultados, en el cuadro 1 sólo se incluyen las tres variedades de mayor superficie de siembra.

Cuadro 4. Fitonematodos (100g de suelo + 50g de raíz) por variedad de vid en ranchos cooperantes de Caborca, Sonora 2001.

VARIEDAD	GÉNEROS					
	<i>Me</i>	<i>Pr</i>	<i>Cr</i>	<i>Xi</i>	<i>Pa</i>	Otros
Superior	260*	22	35	4	15	40
Flame	370	39	40	2	8	45
Thompson seedles	310	30	19	3	16	70

*Media de doce repeticiones

Me = Meloidogyne, Pr = Pratylenchus. Cr = Criconemoides, Xi = Xiphinema, Pa = Paratylenchus. Otros Tylenchidos.

El género *Meloidogyne* posee casi 100% de incidencia y la especie mas frecuentemente encontrada fue *M. incognita* (82%), seguida de *M. arenaria* (16%) y *M. javanica* (1%). El restante 1% no pudo identificarse. *Pratylenchus* tuvo como especie dominante *P. vulnus* (86%), seguida de *P. penetrans* (8%) y *P. brachicerus* y *P. thornei* (4%). *Macroposthonia xenoplax* y *Xiphinema americana* fueron las especies identificadas en los géneros respectivos y en los restantes no se hicieron intentos de determinación taxonómica específica.

4.1.2 Otros patógenos edáficos

De las incubaciones de fragmentos de raíz en los medios selectivos se identificaron a *Fusarium oxysporum* (40%), *Rhizoctonia* spp. (4%), *Pythium* (2%) y la escama *Margarodes meridionales* (Fam. Margarodidae) también se encontró asociado a la variedad Thompson seedless en algunos ranchos.

4.2. Trabajo de campo 2

4.2.1 Eficacia biológica de compuestos antinematodos

VIVA

Índice de agallamiento:

Independientemente de los tratamientos, el índice de agallamiento observado antes de las aplicaciones era en promedio cercano al 90%. Después de 68 días el síntoma se

redujo a un 60% para ambas variedades, con significancia estadística $\alpha = 0.05$ al comparar las dos fechas de muestreo y las variedades (Fig. 6). Esto respalda la efectividad biológica de los tratamientos en general.

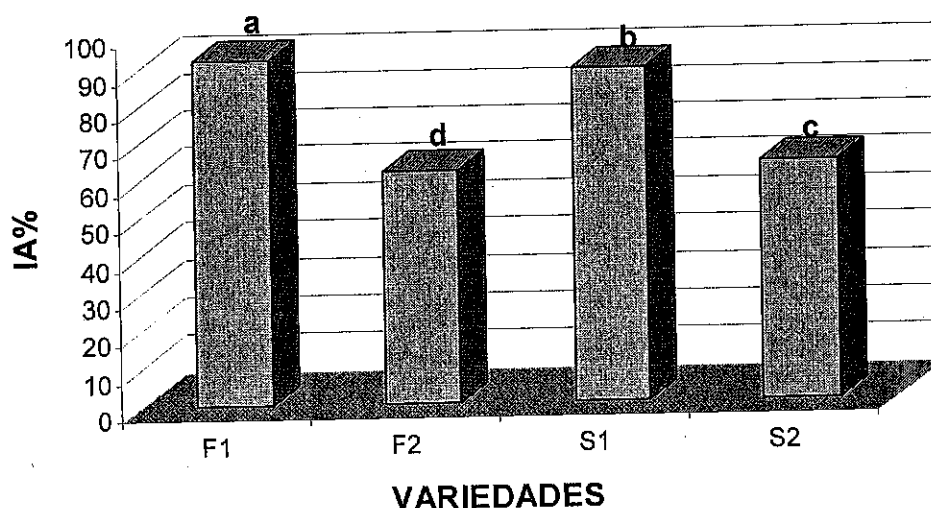


Figura 6. Índice de agallamiento total antes y después de los tratamientos por variedad: F1 = variedad Flame antes de la aplicación; F2 = 68 días después de la aplicación; S1 = variedad Superior antes de la aplicación y S2 = 68 días después de la aplicación. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

La variedad que resultó con menos síntomas fue la Superior tratada con Rugby®, seguida de la variedad Flame tratada también con Rugby®, mientras que ambas variedades tratadas con Nemacur® y Defense® no muestran una diferencia muy notoria entre sí ni con el testigo (Fig.7).

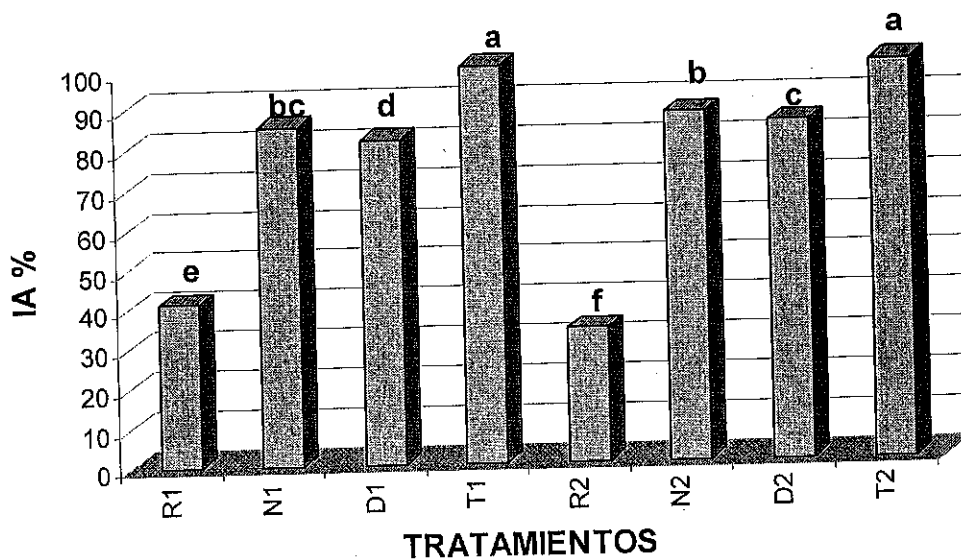


Figura 7. Índice de agallamiento. Tratamiento – Variedad: R1 = Rugby® con Flame; R2 = Rugby® con Superior; N1 = Nematicur® con Flame; N2 = Nematicur® con Superior; D1 = Defense® con Flame; D2 = Defense® con Superior, T1 = Testigo con Flame y T2 = Testigo con Superior. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Al comparar agallamiento inicial y final por efecto de los tratamientos, independientemente de las variedades, se observa una drástica disminución del daño por efecto del Rugby® (de 60 a 10%), mientras que con Nematicur® y Defense® la disminución fue menor (de 100% de agallamiento inicial bajó a 75 y 65%, respectivamente). El testigo, sin los productos, permaneció inalterado, con un 100% de síntomas (Fig. 8). Las diferencias estadísticas significativas indican que sí hubo efecto inhibitor de agallas de los productos, sobresaliendo Rugby® de los demás.

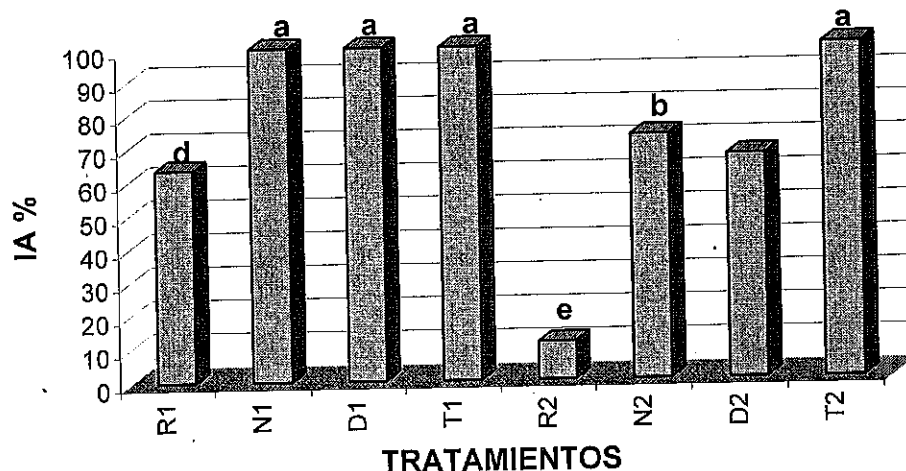


Figura 8. Índice de agallamiento, antes y después por tratamientos: R1 = Rugby® antes de la aplicación; R2 = Rugby® a los 68 días después de la aplicación (DDA); N1 = Nematicur® antes de la aplicación; N2 = Nematicur® 68 DDA; D1 = Defense® antes de la aplicación; D2 = Defense® a los 68 DDA; T1 = Testigo antes de la aplicación y T2, testigo a los 68 DDA. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Al inicio del ensayo la incidencia de agallas era diferente en cada combinación variedad-nematicida. Así, el lote de la variedad Flame para Rugby® tenía 70%, mientras que en el resto era del 100%. de igual manera, el de la variedad Superior, también para Rugby®, era inicialmente de 55% con respecto al resto. En el segundo muestreo Rugby® redujo el síntoma del 70% original ya mencionado, al 12% en la variedad Flame y de 55 a 10% en Superior. Nematicur® y Defense® redujeron el agallamiento de un 100% a 70 y 65%, respectivamente en Flame, y a 75 y 70 % en Superior (Fig 9). En estas dos figuras (3 y 4) es evidente la superioridad de Rugby® sobre los otros productos para la reducción del agallamiento por *Meloidogyne* sp., independientemente de la variedad de vid en donde se aplicó.

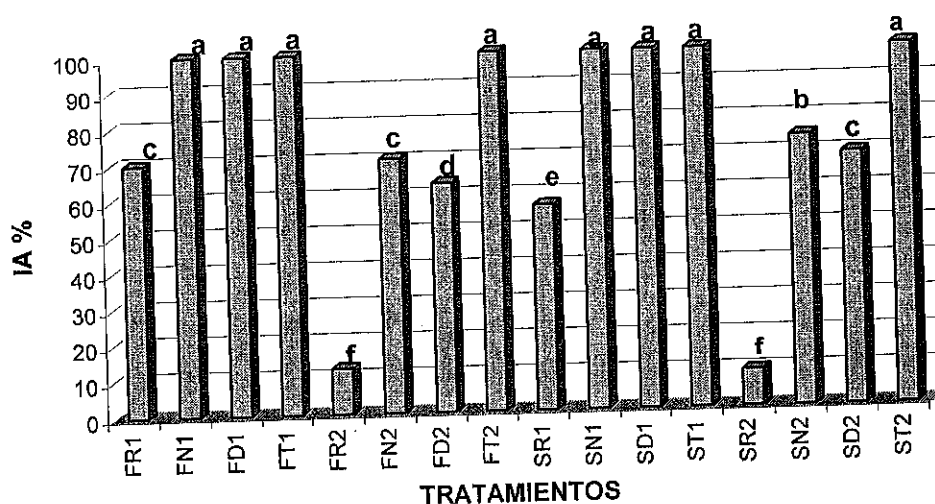


Figura 9. Índice de agallamiento. Variedad – Tratamiento – Fecha de muestreo: FR1 = Flame Rugby® o DDA; FR2 = Flame Rugby® 68 días después de la aplicación (DDA); FN1 = Flame Nemacur® 0 DDA; FD1 = Flame Defense® 0 DDA; FT1 = Flame Testigo 0 DDA; SR1 = Superior-Rugby® 0 DDA; SR2 = Superior-Rugby® 68 DDA; SN1 = Superior-Nemacur® 0 DDA; SN2 = Superior-Nemacur® 68 DDA; SD1 = Superior-Defense® 0 DDA; SD2 = Superior-Defense® 68 DDA; FT1 = Flame-Testigo 0 DDA; FT2 = Flame-Testigo 68 DDA; ST1 = Superior-Testigo 0 DDA y ST2 = Superior-Testigo 68 DDA. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Índice de lesión:

En las dos variedades las lesiones disminuyeron en general del 90 al 60 % al promediar los tratamientos, con diferencias estadísticas significativas en todos los casos (Fig. 10).

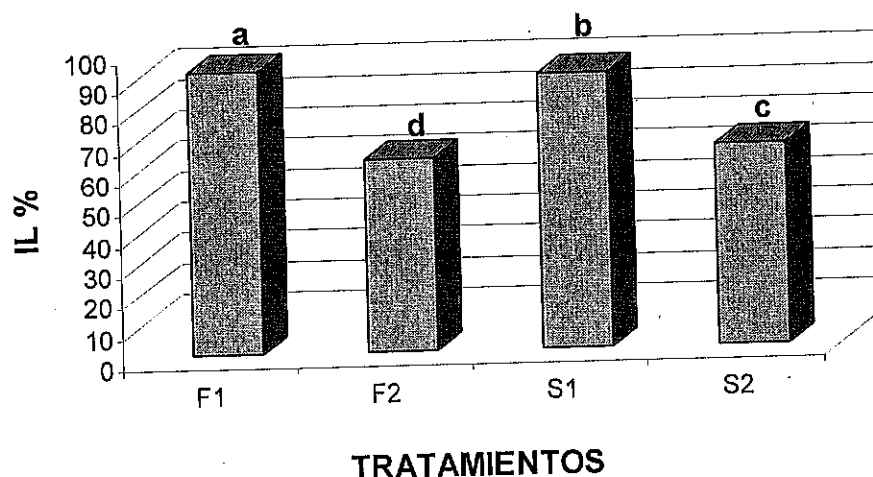


Figura 10. Índice de lesión. Variedad fecha de muestreo: F1 = Flame 0 DDA; F2 = Flame 68 días después de la aplicación DDA; S1 = Superior 0 DDA; S2 = Superior 68 DDA. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Al analizar la combinación producto-variedad, fue evidente la disminución de lesiones a un 40% o menos con respecto al testigo al aplicar Rugby® para ambas variedades, mientras que con los otros productos las lesiones se mantuvieron ligeramente arriba del 80 %, con diferencias estadísticamente significativas para las ocho combinaciones (Fig. 11).

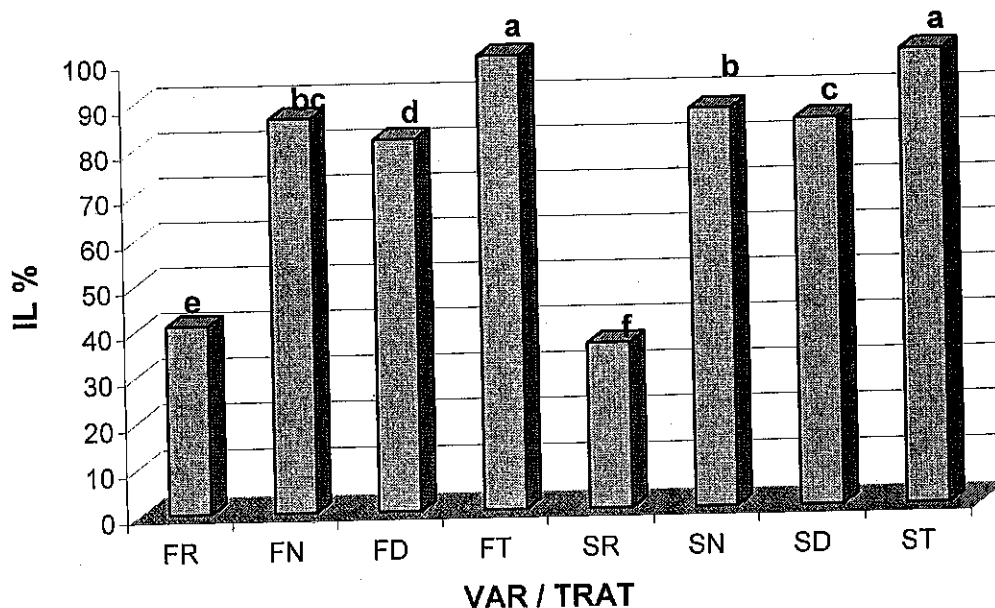


Figura 11. Índice de lesión. Variedad - Tratamiento: FR = Flame con Rugby®; SR = Superior con Rugby®; FN = Flame con Nematicur®; SN = Superior con Nematicur®; FD = Flame con Defense®; SD = Superior con Defense®, FT = Flame con Testigo y ST = Superior con Testigo. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Cuando se juntaron los datos de lesión de las variedades por efecto de los agroquímicos y se compararon con los dos muestreos, la mayor reducción de lesiones se obtuvo con Rugby® (de 60 al 15 %). Nematicur® y Defense® redujeron las lesiones del 100 % de daño (Fig.12): En todos los casos hubo diferencia estadística. Esto indica que hubo efectividad biológica de los productos, con un mayor efecto por Rugby® que con los otros productos.

