

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGIA AGRICOLA

EVALUACION DE SUSTANCIAS ANTINEMATODOS EN *Meloidogyne*
incognita Chitwood 1949 ASOCIADA A VIÑEDOS DE
HERMOSILLO, SONORA

TESIS

QUE COMO REQUISITO PARCIAL

PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCION VEGETAL

PRESENTA:

TERESA MORALES PEREZ

Abril, 2004.

Chapingo, Estado de México.



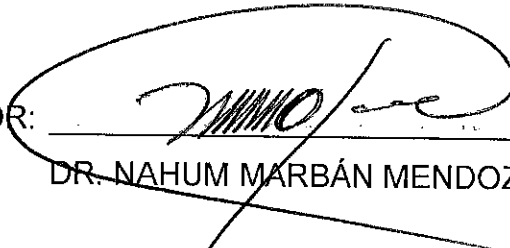
DIRECCION GENERAL ACADEMICA
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXAMENES PROFESIONALES



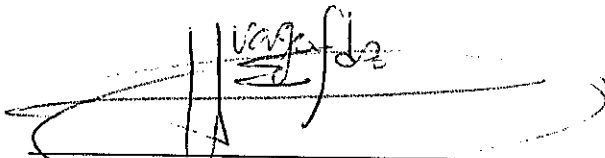
EVALUACION DE SUSTANCIAS ANTINEMATODOS EN *Meloidogyne*
incognita Chitwood 1949 ASOCIADA A VIÑEDOS DE
HERMOSILLO, SONORA

Tesis realizada por **Teresa Morales Pérez** bajo la dirección del Comité Asesor
indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener
el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCION VEGETAL

DIRECTOR: 
DR. NAHUM MARBÁN MENDOZA

ASESOR: 
M. C. ANTONIO SEGURA MIRANDA

ASESOR: 
DR. MATEO VARGAS HERNANDEZ

DEDICATORIA

A **Jesús** con cariño y amor, por tu motivación, comprensión y apoyo durante la realización del presente trabajo.

A mi hija **Magnolia**, por la alegría y ternura que me brindas, eres el motivo de mi superación.

A mis Padres: **Francisca y Tomás**, por su amor, apoyo y comprensión de toda la vida.

AGRADECIMIENTOS

A Dios por darme la vida.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el apoyo financiero otorgado para la realización de los estudios de postgrado.

A la Universidad Autónoma Chapingo, en especial al programa de Postgrado en Protección Vegetal del Departamento de Parasitología Agrícola, por aportar valiosas experiencias en mi formación profesional.

Al Dr. Nahum Marbán Mendoza, por la excelente dirección del presente estudio, pero sobre todo por su amistad y atinados consejos, gracias.

Al Dr. Mateo Vargas Hernández y al M. C. Antonio Segura Miranda, por el gran apoyo ofrecido en todo momento y por sus acertadas sugerencias al presente trabajo.

A la empresa BASF de México, en especial al área de servicios técnicos por su colaboración en la elaboración del presente trabajo de investigación.

A los propietarios y empleados de los viñedos, por su gran colaboración y buen trato durante mi estancia en Hermosillo, Sonora.

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

A la Familia Méndez López, por cuidar de Magnolia cuando realice el trabajo de campo, pero sobre todo por su amistad y apreciables consejos, muchas gracias.

A todos mis amigos y compañeros.

DATOS BIOGRAFICOS

Teresa Morales Pérez nació en Apan, Hidalgo el día 17 de junio de 1975. Realizó estudios de educación media superior en San Juan Ixtimaco, Mpio. de Apan, Hidalgo. Sus estudios profesionales los realizó en el Departamento de Parasitología Agrícola de la Universidad Autónoma Chapingo, en donde obtuvo el título de Ingeniero Agrónomo Especialista en Parasitología Agrícola en 1998. A partir de 1999 prestó sus servicios para la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAP) ocupando el cargo de Técnico en Protección Forestal. En el año 2001 se desempeñó como Técnico Extensionista en el municipio de Atlixco, Puebla, a través de la Secretaría de Desarrollo Rural del Gobierno del Estado de Puebla. El autor ha participado en diversos cursos, congresos y simposios como asistente y en algunos como ponente. En Enero del 2002 inicia los estudios de Maestría en Ciencias en Protección Vegetal en la Universidad Autónoma Chapingo, concluyendo estos en Diciembre del 2003. Actualmente presta servicios de asistencia técnica y, elaboración y trámite de proyectos productivos con apoyo financiero de diferentes instancias, en el Estado de Puebla.