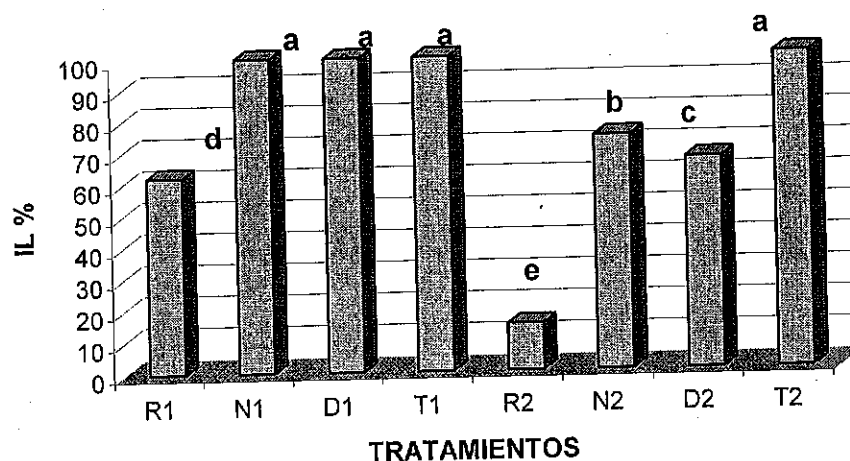


Figura 12. Índice de lesión antes y después por tratamientos: R1 = Rugby® antes de la aplicación; R2 Rugby® a los 68 días después de la aplicación (DDA); N1 = Nematicur® antes de la aplicación; N2 = Nematicur® 68 DDA; D1 = Defense® antes de la aplicación; D2 = Defense® 68 DDA; T1 = Testigo antes de la aplicación y T2 = testigo a los 68 DDA. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

En la combinación variedad-producto, cuando se comparó el número de lesiones antes y después de la aplicación, se observó mayor disminución de éstas por Rugby® en ambas variedades (de 65 a 15 %, columnas F1R-F2R y de 55 a 15 %, columnas S1R-S2R). Los otros productos también redujeron el daño, aunque en menor proporción (del 100 % a poco mas del 60 %), y aunque hubo diferencias estadísticas significativas, fue evidente la superioridad del Rugby® sobre el resto de los tratamientos para este parámetro (Fig. 13).

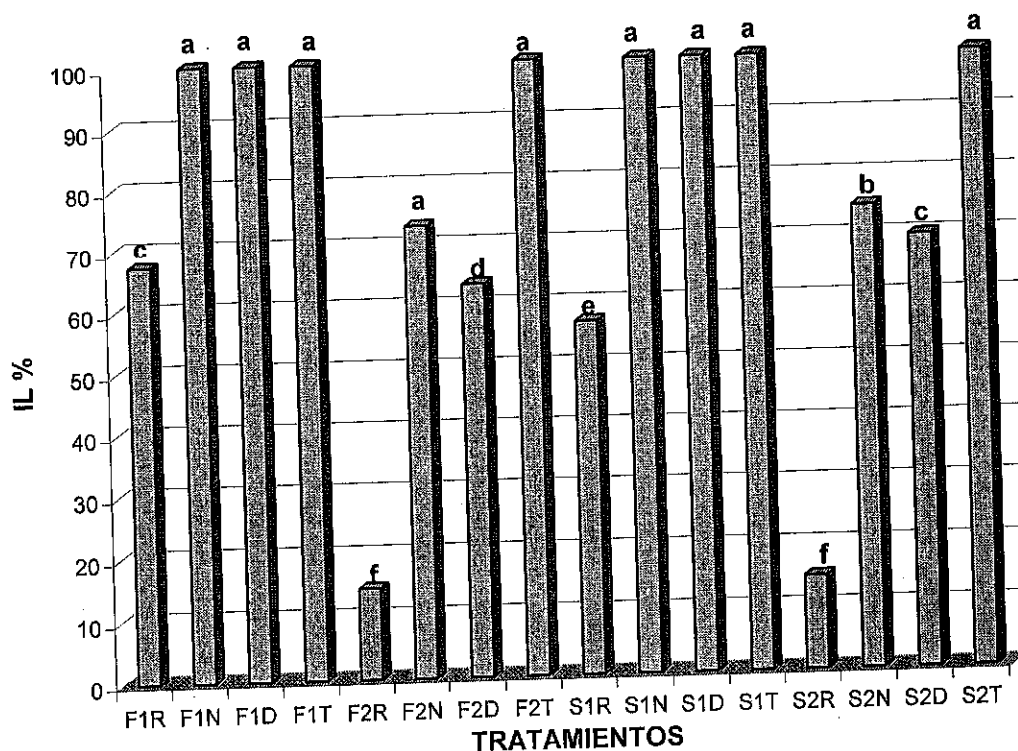


Figura 13. Índice de lesión. Variedad – Tratamiento – Fecha de muestreo: FR1 = Flame Rugby® o días después de la aplicación (DDA); FR2 = Flame Rugby® 68 DDA; FN1 = Flame Nemacur® 0 DDA; FD1 = Flame Defense® 0 DDA; FT1 = Flame Testigo 0 DDA; SR1 = Superior-Rugby® 0 DDA; SR2 = Superior-Rugby® 68 DDA; SN1 = Superior-Nemacur® 0 DDA; SN2 = Superior-Nemacur® 68 DDA; SD1 = Superior-Defense® 0 DDA; SD2 = Superior-Defense® 68 DDA; FT1 = Flame-Testigo 0 DDA; FT2 = Flame-Testigo 68 DDA; ST1 = Superior-Testigo 0 DDA y ST2 = Superior-Testigo 68 DDA. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Número de juveniles estadio 2 (J2):

Al hacer comparaciones entre las variedades, en general, el número de larvas obtenidas del suelo antes y después de los tratamientos se vio ligeramente disminuida en la variedad Flame, no así en Superior, en donde aumentó considerablemente. No obstante, siempre hubo significancia estadística (Fig.14).

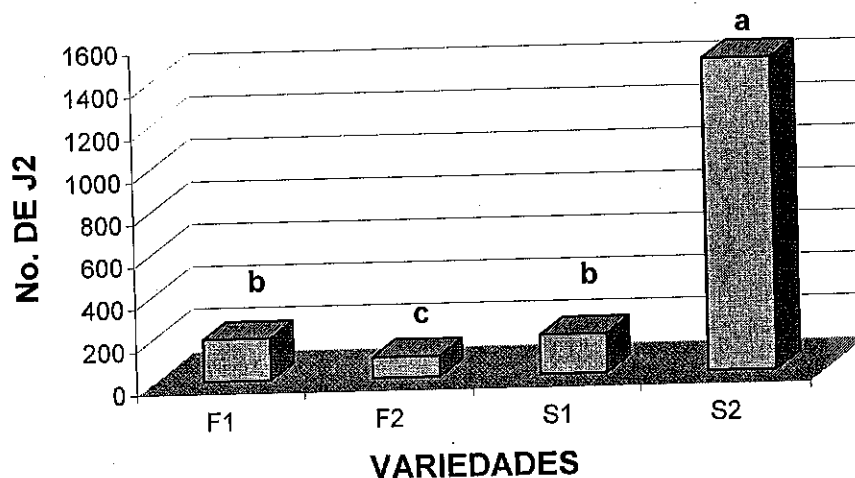


Figura 14. No. de juveniles estadio 2 (J2). Variedad fecha de muestreo: F1 = Flame 0 días después de la aplicación (DDA); F2 = Flame 68 DDA; S1 = Superior 0 DDA; S2 = Superior 68 DDA. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Cuando se analizó el número de J2 de los tratamientos independientes, de las variedades, antes y después de la aplicación, con excepción de Defense®, los otros productos acusaron disminución de las poblaciones y el testigo estuvo casi igual en ambos muestreos. Defense® promovió el aumento de siete veces el número de juveniles y en todos los casos la significancia estadística respalda el efecto de los agroquímicos (Fig. 15). Este efecto del Defense® se pudo deber a que tiene poco efecto residual y a los 68 días después de la aplicación las poblaciones de nematodos se elevaron.

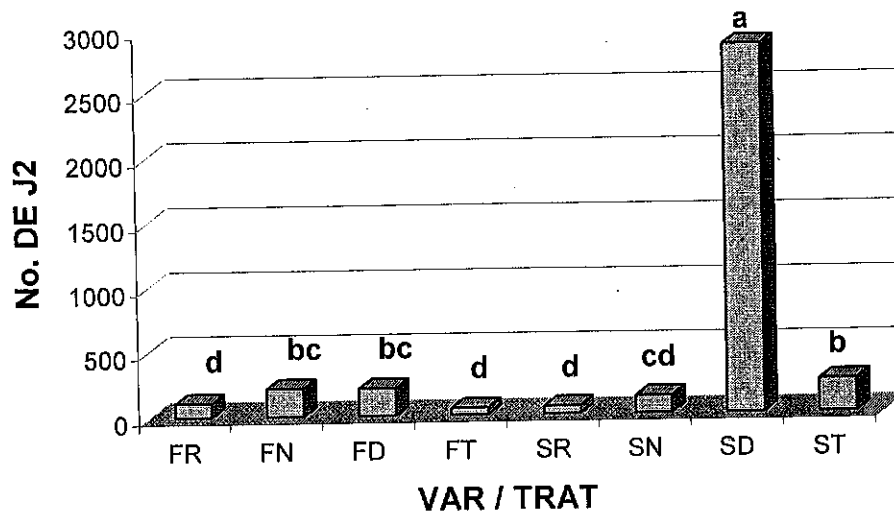


Figura 15. No. de juveniles estadio2 (J2). Variedad - Tratamiento: FR = Flame con Rugby®; SR = Superior con Rugby®; FN = Flame con Nematicur®; SN = Superior con Nematicur®; FD = Flame con Defense®; SD = superior con Defense®; FT = Flame con Testigo y ST = Superior con Testigo. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Al incluir el factor variedad en el análisis, Flame si tuvo disminución de juveniles durante el lapso del ensayo para todos los productos, incluyendo el testigo. Superior también mostró una tendencia similar a Flame con Rugby® y Nematicur®, mas no así con Defense®, que estimuló enormemente el afloramiento de juveniles. En esta variedad el testigo, sin productos, aumentó ligeramente sus poblaciones y en todos los casos hubo diferencias estadísticas significativas (Fig. 16). La combinación Suprior-Defense®, que favoreció al nematodo fue S2D.

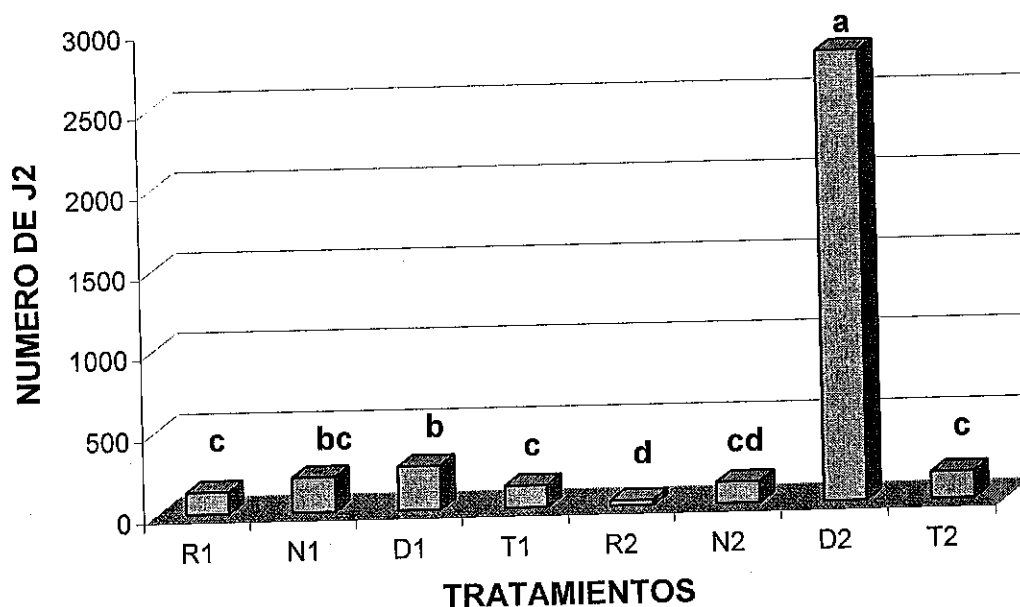


Figura 16. No. de juveniles estadio2 (J2) antes y después por tratamientos: 1 = Rugby® antes de la aplicación; R2 = Rugby® a los 68 días después de la aplicación (DDA); N1 = Nematicur® antes de la aplicación; N2 = Nematicur® 68 DDA; D1 = Defense® antes de la aplicación; D2 68 DDA; T1 = Testigo antes de la aplicación y T2 = testigo a los 68 DDA. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Al analizar la variable J2 se observó una disminución de caso cero en el muestreo para las dos variedades con Rugby®, en Flame de 190 a 22 J2/100g de suelo y en Superior de 80 a 40 J2/100g de suelo, aunque también hubo una disminución de poblaciones con Nematicur® de 240 a 187 en Flame y de 190 a 75 J2 en Superior; en cuanto a Defense® se observó un aumento considerable de las poblaciones de nematodos en el segundo muestreo, lo cual puede explicarse, en parte, a el efecto bioestimulador lo cual indujo desarrollo radical y en consecuencia gran disponibilidad de alimento para los fitopatógenos (Fig. 17).

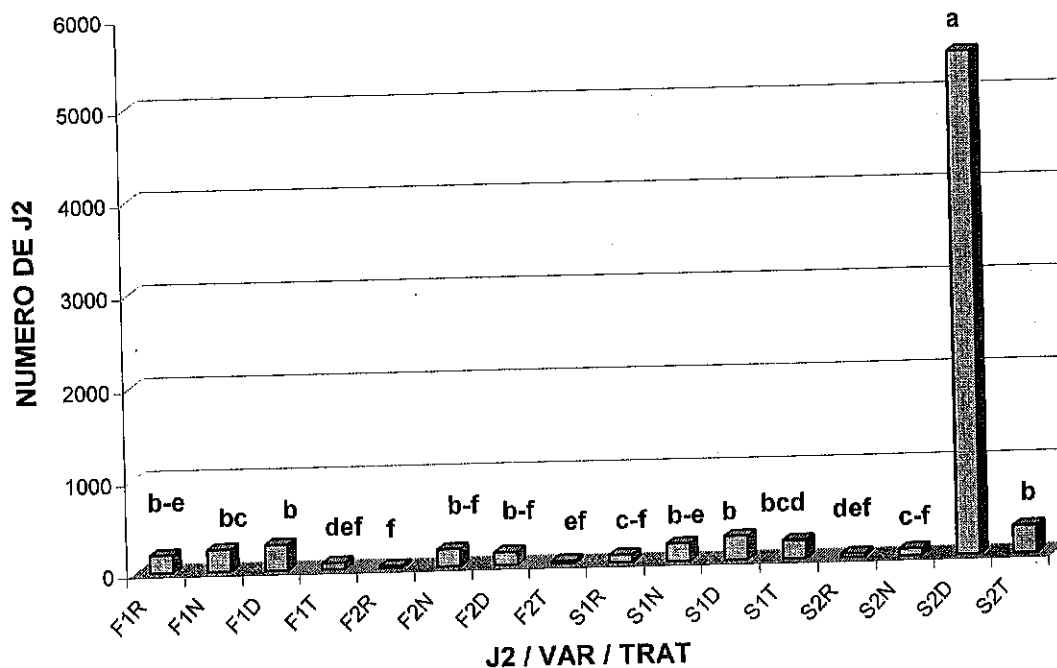


Figura 17. No.de juveniles estadio 2 (J2). Variedad – Tratamiento – Fecha de muestreo: FR1 = Flame Rugby® o días después de la aplicación (DDA); FR2 = Flame Rugby® 68 DDA; FN1 = Flame Nemacur® 0 DDA; FD1 = Flame Defense® 0 DDA; FT1 = Flame Testigo 0 DDA; SR1 = Superior-Rugby® 0 DDA; SR2 = Superior-Rugby® 68 DDA; SN1 = Superior-Nemacur® 0 DDA; SN2 = Superior-Nemacur® 68 DDA; SD1 = Superior-Defense® 0 DDA; SD2 = Superior-Defense® 68 DDA; FT1 = Flame-Testigo 0 DDA; FT2 = Flame-Testigo 68 DDA; ST1 = Superior-Testigo 0 DDA y ST2 = Superior-Testigo 68 DDA. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Rendimientos:

La variedad Flame acusó bajos rendimientos en general, con pocas diferencias con el testigo debido a problemas en los cuadros en donde se encontraban los tratamientos, y el cultivo tuvo que ser desechado no obstante se cosechó y se obtuvieron bajos

rendimientos pero con diferencia estadística en comparación con la variedad Superior y los otros productos, así pues el mejor tratamiento para este parámetro en Superior fue Rugby®, con rendimientos mayores a una Ton/Ha y significativamente al resto (Fig. 18)

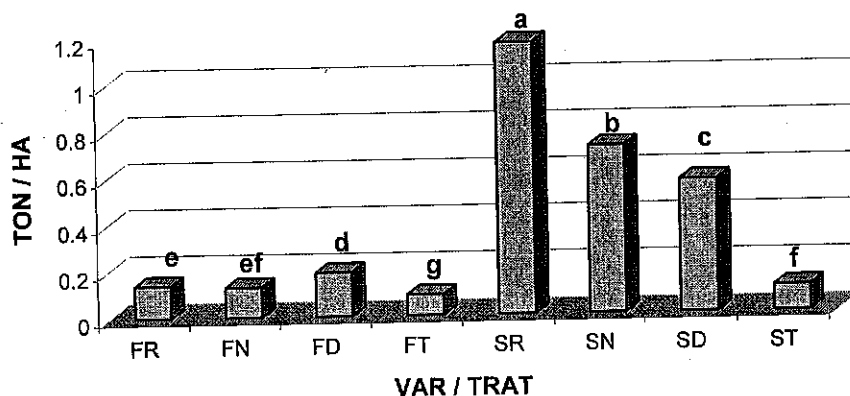


Figura 18. Rendimiento. Variedad - Tratamiento: FR = Flame con Rugby®; SR = Superior con Rugby®; FN = Flame con Nematicur®; SN = Superior con Nematicur®; FD = Flame con Defense®; SD = Superior con Defense®, FT = Flame con Testigo y ST = Superior con Testigo. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Los resultados obtenidos en el bioensayo (plántulas de tomate en suelo infestado y tratado con los productos) ocho semanas después del transplante mostraron que sólo Rugby® suprimió a *Meloidogyne incognita* ya que IA, IL, fueron cercanos a uno y los J2/100g de suelo menores de cinco, los demás compuestos resultaron con 100% de IA e IL y poblaciones mayores de 500 J2.

EL ROCIO

Índice de agallamiento:

El producto que dio mejor resultado en el control de agallamiento fue Rugby® y tuvo mejor efecto residual que Nematicur® y el testigo ya que a los 57 días después de la aplicación (DDA) el síntoma fue de un promedio de 6% mientras que con Nematicur® las plantas mostraron un 55 % (Fig.19).

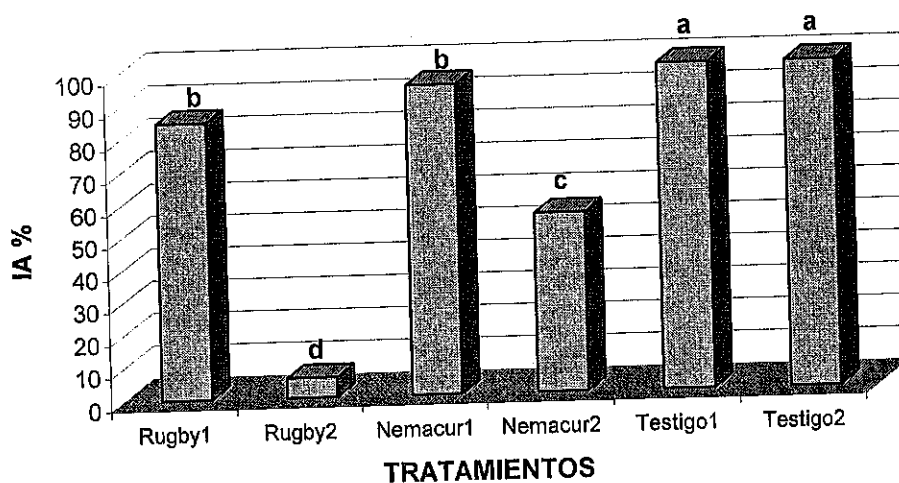


Figura 19. Índice de agallamiento. Tratamientos antes y después de la aplicación: 1 = antes de la aplicación y 2 = 57 días después de la aplicación. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Índice de lesión:

El tratamiento que arrojó los mejores resultados fue Rugby® con un promedio de 6 % en la segunda fecha de muestreo, cuando Nematicur® alcanzó un daño del 56.3 %, el testigo obtuvo un índice de lesión del 100% en ambas fechas de muestreo. (Fig.20).

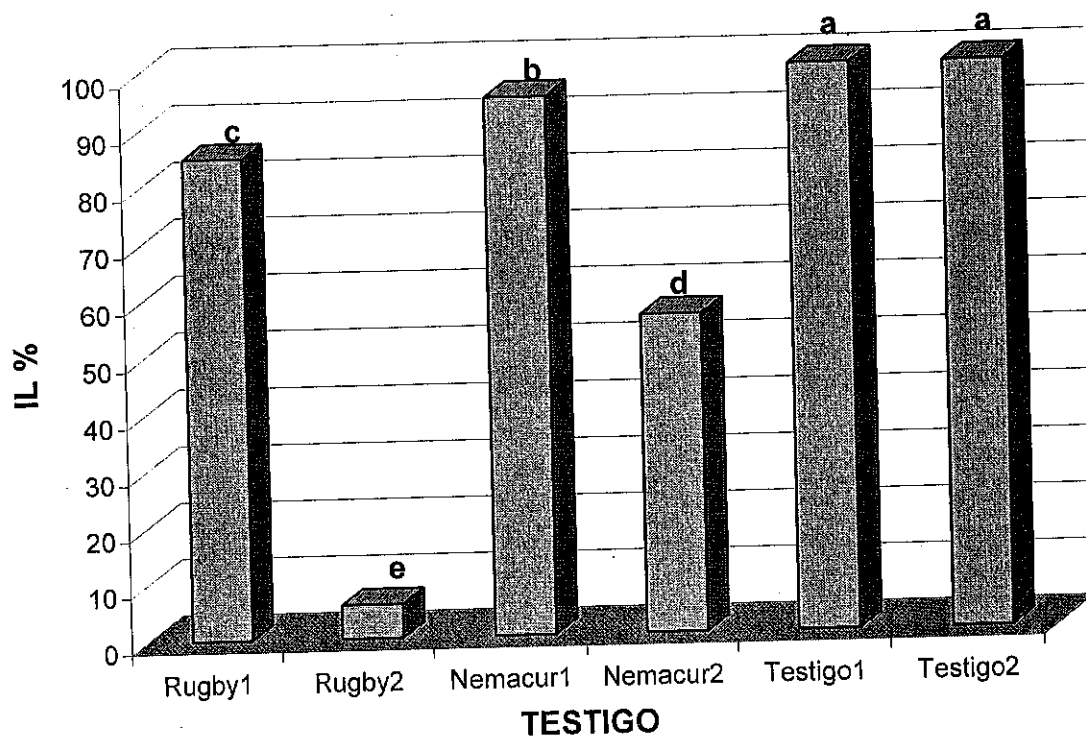


Figura 20. Índice de lesión. Tratamientos antes y después de la aplicación: 1 = antes de la aplicación y 2 = 57 días después de la aplicación. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

No. De juveniles estadio 2 (J2):

Para esta variable los resultados coinciden con las anteriores siendo Rugby® el mejor tratamiento ya que logró disminuir la población larval de un promedio de 139.8 antes de

la aplicación a 30 J2 / 100g de suelo a los 57 DDA, observándose una diferencia significativa con Nemacur® que obtuvo un promedio de 95 J2 / 100g de suelo a los 57 DDA y el testigo que en ambas fechas sobrepasó los 100 J2 /100g de suelo (Fig. 21).

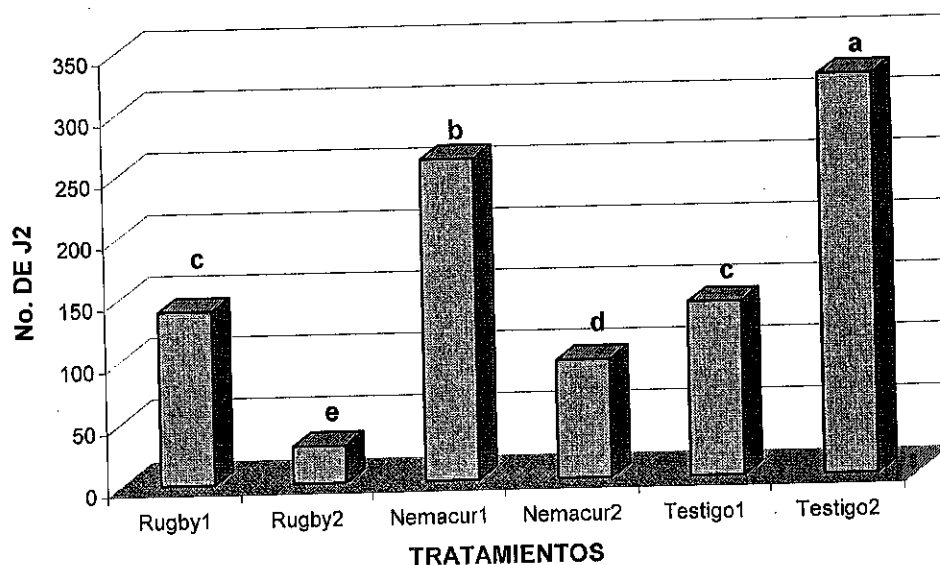


Figura 21. No. de juveniles estadio 2 (J2). Tratamientos antes y después de la aplicación: 1 = antes de la aplicación y 2 = 57 días después de la aplicación. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Rendimientos:

En cuanto a rendimiento se observa mejor en plantas tratadas con Rugby®, sin embargo la diferencia no es muy marcada en comparación con Nemacur® y Testigo, así pues se tienen rendimientos de 13, 11 y 9.7 Ton/Ha respectivamente. (Fig. 22).

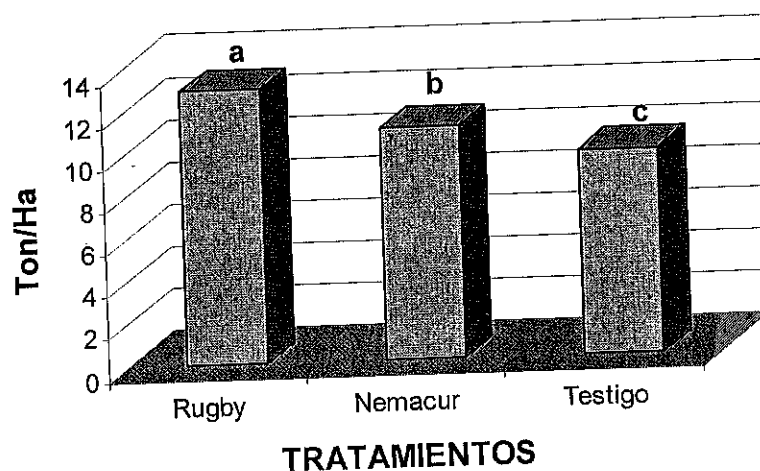


Figura 22. Rendimientos con los tratamientos. La comparación de medias utilizada fue una prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$).

SAN PABLO

Índice de agallamiento:

Al analizar el índice de agallamiento con los tratamientos en las dos fechas de muestreo que fueron antes de la aplicación y 68 días después de la misma se observó que las plantas tratadas con Rugby® redujeron el agallamiento de un 90 a un 8 % y las plantas a las que se les aplicó Nema-cur® mostraron un 50 % de agallamiento en la segunda fecha de muestreo después de haber presentado un 95.8 % antes de la aplicación (Fig.23).

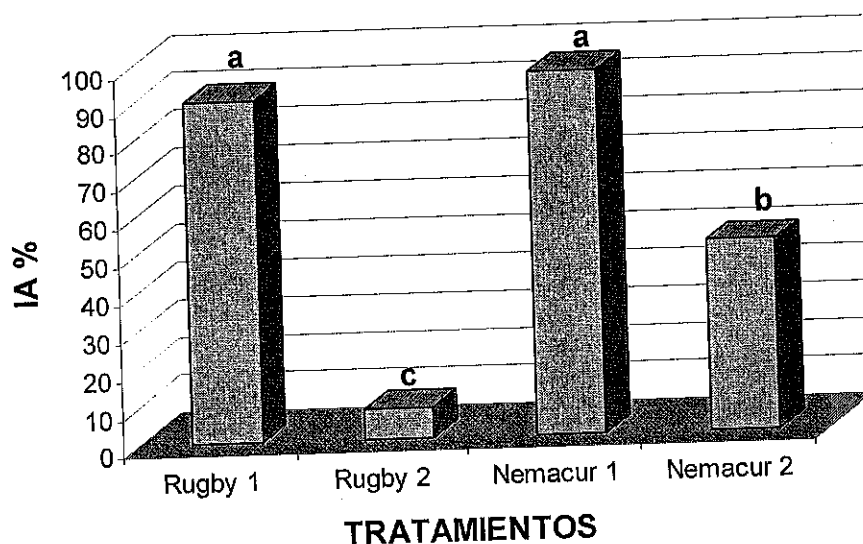


Figura 23. Índice de agallamiento. Tratamientos antes y después de la aplicación: 1 = antes de la aplicación y 2 = 68 días después de la aplicación. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Índice de lesión:

En cuanto a las lesiones se puede observar claramente que Rugby® tuvo un mayor efecto sobre éste síntoma a los 68 DDA y Nemacur® en la misma fecha de muestreo aunque redujo los daños no fue tan drástico como Rugby® siendo que antes de la aplicación los dos eran estadísticamente iguales (Fig. 24).

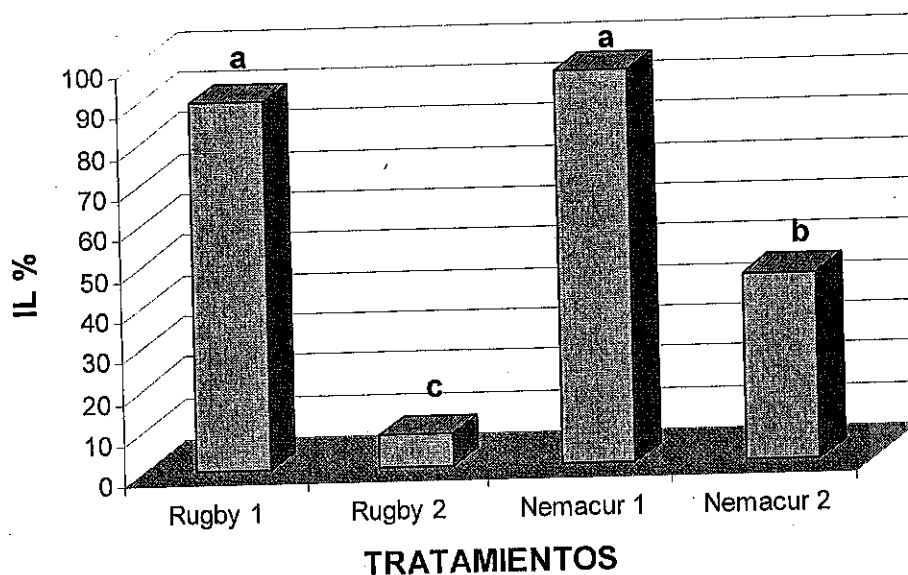


Figura 24. Índice de lesión. Tratamientos antes y después de la aplicación: 1 = antes de la aplicación y 2 = 68 días después de la aplicación. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

No. de juveniles estadio2 (J2):

Al comparar los dos productos utilizados en este rancho en las dos fechas de muestreo y el número de J2 obtenidos se observó que Rugby® disminuyó las poblaciones larvales de 115 a 20 J2/100g de suelo, en el caso de Nemacur® si hubo una disminución de 305 a 108 J2/100g de suelo pero no llegó a los niveles del Rugby® (Fig. 25).

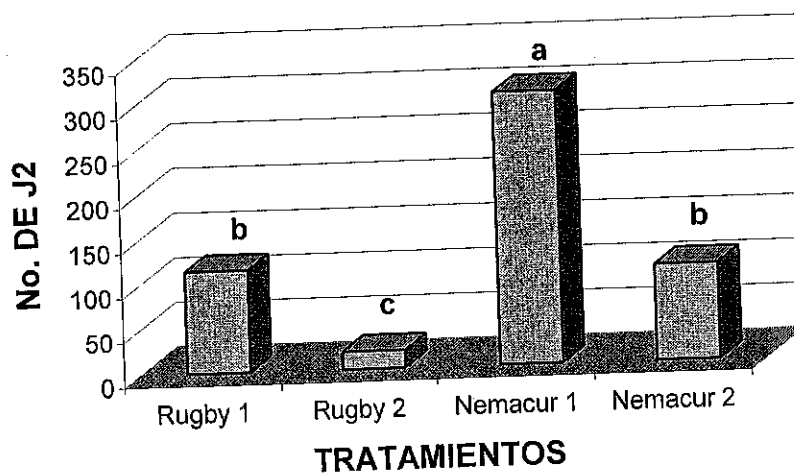


Figura 25. No. de juveniles estadio 2 (J2). Tratamientos antes y después de la aplicación: 1 = antes de la aplicación y 2 = 68 días después de la aplicación. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Rendimiento:

Al observar los rendimientos se observa que las parras que se trataron con Rugby® tuvieron un rendimiento mayor (13.5 Ton/Ha) a las tratadas con Nemacur® (11 Ton/Ha) (Fig. 26).

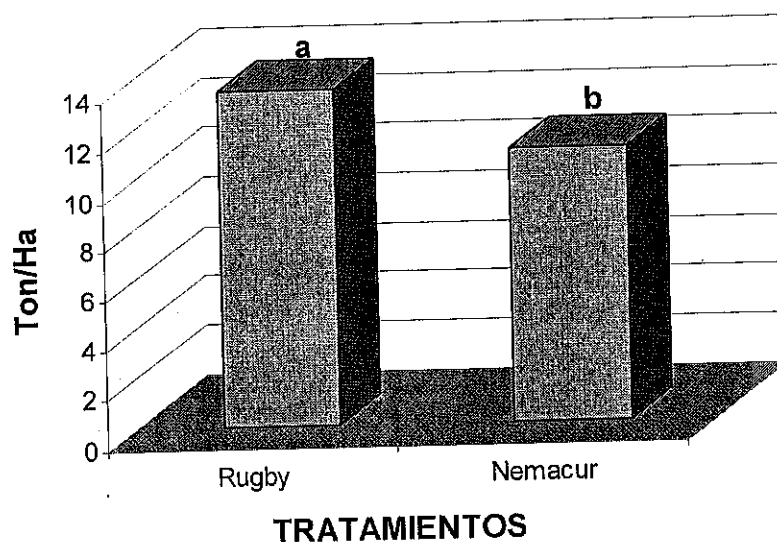


Figura 26. Rendimientos con los tratamientos. La comparación de medias utilizada fue una prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$).

SAN FRANCISCO

Índice de agallamiento:

En esta variable Rugby® fue el producto cuyas plantas tratadas con él presentaron menor daño a los 48 DDA, aunque hubo disminución en comparación con la primera fecha de muestreo que fue antes de la aplicación en donde se observó un agallamiento de 70 %, a los 137 DDA se observó un aumento considerable el cual puede ser debido a que el efecto residual del producto ya había terminado; en cuanto al Ditera® se observó una ligera disminución del daño de un 100 % en la fecha inicial a un 90 % a los 48 DDA y a los 137 DDA se observó nuevamente un 100 % de agallamiento (Fig. 27).

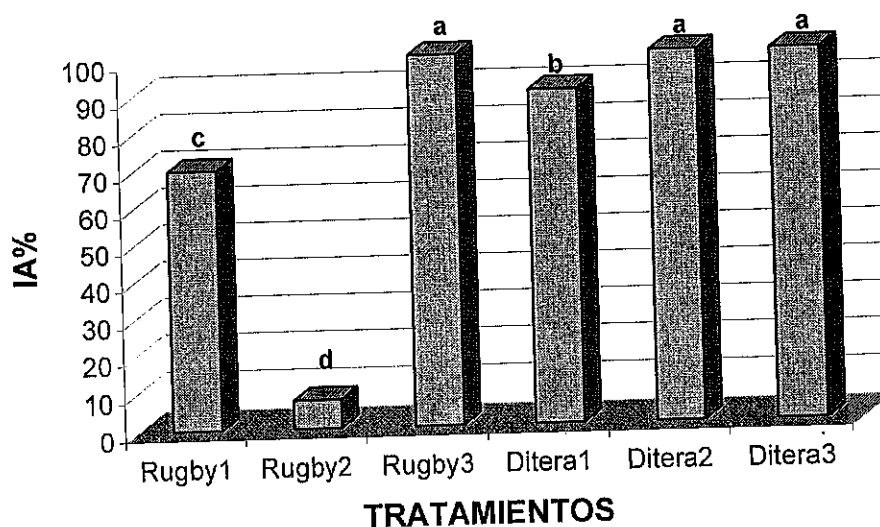


Figura 27. Rancho Sn. Francisco. Índice de agallamiento con dos tratamientos y tres fechas después de la aplicación. R1 = Rugby® 0 días después de la aplicación (DDA) R2 = Rugby® a los 48 DDA; R3 = Rugby® a los 137 DDA; D1= Ditera® a los 0 DDA; D2 = Ditera® a los 48 DDA; D3 = Ditera® a los 137 DDA. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Índice de lesión:

Las lesiones en plantas tratadas con Rugby® mostraron una disminución significativa entre la primera fecha del muestreo(0 DDA) con la segunda (48 DDA) no ocurriendo esto a los 137 DDA en donde se observó un aumento en el índice de lesión, Con Ditera no se observa una disminución drástica en las lesiones de las plantas tratadas (Fig. 28).

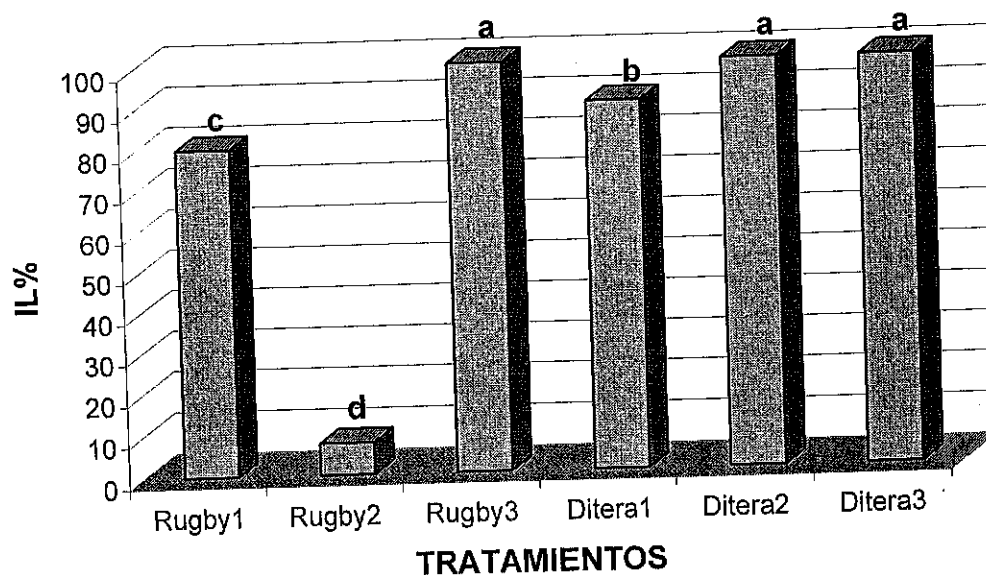


Figura 28. Rancho Sn. Francisco. Índice de lesión con dos tratamientos y tres fechas después de la aplicación. R1 = Rugby® 0 días después de la aplicación (DDA); R2 = Rugby® a los 48 DDA; R3 = Rugby® a los 137 DDA; D1 = Ditera® a los 0 DDA; D2 = Ditera® a los 48 DDA; D3 = Ditera® a los 137 DDA. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

No. de juveniles estadio 2 (J2):

El producto biológico Ditera® mostró una ligera disminución de J2 en cada una de las fechas del muestreo de 380.16 a antes de la aplicación a 236.16 a los 48 (DDA), pero en suelo con Rugby® sí se observó una disminución notable en el número de larvas de 2435.16 antes de la aplicación a 75.16 a los 48 días después de la aplicación, además se observó otra disminución a los 137 DDA (0 J2) esto probablemente debido a que, mientras que en el caso de Ditera® se observó un ligero aumento en esta última fecha. (Fig. 29).

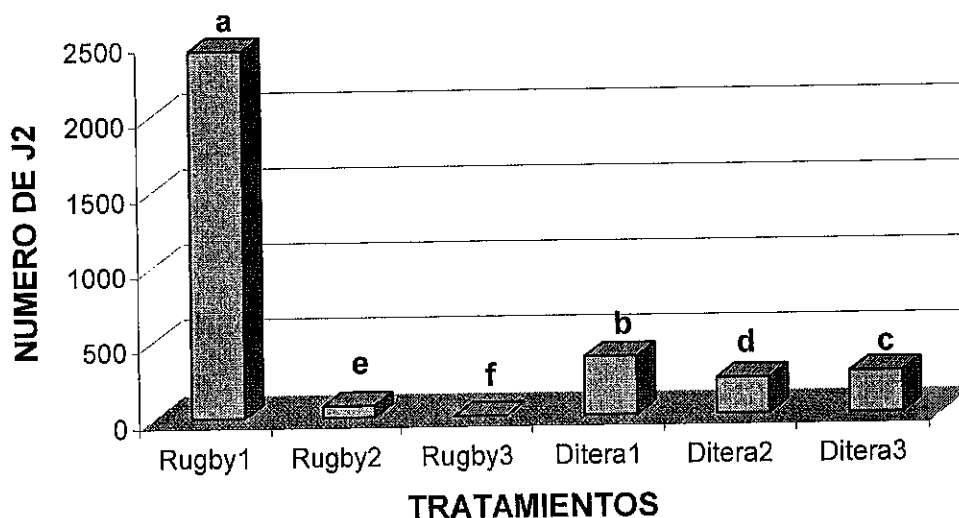


Figura 29. Rancho Sn. Francisco. No. De juveniles estadio dos (J2) en 100 gramos de suelo con dos tratamientos y tres fechas después de la aplicación. R1 = Rugby® 0 días después de la aplicación (DDA); R2 = Rugby® a los 48 DDA; R3 = Rugby® a los 137 DDA; D1 = Ditera® a los 0 DDA; D2 = Ditera® a los 48 DDA; D3 = Ditera® a los 137 DDA. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Rendimiento:

Comparando los dos productos se observó que con Rugby® se obtuvieron mayores rendimientos de 11 Ton/Ha a 8 Ton/Ha para Ditera® (Fig 30.).

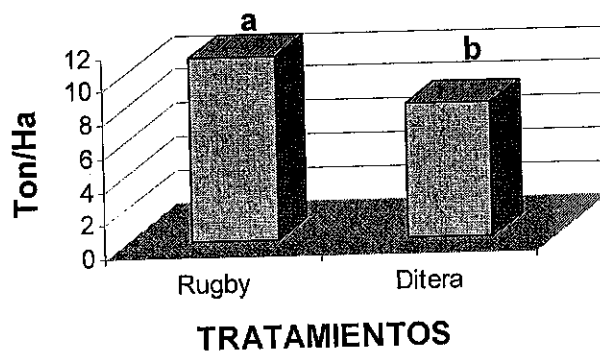


Figura 30. Rancho Sn. Francisco. Rendimiento en relación con los dos tratamientos. La comparación de medias utilizada fue una prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$).

SPR33

Índice de agallamiento:

Una vez mas en este rancho se observa que Rugby® a los 48 DDA obtuvo un promedio de 12.16 % de agallamiento, no así el testigo que mostró un índice de 100 % en la misma fecha, a los 137 DDA Rugby® mostró un agallamiento de 100 % debido posiblemente a que el efecto residual del producto se había terminado (Fig. 31).

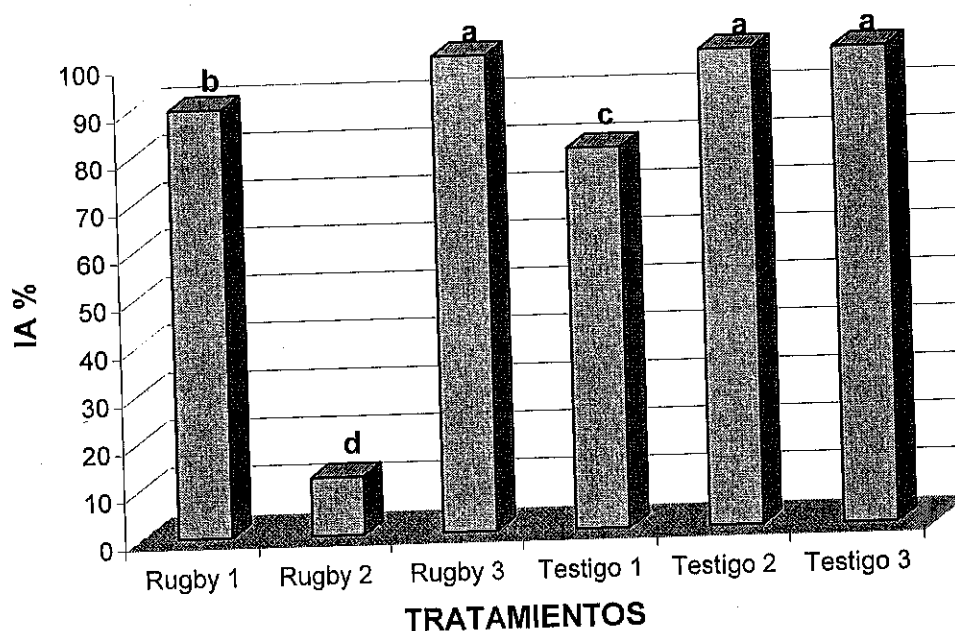


Figura 31. Índice de agallamiento. Tratamientos antes y después de la aplicación: 1 = antes de la aplicación; 2 = 48 días después de la aplicación (DDA) y 3 = 137 DDA. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Índice de lesión:

Al analizar los resultados para esta variable se observó que Rugby® disminuyó el daño de 70 % a 12 % a los 48 DDA y mostró un incremento del daño a los 137 DDA, en cuanto al testigo el índice de lesión no mostró diferencias drásticas (Fig. 32).

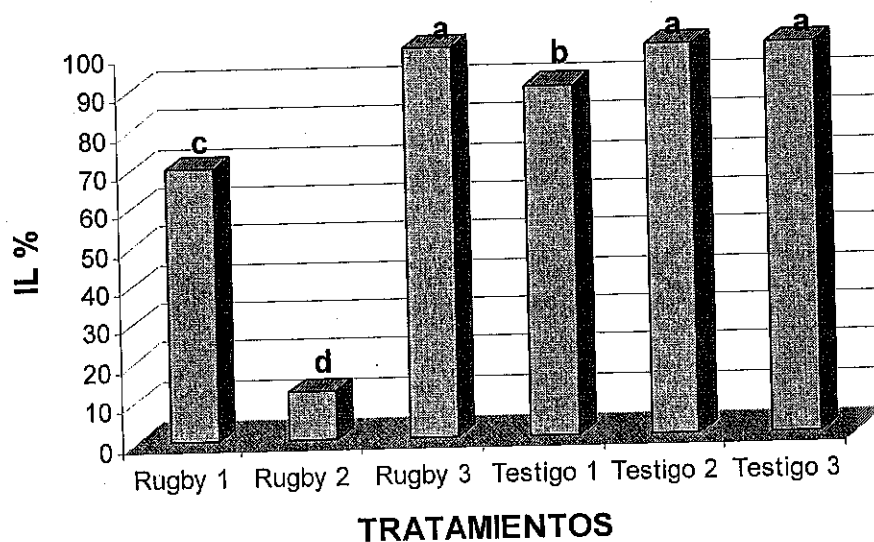


Figura 32. Índice de lesión. Tratamientos antes y después de la aplicación: 1 = antes de la aplicación y 2 = 48 días después de la aplicación (DDA) y 137 DDA. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

No. de juveniles estadio 2 (J2):

Rugby mostró una disminución de las poblaciones de J2 en la segunda fecha de muestreo de 290 a 78 J2 / 100g de suelo, pero se observa un incremento muy notable a los 137 DDA, en cuanto al testigo se mantuvo en niveles de 323 y 450 J2 en 100g de suelo para las dos primeras fechas de muestreo y a los 137 DDA presentó una disminución de 0 J2 esto es probablemente debido a que los nematodos ya no tenían alimento pues las poblaciones eran muy grandes (Fig. 33).

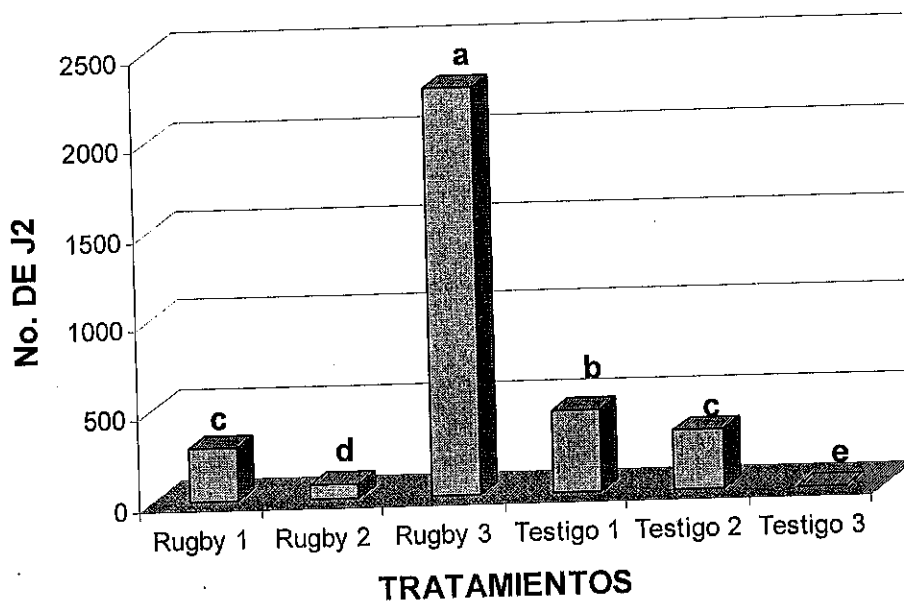


Figura 33. No. de juveniles estadio 2 (J2). Tratamientos antes y después de la aplicación: 1 = antes de la aplicación 2 = 48 días después de la aplicación (DDA) y 137 DDA. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Rendimiento:

El Rendimiento observado en este rancho fue evidentemente mejor para el Rugby® con 11.54 Ton/Ha y para el testigo fue de 8.5 Ton/Ha (fig. 34).

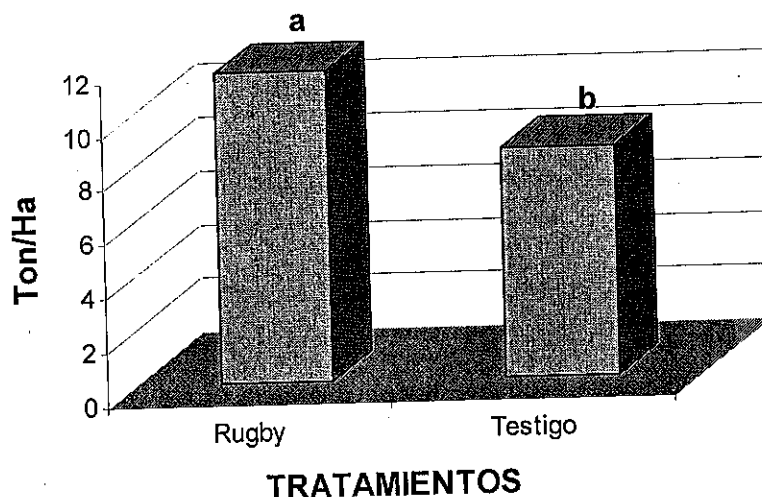


Figura 34. Rendimientos con los tratamientos. La comparación de medias utilizada fue una prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$).

4.3. Trabajo en invernadero

4.3.1 Primer bioensayo:

Índice de agallamiento:

En este bioensayo el tratamiento que resultó con los mas bajos índices de agallamiento fue Rugby® con un 20.6% seguido de Ditera® con un 49.8%, que a su vez resultó ser estadísticamente igual al Aminofit®, Nematrol® y Horticplus®, este último no presentó diferencia significativa con Endospor®, en cuanto al testigo absoluto presentó un índice de agallamiento de casi 100 % mientras que el testigo estéril no presentó plantas agalladas (Fig. 35).

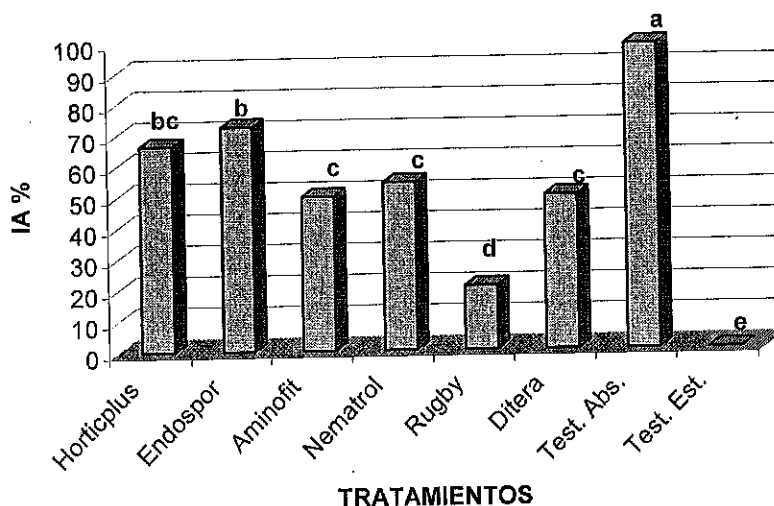


Figura 35. Índice de agallamiento. Tratamientos: HIGM = Horticplus® 1g/maceta; E1GM = Endospor® 1g/maceta; A0.25MLM = Aminofit® 0.25ml/maceta; N0.5MLM = Nematrol® 0.5 ml/maceta; R0.25MLM = Rugby® 0.25 ml/maceta; D1GM = Ditera® 1g/maceta; Test. Abs. = Testigo absoluto y Test. Est. = Testigo estéril. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Peso fresco de la parte aérea:

En cuanto a esta variable se observó que las plantas tratadas con Ditera® presentaron un mayor peso (7.3g), no obstante es estadísticamente igual a Endospor® con un peso de 6.9g y Horticplus® con un peso de 5.8g, este último resultó ser igual con testigo estéril, Nematrol®, Aminofit® y testigo absoluto, mientras que Rugby® mostró ser el peor tratamiento con un peso de 2.6g, sin embargo es estadísticamente igual a Aminofit® (4.3g) y testigo absoluto (4.2g), esto quizá se debe a que Rugby® actúa directamente sobre el patógeno y no es promotor del crecimiento y desarrollo de las plantas en contraste con los demás productos que tienen en su formulación algunos organismos y / o productos que actúan como bioestimulantes de las plantas (Fig. 36).

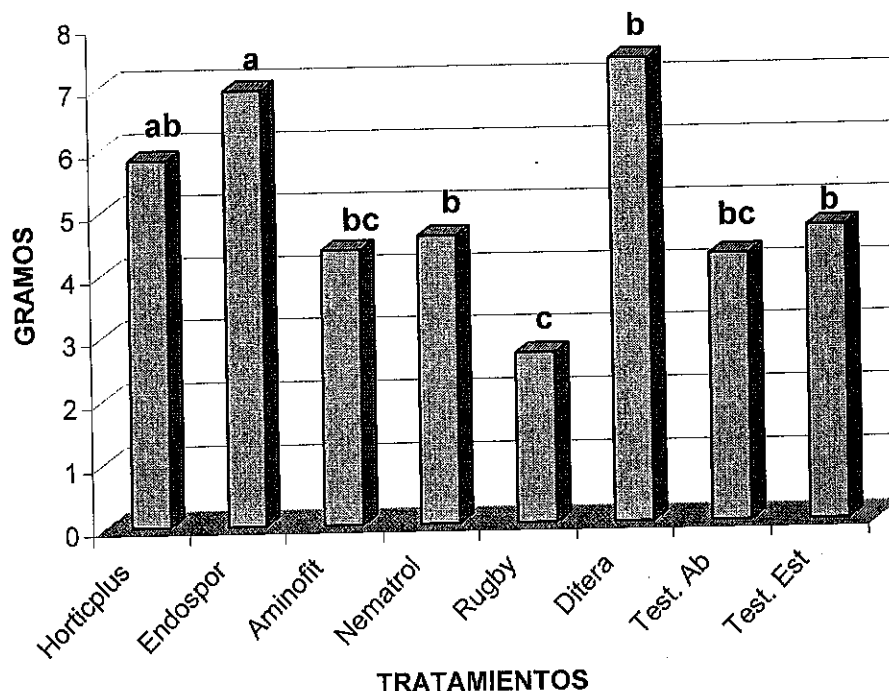


Figura 36. Peso fresco de la parte aérea. Tratamientos: H1GM = Horticplus® 1g/maceta; E1GM = Endospor® 1g/maceta; A0.25MLM = Aminofit® 0.25ml/maceta; N0.5MLM = Nematrol® 0.5 ml/maceta; R0.25MLM = Rugby® 0.25 ml/maceta; D1GM = Ditera® 1g/maceta; Test. Abs. = Testigo Absoluto y Test. Est. = Testigo estéril. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Peso fresco de la raíz:

El mejor tratamiento aquí observado fue el Ditera® con un peso de 6.0g seguido de Endospor® (4.1g), Aminofit® (3.8g), testigo estéril (3.7g) y testigo absoluto (3.4g), éstos últimos son iguales a su vez con Horticplus® (3.3g) y Nematrol® (2.7g), con respecto a Rugby® se observa un efecto negativo en el desarrollo radicular, debido probablemente a

su modo de acción que va directamente al nematodo y no promueve el desarrollo de raíces (Fig 37).

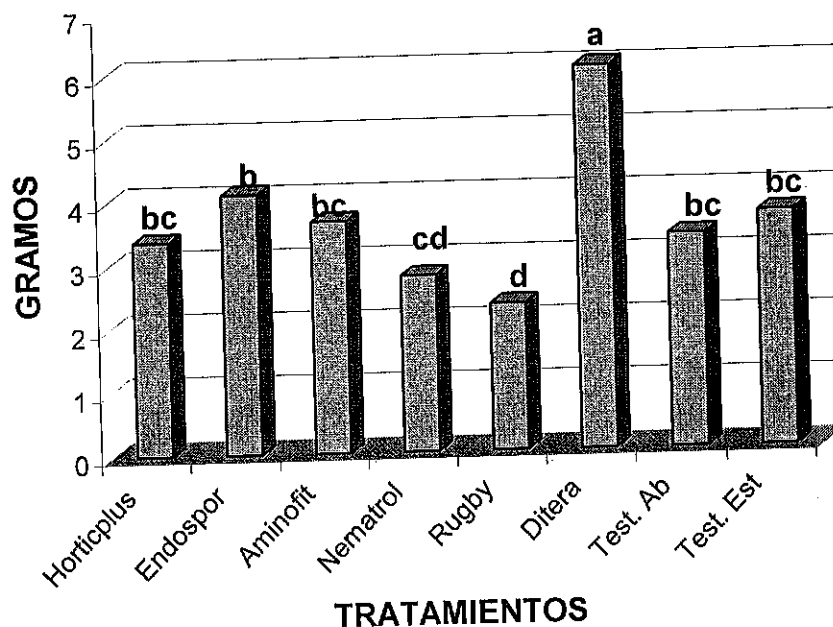


Figura 37. Peso fresco de la raíz. Tratamientos: H1GM = Horticplus® 1g/maceta; E1GM = Endospor® 1g/maceta; A0.25MLM = Aminofit® 0.25ml/maceta; N0.5MLM = Nematrol®0.5 ml/maceta; R0.25MLM = Rugby® 0.25 ml/maceta; D1GM = Ditera® 1g/maceta; Test. Ab. = Testigo absoluto y Test. Est. = Testigo estéril. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

4.3.2 Segundo bioensayo:

Índice de agallamiento:

El producto que presentó un mayor control en cuanto al daño causado por los nematodos fue Rugby® a una dosis de 0.25 ml / maceta con un 20 % de agallamiento, seguido del

testigo estéril que no presentó agallas y Ditera® a una dosis de 2g / maceta con un 77.5 % de índice de agallamiento y Ditera® 1g / maceta con un porcentaje de agallamiento de 85, todos los demás tratamientos a sus diferentes dosis resultaron ser iguales estadísticamente (Fig. 38).

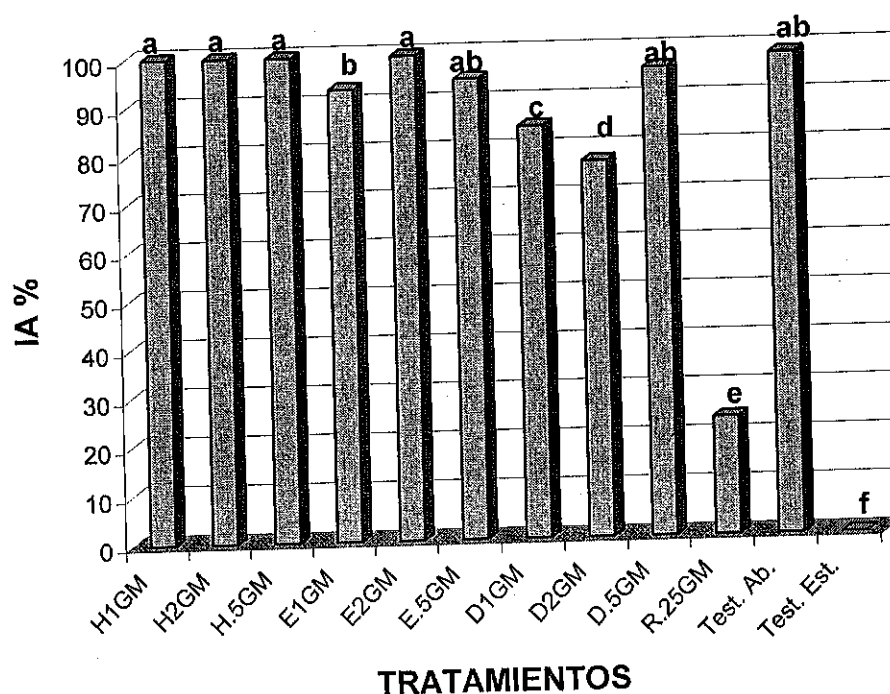


Figura 38. Índice de agallamiento. Tratamientos y dosis: H1GM = Hortiplus® 1g/maceta; H2GM = Hortiplus® 2g/maceta; H0.5GM = Hortiplus® 0.5g/maceta; E1GM = Endospor® 1g/maceta; E2GM = Endospor® 2g/maceta; E0.5GM = Endospor® 0.5g/maceta; D1GM = Ditera® 1g/maceta; D2GM = Ditera® 2g/maceta; D0.5GM = Ditera® 0.5g/maceta; R0.25MLM = Rugby® 0.25 ml/maceta; Test. Ab. = Testigo absoluto y Test. Est. = Testigo estéril. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Peso fresco de la parte aérea:

Para esta variable se observó que Ditera® en dosis de 2g / maceta tuvo el mejor efecto sobre el desarrollo aéreo de la planta obteniendo un peso promedio de 16.7g, seguido de Ditera® con una dosis de 0.5g / maceta que a su vez no presentó diferencias significativas con Ditera® 1g / maceta Endospor® 0.5g / maceta, Endospor® 1g / maceta Rugby® 0.25 ml / maceta, y testigo absoluto, el cual es igual con el testigo estéril y este a su vez con Horticplus® 1g / maceta, 2g / maceta y 0.5 g/ maceta Endospor® 2g / maceta. Se consideran estadísticamente iguales porque no hay diferencias significativas entre sus pesos (Fig. 39).

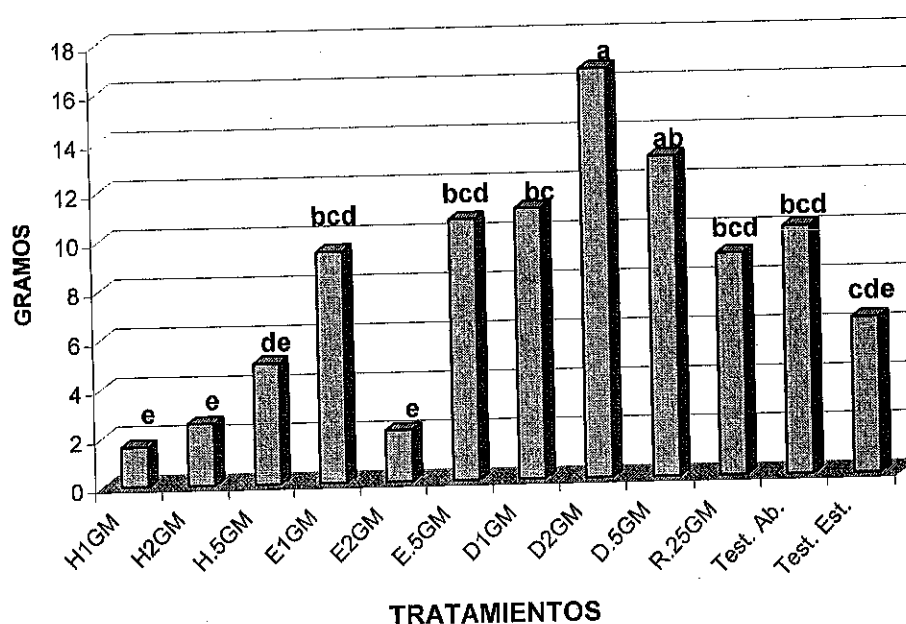


Figura 39. Peso fresco de la parte aérea (PFA). Tratamientos y dosis: H1GM = Horticplus® 1g/maceta; H2GM = Horticplus® 2g/maceta; H0.5GM = Horticplus® 0.5g/maceta; E1GM = Endospor® 1g/maceta; E2GM = Endospor® 2g/maceta; E0.5GM = Endospor® 0.5g/maceta; D1GM = Ditera® 1g/maceta; D2GM = Ditera® 2g/maceta; D0.5GM = Ditera® 0.5g/maceta; R0.25MLM = Rugby® 0.25 ml/maceta; Test. Ab.= Testigo absoluto y Test. Est. = Testigo estéril. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Peso fresco de la raíz

El tratamiento que resultó estimular mas el desarrollo radicular fue Ditera a una dosis de 2g/ maceta, mientras que todos los demás son iguales ya que no hay diferencia significativa entre sus dosis y los pesos de las raíces de las plantas tratadas con ellos (Fig. 40).

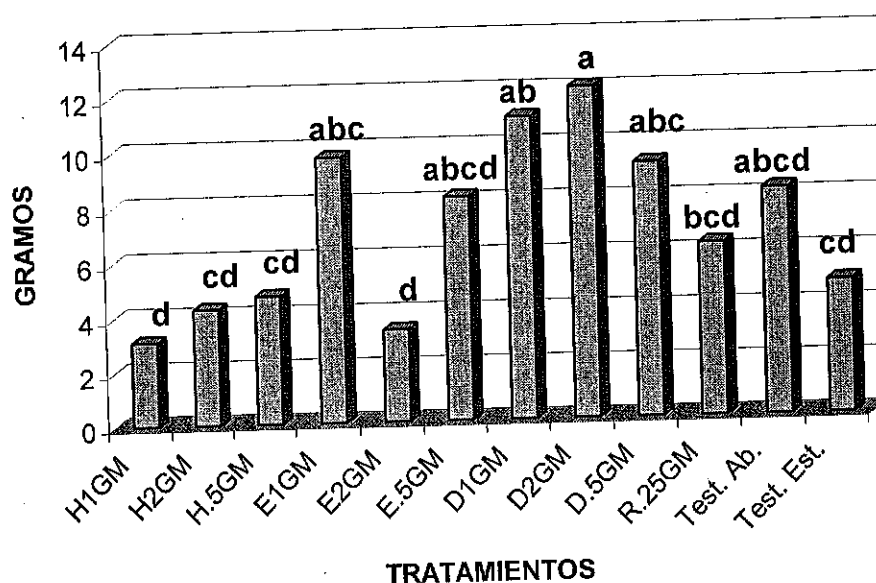


Figura 40. Peso fresco de la raíz (PFR). Tratamientos y dosis: H1GM = Horticiplus® 1g/maceta; H2GM = Horticiplus® 2g/maceta; H0.5GM = Horticiplus® 0.5g/maceta; E1GM = Endospor® 1g/maceta; E2GM = Endospor® 2g/maceta; E0.5GM = Endospor® 0.5g/maceta; D1GM = Ditera® 1g/maceta; D2GM = Ditera® 2g/maceta; D0.5GM = Ditera® 0.5g/maceta; R0.25MLM = Rugby® 0.25 ml/maceta; Test. Ab. = Testigo absoluto y Test. Est. = Testigo estéril. Las barras con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a una prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0.05$).

V. DISCUSIÓN

Lo mas destacable de la prospección fitonematológica los constituye la gravedad del problema en la zona a casi cinco décadas de haberse establecido el cultivo. El nematodo de mayor importancia económica, *Meloidogyne* spp. esta presente en casi todos los viñedos que poseen variedades a pie franco, es decir sin injerto. Casi todos los géneros de nematodos de importancia económica que se han reportado asociados al cultivo se encontraron en la zona. No se encontró a *Tylenchulus semipenetrans* ni a *Xiphinema index*, a pesar de haber efectuado muestreos hasta 60 cm de profundidad. La presencia de este último nematodo tiene valor epidemiológico ya que es vector del virus causante de la enfermedad "hoja de abanico".

Los resultados del presente estudio no difieren cualitativamente de los previamente reportados por Teliz y Goheen (1968), Ramírez (1992), Guevara (1994) y Ramírez y Nieto (1995), ni tampoco de los que se practican en la zona por laboratorios privados. Diferimos en las densidades (nematodos / peso o volumen de suelo) pero esto puede deberse, en parte, a las técnicas utilizadas para la extracción, la época de muestreo o el método de muestreo. En cualquier instancia, los números no reflejan lo que uno observa directamente en el porte de la planta y el aspecto de la raíz.

El muestreo se hizo en el mes de marzo, cuando las vides apenas inician su crecimiento vegetativo y supuestamente, las poblaciones de nematodos también aumentan su actividad estimulados por las temperaturas altas y la aparición de raicillas en la planta.

La producción o necrosamiento radical con menor o mayor agallamiento fue la constante de casi todas las muestras tomadas. Poca presencia de raicillas absorbentes y en las secciones mas deterioradas era frecuente observar el porte pobre del viñedo: escasez de follaje, bajo número de tallos, enchinamiento de follaje, decaimiento de la plantación y la ausencia notoria de plantas en las hileras mas severamente afectadas.

Es probable que en esta situación extrema se conjuguen, además de la presencia de los nematodos agalladores, la de *Fusarium oxysporum* u otros hongos asociados. Para contestar esta pregunta se requiere de mas estudios para comprobar los postulados de Koch.

Los productores opinan que el riego por goteo, fue un parte aguas en su sistema de producción por las bondades que se derivan del mismo, pero también sospechan que sirvió para diseminar a los nematodos en todos los rincones de la finca. Razonan su pensamiento porque no procuraron desinfectar al agua ya que esta resultó positiva para nematodos cuando se hicieron los análisis varios años después de haberse instalado el sistema.

Los cinco ranchos vitivinícolas incluyeron diferentes productos, pero todos incluyeron a Rugby®, los ranchos Rocío, Viva y San. Pablo tuvieron además Namacur®. Las

variedades mas comunes fueron Flame para tres de ellos (Viva, SPR33 y Sn. Pablo), Thompson seedless para Rocío y Sn. Francisco y Superior sólo para Viva,. bajo las condiciones que efectuamos el estudio, podemos concluir que el factor variedad no influyó en los resultados sin embargo, en todos los casos el Rugby® fue el producto de mayor efecto adverso al patógeno en función de los parámetros observados. Estos resultados se respaldan de igual manera con los obtenidos en los bioensayos en invernadero, en donde además se utilizaron productos que actuaron como promotores de crecimiento y no como nematicidas excepto el Ditera® que además redujo poblaciones de nematodos aunque no igual que el Rugby®.

Tanto el índice de agallamiento como el índice de lesión tuvieron valores similares, no así el número de juveniles estadio 2 (J2). Esto fue porque en los primeros dos casos la observación es sobre el hospedante y en el último es directamente sobre el patógeno. Las diferencias observadas en daños no se reflejaron fielmente en rendimientos, no obstante, el Rugby® siempre repercutió en mayores cosechas. Esto fue debido a los diversos modos de acción de los productos.

Ditera que además de ser nematicida es un estimulante de crecimiento, favorece el desarrollo vegetativo y radical de la planta, independientemente de la aparición de lesiones y agallas e incidencia de larvas en el suelo. Namacur®, por el contrario tiene un efecto directo sobre el nematodo y no sobre el vigor o crecimiento del hospedante y los relativamente altos rendimientos de uva que se obtienen con este producto son consecuencia indirecta de la baja población del patógeno.

En el caso del Rugby® el mecanismo fue parecido al Nematicur® pero más drástico en lo concerniente a abatir en mayores niveles al nematodo, como reflejó en el número de J2/100g de suelo. Los resultados obtenidos en este trabajo con respecto a las poblaciones de *Meloidogyne* en *Vitis vinifera* coinciden con los que obtuvieron Magunacelaya y Uruza en 1996 quienes trabajaron con Nematicur® y otros productos observando que Nematicur® presentó un buen control de la población del nematodo.

Cuando se probaron en invernadero en plantas de jitomate productos biológicos contra nematodos y se compararon con Rugby® se observó que el único producto que sí abate las poblaciones de *Meloidogyne* es Rugby® lo cual también resultó en el trabajo de Stepha *et al.* En 1998 en donde utilizaron biocontroladores, Rugby® y Ethoprophos® encontrando que los químicos fueron mejores sobre los biocontroladores, esto quizá fue debido al modo de acción de los productos químicos quienes van directo contra los patógenos y actúan mas rápido que los agentes biológicos.

Las endomicorrizas del género *Glomus* utilizadas en productos como Horticplus® y Endospor® aparentemente reducen poblaciones de nematodos al introducirse en las raíces pero en los bioensayos realizados en el invernadero no se observó este fenómeno lo cual no coincide con Rao *et al.* (1998) quienes observaron que aplicado junto con *Pasteuria penetrans* disminuyó las masas de huevos.

El efecto del Nematrol® en el primer bioensayo en cuanto a las variables peso fresco de la parte aérea y peso fresco de la raíz fue igual que en el de los demás productos incluyendo a Rugby®. Sin embargo considerando que Nematrol® también actúa como fertilizante pues contiene microelementos y macroelementos se esperaba ver un mejor

resultado. En cuanto al índice de agallamiento este se mantiene sobre el 50% mientras que el Rugby® en este aspecto siempre fue mejor que los productos biológicos esto concuerda con lo observado por Sipes *et al.* (1999) quienes compararon Nematrol® con nematocidas sintéticos y no observaron un buen efecto; sin embargo por las buenas respuestas de la planta consideran que puede funcionar como táctica para reducir el daño.

Sharma en 1999 evaluó agentes biocontroladores contra *Verticillium chlamidosporium*, *Paecilomyces lilacinus* y *Trichoderma harzianum* comparados con Rugby® 10 G, encontrando que ninguno de sus biocontroladores superó al químico en cuanto a la mortalidad de las larvas de *Meloidogyne*, pero sí se observó algo de mortalidad larval. Esto ocurrió en el primer y segundo bioensayo en donde los productos biológicos no superaron al Rugby® pero sí mostraron cierta disminución en el índice de agallamiento; en este aspecto también se coincide con Reddy *et al.* (1997), Yue *et al.* (1997) y Khan *et al.* (1997) quienes también compararon productos biológicos contra químicos y concluyeron que el efecto de los biológicos no fue superior ni igual al de los químicos pero sí observaron disminución en el índice de agallamiento y / o en el número de J2.

En vista de que las moléculas viejas de carbamatos y organofosforados así como el Bromuro de Metilo tienden a desaparecer por sus problemas ambientales y dificultades para renovar registros es posible que los productos biológicos sean utilizados como una nueva táctica para el control o inhibición de los nematodos, además de que tienen ventajas sobre los químicos pues no son dañinos al medio ambiente ni a organismos benéficos como endomicorrizas y otros parásitos naturales de los nematodos como los

actinomicetos entre muchos otros además, son menos residuales o no lo son, además de que hay algunos que no son tóxicos para el hombre. Es posible que estos productos sean combinados con otras alternativas como uso de variedades resistentes, la biofumigación, el uso de enmiendas orgánicas y la incorporación de abonos verdes al suelo, o bien, con productos químicos que se están desarrollando y que actúan como nematocidas o fumigantes de suelo.

En cuanto al Rugby® podemos decir que es un producto de considerable persistencia biológica (fue activo mas de 100 días después de aplicarse al suelo) y hasta donde sabemos no se trasloca al interior de las raíces (no es sistémico). Por su acción típica de contacto y su actividad biológica nematocida (compuesto del grupo de los organofosforados), bajo ciertas condiciones como inóculo inicial alto o grave problema de nematodos) podría ser la primera táctica disponible para los productores para abatir o suprimir a las poblaciones de nematodos. Después, sería aconsejable introducir otras tácticas buscando tener con el tiempo un Manejo Integral de Nematodos en el agroecosistema.

VI. CONCLUSIONES

Las especies de nematodos encontrados en viñedos de la región de Caborca, Sonora fueron: *Meloidogyne* incógnita, *M. arenaria*, *M. javanica*, *Pratylenchus vulnus*, *P. brachicrus*, *P. thornei*, *Macroposthonia xenoplax* y *Xiphinema americanum*. La especie mas frecuentemente encontrada fue *M. incógnita* con un 80% de incidencia; no se encontró a *Xiphinema index*, sin embargo se observaron otros organismos fitopatógenos asociados a vides tales como *Fusarium oxysporum*, *Rhizoctonia* spp. y *Pythium*; también se encontró el coccido *Margarodes* meridionales asociado a la Variedad Thompson seedless en algunos ranchos.

El producto comercial Rugby® a la dosis de 12 L/Ha suprimió las poblaciones de *Meloidogyne incognita* en viñedos comerciales hasta los 68 días después de la -variedad Saladet hasta los 124 DDA.

De cinco compuestos comerciales con actividad promotora de crecimiento vegetal, sólo se determinó que Ditera® a 2g/maceta podría tener efecto deletereo en los nematodos ya que suprimió poblaciones además de inducir desarrollo radical y vegetativo de las plantas de jitomate.

VII. BIBLIOGRAFÍA

- Abd-El-Morty H., Raid, F. W. y El-Eraki, S. 1995. Effect of single and mixture of antagonistic fungi on the control of root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*. Egyptian Journal of Agricultural Research. 17(1): 91 – 100.
- Al Raddad, A. M. 1993. Interaction of *Glomus mosseae* and *Paecilomyces lilacinus* on *Meloidogyne javanica* on tomato. Mycorrhiza. 5(3): 233 – 236.
- Altube, D., H. 1985. Viticultura. Departamento de Fitotecnia UACH., México. 500 pp.
- Amerine, M. A. and Singleton, V. L. 1977. Winetan introduction. 2a ed. University of California Press. Berkeler pp: 370 – 372.
- Anónimo. 1996. Revista Claridades Agropecuarias especial de uva. Apoyos y servicios a la comercialización agropecuaria (ASERCA) SAGAR. México, D.F. No. 6 36 pp.
- Anónimo. 2001. Avance de siembras y cosechas perennes. Servicio de información y Estadística Agroalimentaria y Pesquera (SIAP) 3 pp.
- Anwar, S. A., and Mckenry, M. V. 2000. Penetration, development and reproduction of *Meloidogyne arenaria* on two new resistant *Vitis* spp. Nematrónica. 30(1): 9- 17.
- Anwar, S. A., and Van Gundy, S. D.. 1989. Influence of four nematodes on root and shoot growth parameters in grape. J. Nematology. 21: 276 – 283.
- Barbecheck, M. 1986. Control of *Meloidogyne javanica* in dormant grapevine nursey stock. Phytophylactica 18. 39 – 40.

- Brown, D. J. F. 1989. Viruses transmitted by nematodes. European Plant Protection Organization Bulletin 19. 453 – 461.
- Burgueño, H. 1994. La fertirrigación en cultivos hortícolas con acolchado plástico. Boletín técnico. Sinaloa, México. 46 pp.
- Buttrose, M. S. 1974. Climatic Factors and Fruitfulness in Grapesvines. Hort. Abstr. 44 (6): 319 – 324.
- Cepeda, S. M. 1996. Nematología Agrícola. Ed. Trillas. S. A. De C. V. 303 pp.
- Chavez, O. I. 1956. El cultivo de la vid en la Nueva España. Banco Nacional. de crédito Agrícola., S.A. México. 250 pp.
- Del Prado-Vera, I. C., Tovar-Soto, A. y Hernández, J. A. 2001. Distribución de Especies y Razas de *Meloidogyne* en México. Revista Mexicana de Fitopatología. 19: 32 – 39.
- FAO, 2001. Vid. Base de datos. FAOSTAT. <http://app.fao.org>. 11 pp.
- Einset, J. y Pratt, C. 1993. Avances en la genotecnia de frutales. En Moore, J: N: y Janik J. (eds). Uvas. pp: 77 – 90.
- Eisenback, D. J. and Triantaphyllou, H. H. 1970. Root-Kont Nematodes: *Meloidogyne* Species and Races. Journal of Nematology 2:26 - 32
- Ferrato, O. R. 1981. Viticultura moderna. Rep. Oriental de Paraguay. 265 pp.
- Ferris, J. M., and V. R. Ferris. 1998. Biology of plant-parasitic nematodes. In K. R. Barker (ed.). Plant and nematode interactions. Agronom. Monogr. 36. ASA, CSSA, and SSSA, Madison, WI. pp: 21 – 35.
- Goyenechea, M: T: 1989. El vino en México. Industria CONCAMIN. 1(7): 43 – 47.
- Guevara, J. 1994. Effect of three organic residues on nematode populations of grapes in the Guadalupe Valley, B. C. México. (Abstr.) Phytopathology 84: 1129.

- Gutiérrez, J. A. 1973. La viticultura mexicana. Simposium Internacional de Viticultura. CONAFRUT – SAG – México. pp: 23-25
- Hidalgo, L. 1993. Tratado de viticulture. Ed. Mundi-Prensa; Madrid España. pp: 163 – 165.
- Hidalgo. 1980. El medio ambiente de la producción de uvas en los climas semiáridos. XII Congreso Internacional de la Vid y el Vino. Tijuana, B. C. Reunión prep. [http://www. Inegi.gob.mx/ territorio /español/estados/Son/fisio htm/\(mapas\)](http://www.Inegi.gob.mx/territorio/español/estados/Son/fisio.htm/(mapas)).
- Huang, J. S. 1985. Mechanisms of resistance to root-knot nematodes. In Sasser, J.N. and Carter, C.C.(eds). An Advanced Treatise on *Meloidogyne*. Vol. 1. Biology and Control. North Carolina State University, Raleigh N C., U.S A. pp:165 – 174
- Hussey, R.S. 1987. Tinción de raíces. En Zuckerman, B. M.. (ed) Manual de nematología. pp: 135 – 140.
- Jatala, P., R. Katenbach, M. Bocangel, A. J. Devaux y R. Campos. 1980. Field application of *Paecilomyces lilacinus* for controlling *Meloidogyne incognita* on potatoes. Journal of Nematology 12: 226 –227.
- Jepson, B. S. 1987. Identification of Root- Knot Nematodes (*Meloidogyne* spp). C.A.B. International. United Kingdom. 265 pp.
- Khan, T.A., Khan, S. T., Fazal, M. Y Siddiqui,Z. A. 1997. Biological control of *Meloidogyne incognita* and *Fusarium solani* disease complex in papaya using *Paecilomyces lilacinus* and *Trichoderma harzianum*. International Journal of Nematology. 7(2): 127 – 132.
- Lara, M. J., Acosta, N., Betancourt, Carlos. Vicente, N. y Rodríguez, R. 1996. Control biológico de *Meloidogyne incognita* en tomate En Puerto Rico. Nematrópica 26: 143 – 152.

- Loubser, J. T. 1988. Occurrence and pathogenicity of root – knot nematodes (*Meloidogyne* species) in South African vineyards. South African Journal of Ecology and viticulture 9: 21 – 27.
- Macías, H. H. I. 1993. Manual práctico de viticultura Ed. Trillas. México, D. F. 220 pp.
- Mai, F. W., and Mullin, G. P., with H.L. Howard and L: Kent. 1996. Plant-parasitic nematodes a pictorial key to genera. Cornell University Press. N. Y. 271 pp.
- Marbán-Mendoza, N., Dicklow, M. B. and Zuckerman, B. M. 1989. Evaluation of control of *Meloidogyne incognita* and *Nacobbus aberrans* on tomato by two leguminous plants. Revue Nematol. 12 (4) : 409 – 412.
- Marbán-Mendoza, N., García-E R, Dicklow, M. B. and Zuckerman, B. M.. 1992. Studies on *Paecilomyces marquandi* from nematode suppressive Chinampa soils. Journal of Chemical Ecology. Vol. 18(5): 775 – 783.
- Martínez de Toda, F. F. 1991. Biología de la vid. Fundamentos biológicos de la viticultura. Ed. Mundi-Prensa. Madrid España. 635 pp.
- Martínez, P. R. 1989. Diagnóstico de la vid en México. Programa Nacional Vitícola. CONAFRUT. 135 pp.
- Melakeberhan, H. and Ferris, H. 1989. Impact of *Meloidogyne javanica* on physiological of *Vitis vinifera*. Journal of Nematology 21: 74 – 80.
- Méndez, V. J. N. 1989. Principales enfermedades criptogámicas y virosas que atacan a la vid (*Vitis vinifera* L.) en México. Escuela Superior de Agricultura “Hermanos Escobar” Dpto. de Fitotecnia. Cd. Juárez Chihuahua, México. 87 pp.
- Mian, I. H., and R. Rodríguez-Kabana. 1982. Soil amendments with oil cakes and chicken litter for control of *Meloidogyne arenaria*. Nematropica. 12: 205 – 220.

- Negrete, D. C. 1990. Etiología y control químico de la pudrición de racimos, manchas foliares y necrosis de nervaduras de la vid en Ezequiel Montes Querétaro. Tesis de Licenciatura. Departamento de Parasitología Agrícola Universidad Autónoma Chapingo, México. 123 pp.
- Ponce, H. F. 1995. Control químico de enfermedades foliares y del fruto de la vid (*Vitis vinifera* L.). en Ezequiel Montes. Querétaro. Tesis Ingeniero Agrónomo especialista en Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. México. 88 pp.
- Pongracz, D. P. 1979. Practical vitivinicultura. Ed. Russel C. Wheeler. New York, U.S.A. pp: 169 – 170.
- Rajendran, G. and Nagathan T. G. 1978. Control of root knot nematode in grapes. *Vitis* 17: 271 – 273.
- Ramírez, A. J. A. 1992. Algunos factores determinantes en las poblaciones de nematodos en viñedos y efecto de niveles de inóculo de *Meloidogyne incognita* sobre el cv. Carignane. *Revista Mexicana de Fitopatología* 10(1): 49 – 53.
- Ramírez-Arredondo, J. A. Y Nieto-Angel, D. 1995. Fluctuaciones poblacionales de nematodos en vid y su reducción con nematiidas en el costa de Hermosillo, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 13(1): 37 – 40.
- Rao, M., S., Reddy P. P. y Nagesh M. 1997. Management of root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* on tomato by integration of *Trichoderma harzianum* with neem cake. *Zeitschrift fur pflanzenkrankheiten und pflanzenschutz*. 104(4): 423 – 425.
- Rao, M. S., Kerry, B. R., Gowen, S.R., Bourne, J. M. And Reddy, P. P. 1997. Mangement of *Meloidogyne incognita* in tomato nurseries by integration of

- Glomus deserticola* with *Verticillium chlamidosporium*. Zeitschrift für pflanzenkrankheiten und pflanzenschutz. 104(4): 419 – 422.
- Raski, D. J. 1998. Parasites of grapes. In R. C. Pearson and A. C. Goheen (ed.) Compendium of grape diseases. APS Press. St. Paul, M. N. pp: 55 – 59
- Raski, D. J. 1986 plant – parasitic nematodes that attack grapes. In plant – parasitic nematodes of bananas, citrus, coffee, grapes and tobacco. Union Carbide Agric. Prod. Co., North Carolina. pp: 43 – 57.
- Raski, D. J. and Krusberg, L. R. 1984. Nematodes parasites of grapes and other small fruits. In Nickle, W. R. Ed. Plant and Insect Nematodes. New York, Marcel Dekker. pp: 457 – 506.
- Raski, D. J. Sher, S. A. and Jensen F. N. 1956. New host records of the citrus nematode in California. Plant Disease Reporter 40: 1047 – 1068.
- Reddy, P. P., Nagesh, M.; Devappa, V., Kumar, N. K.K. y Verghese, A. 1997. Management of *Meloidogyne incognita* on tomato by integration of *Trichoderma harzianum*, *Glomus fasciculatum* and neem cake. Advances in IPM for horticultural crops. Proceedings of the First National Symposium on Pest Management in Horticultural Crops: environmental implications and thrusts, Bangalore, India. 1998 pp: 349 – 352.
- Rodríguez-Kabana, Boube, R. D. and Young, R. W. 1989. Chitinous materials from blue crab for control of root-knot nematode. I. Effect of urea and enzymatic studies. Nematropica 19: 53 – 74.
- Rojas, M. T. y Marbán- Mendoza, N.. 1999. *Pasteuria penetrans* y parasitismo en *Meloidogyne incognita* y *Meloidogyne arabicida*. Nematropica 28: 233 – 240.

- Roy, A. K. 1982. Effect of ethoprop on the parasitism of *Catenaria anguillulae* on *Meloidogyne incognita*. *Revue de Nematologic* 5: 335 – 336.
- Sánchez, S. O. 1989. La flora del valle de México. Ed. CECSA. México, D. F. 808 pp.
- SARH, 1981. Guía técnica del viticultor. INIA. Sonora. México. 90 pp.
- Sasser, J. N. and C. C. Carter. 1985. An advanced treatise on *Meloidogyne*, Vol. 1 North Caroline State University. Ed. Graphics 422,pp.
- Sasser, J. N. and Triantaphyllou, A. C. 1977. Identification of *Meloidogyne* species and races. *Journal of Nematology*. 9: 283 – 287.
- Sasser, J. N., and Freckman, D. W. 1987. A world perspective on nematology: the role of society. In: *vistas on Nematology*. Veech J. A. And Dickson, D. W. Eds. SON Inc., Hyattsville., M. D. pp: 7 – 14.
- Sharma, D. D. 1999. Effect of culture filtrates of biocontrol agents on larval mortality of *Meloidogyne incognita*, in comparison with Rugby 10 G. *Indian Journal of Sericulture* 38(2): 152 – 154.
- Sharon, E., Eyal, M., Chet, I., Herrera-Estrella, A., Kleifeld, O., and Spiegel, Y. 2001. Biological control of the root-knot nematode *Meloidogyne javanica* by *Trichoderma harzianum*. *Phytopathology* 91(7): 687 – 693.
- Sipes, B. S., Arakaki, A. S., Schitt, D. P., y Hamasaki, R. T. 1999. root-knot nematode management in topical cropping systems with organic products. *Journal of Sustainable Agriculture*. 15:2 – 3, 69 – 76.
- Sosa-Moss, C. 1978. Los nematodos de los cultivos básicos en México. VI Simposium Nal. De Parasitología Agrícola. IAP. Monterrey, N:L: 98 pp.
- Stephan, Z. A., Alwan, A. H. and Antone, B. G. 1985. Occurrence of plant parasitic nematodes in vineyard soil in Irq. *Nematologia Mediterranea* 13: 261 – 264.

- Stephan, Z. A., Hassoon, I. K., and Antoon, B.G. 1998 Use of biocontrol of *Meloidogyne javanica* root-knot nematode on tomato and eggplant. Pakistan Journal of Nematology. 15(2): 151 – 155.
- Tacconi, R. and Mancini, G. 1987. The nematodes associated with grapes. Informatore Agraria 43: 69 – 75.
- Taylor, A. L. and Sasser. 1985. Biología, identificación y control de los nematodos de nódulos de la raíz (especies *Meloidogyne*) Una publicación cooperativa entre el Depto. De Fitopatología de la Universidad del Estado de Carolina del Norte y la Agencia de los Estados Unidos para el desarrollo Internacional., Raleigh, N:C: 111 pp.
- Taylor, A. L. and Sasser, J. N. 1978. Biology, identification and control of root – knot nematodes (*Meloidogyne* species). North Carolina State University Graphics. Raleigh. 72 pp.
- Teliz, O. D. And A. C. Goheen. 1968. Disease of grapevines in Mexico. Plant Diseases. Rep. 52: 372 – 373.
- Thorne, G. 1961. Principles of Nemaotlogy. Ed. Mc Graw Hill Book Company, Inc. 553 pp.
- Tribe, H. T. 1977. Pathology of cyst-nematodes. Biological Reviews, 52: 477 – 507.
- Urzúa, E. Y Magunacelaya, J. C. 2001. Evaluación del extracto de Quillay en condiciones de invernadero para el control de *Meloidogyne* sp Carter. En Vitis vinifera variedad Cabernet Sauvignon. Memoria, IV Seminario Científico Internacional de Sanidad Vegetal. Cuba.

- Valenzuela, D. J. A., Marbán-Mendoza N. y De la Cruz. R. 1990. Leguminosas de cobertura asociadas con tomate var. "Dina guayabo" y su efecto sobre *Meloidogyne arabicida* López y Salazar. Turrialba 40 (2) : 217 – 221.
- Weaver, J. 1981. El cultivo de la vid. Ed. CECSA. México, D. F. 419 pp.
- Weaver, J. R. 1988. El Cultivo de la uva. Ed. CECSA. México D. F. 419 pp.
- Whapham, C. A., Jenkins, T., Blunden, G. and Hankis, S. D. 1944. The role of seaweed extracts, *Ascophyllum nodosum* in the reduction in fecundity of *Meloidogyne javanica*. Fundamental and Applied Nematology. 17(2): 181 – 183.
- Winkler, A. J. 1975. Viticultura General. Ed. CECSA. México, D. F. 710 pp.
- Winkler, A. J. 1980. Vitivinicultura. CECSA. México D. F. 710 pp.
- Winkler, A. J., Cook, J. A., Kliwer, W. M., and Lider, L. A. 1974. General Viticultura. University of California Press. 710 pp.
- Wounts, W. M. 1973. A revision of the family Heteroderidae (Nematoda: Tychidea). Nematologica 18: 439 – 449.
- Wyss, U., Grudler, F. M. W., and Munch, A. 1992. The parasitic behaviour of second – stage juveniles of *Meloidogyne incognita* in roots of *Arabidopsis thaliana*. Nematológica 38: 98 – 111.
- Yue, M., Jenkins, T., Blunen, M. G., Whapham, C., and Hankins, S. D. 1997 The role of betaines in alkaline extracts of *Ascophyllum nodosum* in the reduction of *Meloidogyne javanica* and *M. incognita* infestations of tomato plants. Fundamental and Applied Nematology. 20(2): 99 – 102.
- Zavaleta, M. E. 1985. The effect of soil bacteria *Meloidogyne incognita* (Kofoid and White) Chitwood infection. Dissertation Abstracts International B., Sciences and Engineering. 46(4): 1018.

- Zavaleta-Mejía, E., and Van Húndí, S. D. 1986. The effect of bacterization on *Meloidogyne incognita* (Kofoid and white) *Chitwood* infection. *Revista Mexicana de Fitopatología* 5(1): 38 – 44.
- Zuckerman, B M., Mai, W., F. and Harrison, M., B.. 1987. Fitonematología manual de laboratorio. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 274 p.
- Zuckerman, B. M., and Esnard, J. 1994. Biological control of plant nematodes – current status and hypotheses. *Journal Nematology*.. 24: 1 – 13.

ANEXOS

Anexo 1. Análisis de varianza del índice de agallamiento en raíces de plantas de vid de las variedades Flame y Superior del rancho Viva a los 0 y 68 días después de la aplicación de Rugby® Nematicur®, Defense® y testigo.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Factor A	1	9.375000000	9.375000000	3.40	0.0687
Factor B	1	18984.37500	18984.37500	6892.97	0.0001*
Factor C	3	53353.58333	17784.52777	6457.32	0.0001*
Interacción AB	1	160.1666666	160.1666666	58.15	0.0001*
Interacción AC	3	437.2083333	145.7361111	52.91	0.0001*
Interacción BC	3	8397.208333	2799.069444	1016.30	0.0001*
Interacción ABC	3	81.08333333	27.02777777	9.81	0.0001*
Error	80	220.3333333	2.75416667		
Total	95	81643.33333			

A = Variedades (Flame y Superior)

B = Días después de la aplicación (0 y 68)

C = Tratamientos (Rugby®, Nematicur®, Defense® y testigo)

C. V. = 2.159959

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 2. Análisis de varianza del índice de lesión en raíces de plantas de vid de las variedades Flame y Superior del rancho Viva a los 0 y 68 días después de la aplicación de Rugby® Nematicur®, Defense® y testigo.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Factor A	1	1.50000000	1.50000000	0.59	0.4435
Factor B	1	17013.375000	17013.375000	6726.87	0.0001*
Factor C	3	51537.458333	51537.458333	6792.42	0.0001*
Interacción AB	1	130.66666667	130.66666667	51.66	0.0001*
Interacción AC	3	212.83333333	70.94444444	28.05	0.0001*
Interacción BC	3	7128.4583333	2376.1527777	939.50	0.0001*
Interacción ABC	3	104.3333333	34.77777778	13.75	0.0001*
Error	80	202.3333333	2.52916667		
Total	95	76330.958333			

A = Variedades (Flame y Superior)

B = Días después de la aplicación (0 y 68)

C = Tratamientos (Rugby®, Nematicur®, Defense® y testigo)

C. V. = 2.058132

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 3. Análisis de varianza de la cantidad del número de juveniles (J2) en 100 gramos de suelo del rancho Viva a los 0 y 68 días después de la aplicación de Rugby ® Nemacur®, Defense® y testigo.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Factor A	1	11064305.010	11064305.0104166	1685.22	0.0001*
Factor B	1	8402258.34375	8402258.34375000	1279.76	0.0001*
Factor C	3	35199714.1979	11733238.065972	1787.10	0.0001*
Interacción AB	1	11475442.5104	11475442.5104166	1747.84	0.0001*
Interacción AC	3	31168151.1145	10389383.70486110	1582.42	0.0001*
Interacción BC	3	29931629.9479	9977209.98263889	1519.64	0.0001*
Interacción ABC	3	31162263.11458	10387421.03819440	1582.12	0.0001*
Error	80	525241.166666	6565.5145833		
Total	95	1589290085.4025			

A = Variedades (Flame y Superior)

B = Días después de la aplicación (0 y 68)

C = Tratamientos (Rugby®, Nemacur®, Defense® y testigo)

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 4. Análisis de varianza del rendimiento de plantas de vid de las variedades Flame y Superior del rancho Viva.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Factor A	1	3.08053333	3.08053333	23545.48	0.0001*
Factor B	3	1.87854167	0.62618056	4786.09	0.0001*
Interacción AB	3	1.58741667	0.52913889	4044.37	0.0001*
Error	40	0.0052333	0.00013083		
Total	47	6.55172500			

A = Variedades (Flame y Superior)

B = Días después de la aplicación (0 y 68)

C = Tratamientos (Rugby®, Nemacur®, Defense® y testigo)

C. V. = 2.904950

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 5. Análisis de varianza del índice de agallamiento en raíces de plantas de vid de la variedad Thompson del rancho El Rocío a los 0 y 57 días después de la aplicación de Rugby® Namacur® y Testigo.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Factor A	1	14161.00000	14161.00000	1213.80	0.0001*
Factor B	2	17862.00000	8931.00000	765.51	0.0001*
Interacción AB	2	9362.00000	4681.0000	401.23	0.0001*
Error	30	350.00000	11.66666		
Total	35	41735.0000			

A = Días después de la aplicación (0 y 57)

B = Tratamientos (Rugby® Namacur® y Testigo)

C. V. = 4.647143

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 6. Análisis de varianza del índice de lesión en raíces de plantas de vid de la variedad Thompson del rancho El Rocío a los 0 y 57 días después de la aplicación de Rugby®, Namacur® y Testigo.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Factor A	1	13845.44444	13845.44444	1911.18	0.0001*
Factor B	2	17889.55555	8944.77777	1234.71	0.0001*
Interacción AB	2	9362.88888	4681.44444	646.21	0.0001*
Error	30	217.33333	7.2444444		
Total	35	41315.22222			

A = Días después de la aplicación (0 y 57)

B = Tratamientos (Rugby® Namacur® y Testigo)

C. V. = 3.650935

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 7. Análisis de varianza del número de juveniles estadio 2 (J2) en 100 gramos de suelo del rancho El Rocío a los 0 y 57 días después de la aplicación de Rugby®, Nematicur® y Testigo.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Factor A	1	8250.69444	8250.694444	399.98	0.0001*
Factor B	2	132701.7222	66350.86111	3216.58	0.0001*
Interacción AB	2	211182.388	105591.1944	5118.88	0.0001*
Error	30	618.833333	20.627777		
Total	35	352753.6388			

A = Días después de la aplicación (0 y 57)

B = Tratamientos (Rugby® Nematicur® y Testigo)

C. V. = 2.755842

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 8. Análisis de varianza del rendimiento en raíces de plantas de vid de la variedad Thompson del rancho El Rocío.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Tratamientos	2	32.8544444	16.4272222	117.99	0.0001*
Error	15	2.08833333	0.1392222		
Total	17	34.942777			

Tratamientos (Rugby® Nematicur® y Testigo)

C. V. = 3.319945

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 9. Análisis de varianza del índice de agallamiento en raíces de plantas de vid de la variedad Flame del rancho Sn. Pablo a los 0 y 68 días después de la aplicación de Rugby® y Nemacur®.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Factor A	1	24512.04166	24512.04166	1318.44	0.0001*
Factor B	1	3432.041666	3432.041666	184.60	0.0001*
Interacción AB	1	1962.041666	1962.041666	105.53	0.0001*
Error	20	371.8333333	18.5916666		
Total	23	30277.95833			

A = Días después de la aplicación (0 y 68)

B = Tratamientos (Rugby® y Nemacur®)

C. V. = 7.073365

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 10. Análisis de varianza del índice de lesión en raíces de plantas de vid de la variedad Flame del rancho Sn. Pablo a los 0 y 68 días después de la aplicación de Rugby® y Nemacur®

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Factor A	1	26268.16666	26268.16666	1624.84	0.0001*
Factor B	1	2816.66666	2816.66666	174.23	0.0001*
Interacción AB	1	1504.166666	1504.166666	93.04	0.0001*
Error	20	323.333333	16.1666666		
Total	23	30912.3333			

A = Días después de la aplicación (0 y 68)

B = Tratamientos (Rugby® y Nemacur®)

C. V. = 6.719966

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 11. Análisis de varianza del número de juveniles (J2) en 100 gramos de suelo del rancho Sn. Pablo a los 0 y 68 días después de la aplicación de Rugby® y NemaCur®

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Factor A	1	127896.0000	127896.0000	4249.04	0.0001*
Factor B	1	115926.0000	115926.0000	3851.36	0.0001*
Interacción AB	1	15606.00000	15606.00000	518.47	0.0001*
Error	20	602.0000000	30.10000000		
Total	23	260030.000			

A = Días después de la aplicación (0 y 68)

B = Tratamientos (Rugby® y NemaCur®)

C. V. = 4.004633

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 12. Análisis de varianza del rendimiento en raíces de plantas de vid de la variedad Flame del rancho Sn. Pablo.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Tratamientos	1	18.7500000	18.7500000	125.00	0.0001*
Error	10	1.50000000	0.15000000		
Total	11	20.2500000			

Tratamientos (Rugby® y NemaCur®)

C. V. = 3.161619

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 13. Análisis de varianza del índice de agallamiento en raíces de plantas de vid de la variedad Thompson del rancho Sn. Francisco a los 0, 48 y 137 días después de la aplicación de Rugby® y Ditera®.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Factor A	2	12888.34722	6444.17361	481.26	0.0001*
Factor B	1	12637.50694	12637.50694	943.78	0.0001*
Interacción AB	2	14185.01388	7092.50694	529.68	0.0001*
Error	30	401.70833	13.39027		
Total	35	40112.57638			

A = Días después de la aplicación (0, 48 y 137)

B = Tratamientos (Rugby® y Ditera®)

C. V. = 4.695556

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 14. Análisis de varianza del índice de lesión en raíces de plantas de vid de la variedad Thompson del rancho Sn. Francisco a los 0, 48 y 137 días después de la aplicación de Rugby® y Ditera®.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Factor A	2	13310.88888	6655.44444	441.90	0.0001*
Factor B	1	10472.11111	10472.11111	695.31	0.0001*
Interacción AB	2	15404.22222	7702.11111	511.39	0.0001*
Error	30	451.83333	15.06111		
Total	35	39639.05555			

A = Días después de la aplicación (0, 48 y 137)

B = Tratamientos (Rugby® y Ditera®)

C. V. = 4.874778

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 15. Análisis de varianza del número de juveniles estadio 2 (J2) en raíces de plantas de vid de la variedad Thompson del rancho Sn. Francisco a los 0, 48 y 137 días después de la aplicación de Rugby® y Ditera®.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Factor A	2	7816628.3888	3908314.194	85251.64	0.0001*
Factor B	1	7318828.4444	7318828.444	99999.99	0.0001*
Interacción AB	2	10584491.72	5292245.861	99999.99	0.0001*
Error	30	1375.33333	45.8444444		
Total	35	25721323.88			

A = Días después de la aplicación (0, 48 y 137)

B = Tratamientos (Rugby® y Ditera®)

C.V. = 1.196381

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 16. Análisis de varianza del rendimiento en raíces de plantas de vid de la variedad Thompson del rancho Sn. Francisco.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Tratamientos	1	27.00000	27.00000	135.00	0.0001*
Error	10	2.00000	0.200000		
Total	11	29.00000			

Tratamientos (Rugby® y Ditera®)

C.V. = 4.707512

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 17. Análisis de varianza del índice de agallamiento en raíces de plantas de vid de la variedad Flame del rancho SPR33 a los 0, 48 y 137 días después de la aplicación de Rugby® y Ditera®.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Factor A	2	11959.38888	5979.694444	777.14	0.0001*
Factor B	1	6058.027777	6058.02777	787.32	0.0001*
Interacción AB	2	17386.05555	8693.027777	1129.78	0.0001*
Error	30	230.833333	7.69444444		
Total	35	35634.30555			

A = Días después de la aplicación (0, 48y 137)

B = Tratamientos (Rugby® y Ditera®)

C.V. = 3.451777

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 18. Análisis de varianza del índice de lesión en raíces de plantas de vid de la variedad Flame del rancho SPR33 a los 0, 48 y 137 días después de la aplicación de Rugby®y Ditera®.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Factor A	2	11602.72222	5801.361111	361.96	0.0001*
Factor B	1	11628.02777	11628.02777	725.49	0.0001*
Interacción AB	2	12716.05555	6358.027777	396.69	0.0001*
Error	30	480.833333	16.0277777		
Total	35	36427.63888			

A = Días después de la aplicación (0, 48y 137)

B = Tratamientos (Rugby® y Ditera®)

C.V. = 5.087361

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 19. Análisis de varianza del número de juveniles (J2) en 100 gramos de suelo del rancho SPR33 a los 0, 48 Y 137 días después de la aplicación de Rugby® y Ditera®

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Factor A	2	6018301.722	3009150.861	2888.34	0.0001*
Factor B	1	3516250.027	3516250.027	3375.08	0.0001*
Interacción AB	2	12338105.05	6169052.52	5921.37	0.0001*
Error	30	31254.8333	1041.82777		
Total	35	21903911.63			

A = Días después de la aplicación (0, 48y 137)

B = Tratamientos (Rugby® y Ditera®)

C.V. = 5.660763

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 20. Análisis de varianza del rendimiento en raíces de plantas de vid de la variedad Flame del rancho SPR33.

FUENTES DE VARIACIÓN	DE	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Tratamientos		1	27.75520833	27.75522083	154.02	0.0001*
Error		10	1.80208333	0.18020833		
Total		11	29.55729167			

Tratamientos (Rugby® y Ditera®)

C.V. = 4.236270

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 21. Análisis de varianza del índice de agallamiento en raíces de plantas de jitomate, (8 semanas después del transplante) desarrolladas en suelo de Caborca infestado con *Meloidogyne* en condiciones de invernadero tratadas con diferentes productos y no tratadas correspondientes al primer bioensayo.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Tratamientos	7	23999.81250	3428.544642	31.83	0.0001*
Error	40	4308.16666	107.7041666		
Total	47	28307.97916			

Tratamientos (Horticplus®, Endospor®, Aminofit®, Nematrol®, Rugby®, Ditera®, testigo absoluto y testigo estéril)

C.V. = 23.508559

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 22. Análisis de varianza del peso fresco de la parte aérea en plantas de jitomate, (8 semanas después del transplante) desarrolladas en suelo de Caborca infestado con *Meloidogyne* en condiciones de invernadero tratadas con diferentes productos y no tratadas correspondientes al primer bioensayo.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Tratamientos	7	99.98916667	14.2841667	15.21	0.0001*
Error	40	37.5775000	0.93943750		
Total	47	137.5666666			

Tratamientos (Horticplus®, Endospor®, Aminofit®, Nematrol®, Rugby®, Ditera®, testigo absoluto y testigo estéril)

C.V. = 19.06713

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 23. Análisis de varianza del peso fresco de la raíz en plantas de jitomate, (8 semanas después del transplante) desarrolladas en suelo de Caborca infestado con *Meloidogyne* en condiciones de invernadero tratadas con diferentes productos y no tratadas correspondientes al primer bioensayo.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Tratamientos	7	51.96911458	7.42415923	28.91	0.0001*
Error	40	10.2704166	0.25676042		
Total	47	62.23953125			

Tratamientos (Horticplus®, Endospor®, Aminofit®, Nematrol®, Rugby®, Ditera®, testigo absoluto y testigo estéril)

C.V. = 13.79991

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 24. Análisis de varianza del índice de agallamiento en raíces de plantas de jitomate, (8 semanas después del transplante) desarrolladas en suelo de Caborca infestado con *Meloidogyne* en condiciones de invernadero tratadas con diferentes productos en tres dosis y no tratadas correspondientes al segundo bioensayo.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Tratamientos	11	73120.48611	6647.316919	669.38	0.0001*
Error	60	595.8333333	9.93055556		
Total	71	73716.31944			

Tratamientos (Horticplus®, Endospor®, Ditera®, Rugby®, testigo absoluto y testigo estéril)

C.V. = 3.895142

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 25. Análisis de varianza del peso fresco de la parte aérea de plantas de jitomate, (8 semanas después del transplante) desarrolladas en suelo de Caborca infestado con *Meloidogyne* en condiciones de invernadero tratadas con diferentes productos en tres dosis y no tratadas correspondientes al segundo bioensayo.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Tratamientos	11	1453.947083	132.1770075	18.20	0.0001*
Error	60	435.731666	7.2621944		
Total	71	1889.67875			

Tratamientos (Horticplus®, Endospor®, Ditera® Rugby®, testigo absoluto y testigo estéril)

C.V. = 33.04870

*Existen diferencias significativas al 0.05%

Anexo 26. Análisis de varianza del peso fresco de la raíz de plantas de jitomate, (8 semanas después del transplante) desarrolladas en suelo de Caborca infestado con *Meloidogyne* en condiciones de invernadero tratadas con diferentes productos en tres dosis y no tratadas correspondientes al segundo bioensayo.

FUENTES DE VARIACIÓN	GL	SC	CM	FC	Pr>F
Tratamientos	11	622.289444	56.57176768	7.12	0.0001*
Error	60	476.950000	7.94916667		
Total	71	1099.23944			

Tratamientos (Horticplus®, Endospor®, Ditera® Rugby®, testigo absoluto y testigo estéril)

C.V. = 39.41723

*Existen diferencias significativas al 0.05%