ÍNDICE

LISTA DE CUADROS.....	xi
LISTA DE FIGURAS.....	xii
RESUMEN.....	xiv
ABSTRACT.....	xv
I. INTRODUCCION.....	1
1.1. OBJETIVOS.....	3
1.2. HIPOTESIS.....	3
II. REVISION DE LITERATURA.....	4
2.1. Importancia mundial y nacional de la vid.....	4
2.2. Distribución nacional del cultivo.....	4
2.3. Zonas productoras de uva en México.....	5
2.4. La vid en Sonora.....	7
2.5. Generalidades del cultivo.....	8
2.5.1. Origen.....	8
2.5.2. Descripción botánica.....	8
2.5.3. Requerimientos climáticos.....	9
2.6. Usos de la vid en México.....	12
2.7. Componentes nutritivos de la uva.....	12
2.8. Variedades de vid en México.....	13

2.9.	Variedades de vid más utilizadas en Sonora.....	14
2.9.1.	Thompson Seedless.....	14
2.9.2.	Superior Seedless.....	15
2.9.3.	Flame Seedless.....	15
2.9.4.	Perlette Seedless.....	16
2.10.	Enfermedades del cultivo.....	16
2.11.	Plagas del cultivo.....	17
2.11.1.	Nematodos parásitos de la vid.....	18
2.11.1.1.	<i>Meloidogyne</i> spp.	18
2.11.1.1.1.	Importancia económica.....	19
2.11.1.1.2.	Distribución mundial de <i>Meloidogyne</i> spp.....	19
2.11.1.1.3.	Distribución mundial de <i>Meloidogyne</i> en viñedos...	21
2.11.1.1.4.	Distribución nacional de <i>Meloidogyne</i> spp.....	21
2.11.1.1.5.	Distribución nacional de <i>Meloidogyne</i> en viñedos..	22
2.11.1.1.6.	Clasificación taxonómica del género <i>Meloidogyne</i> .	23
2.11.1.1.7.	Ciclo de vida.....	23
2.11.1.1.8.	Anatomía.....	25
2.11.1.1.9.	Formación de agallas.....	27
2.11.1.1.10.	Daños causados por <i>Meloidogyne</i> en viñedos.....	27
2.11.1.1.11.	Métodos de control.....	28
2.12.	Información de los productos utilizados en los experimentos.....	41
2.12.1.	QL Agri 35.....	41
2.12.2.	Ditera ES.....	42
2.12.3.	Counter FC 15% G.....	43

2.12.4.	Horticplus.....	45
2.12.5.	Endospor.....	45
2.12.6.	Temik 15 G.....	47
2.13.	Nematástico.....	48
III. MATERIALES Y METODOS.....		49
3.1.	Trabajos de campo.....	49
3.1.1.	Ubicación del experimento.....	49
3.1.2.	Diseño experimental.....	50
3.1.3.	Características de los viñedos.....	52
3.1.4.	Eficacia biológica de compuestos antinematodos.....	55
3.1.4.1.	Tratamientos.....	55
3.1.4.2.	Toma de muestras.....	56
3.1.4.3.	Extracción de los nemátodos.....	56
3.1.4.4.	Variables respuesta.....	58
3.2.	Trabajos de invernadero.....	59
3.2.1.	Primer bioensayo.....	59
3.2.2.	Segundo bioensayo.....	60
3.3.	Trabajos en laboratorio.....	61
IV. RESULTADOS Y DISCUSION.....		63
4.1.	Trabajo de campo.....	63
4.1.1.	Eficacia biológica de compuestos antinematodos.....	63
4.1.1.1.	Análisis combinado de los tres viñedos y comparación entre variedades.....	92

4.2. Trabajo en invernadero.....	98
4.2.1. Bioensayo en sandía.....	98
4.2.2. Bioensayo en papa.....	102
4.3. Trabajo en laboratorio.....	109
4.3.1. Evaluación a las 24 horas.....	109
4.3.2. Evaluación a las 48 horas.....	111
V. CONCLUSIONES.....	114
VI. LITERATURA CITADA.....	116

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Componentes nutritivos de la uva.	13
Cuadro 2. Tratamientos que se aplicaron en campo.....	55
Cuadro 3. Tratamientos aplicados en la fase de invernadero.....	59
Cuadro 4. Tratamientos evaluados en el Laboratorio.....	61

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Ubicación de los viñedos.....	50
Figura 2. Distribución de los tratamientos en campo.....	51
Figura 3. Viñedo Don Enrique. Índice de agallamiento en vid antes y después de la primera aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos.....	65
Figura 4. Viñedo Don Enrique. Índice de agallamiento en vid después de la segunda aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos.....	66
Figura 5. Viñedo Don Enrique. Índice de agallamiento en vid vs días, por tratamiento.....	67
Figura 6. Viñedo Don Enrique. Número de J2 en vid antes y después de la primera aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos.....	69
Figura 7. Viñedo Don Enrique. Número de J2 en vid después de la segunda aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos.....	71
Figura 8. Viñedo Don Enrique. Número de J2 en vid vs días, por tratamiento..	72
Figura 9. Viñedo Carmel. Índice de agallamiento en vid antes y después de la primera aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos.....	74
Figura 10. Viñedo Carmel. Índice de agallamiento en vid después de la segunda aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos.....	76
Figura 11. Viñedo Carmel. Índice de agallamiento en vid vs días, por tratamiento.....	77
Figura 12. Viñedo Carmel. Número de J2 en vid antes y después de la primera aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos.....	79
Figura 13. Viñedo Carmel. Número de J2 en vid después de la segunda aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos.....	80
Figura 14. Viñedo Carmel. Número de J2 en vid vs días, por tratamiento.....	82

Figura 15. Viñedo Alta. Índice de agallamiento en vid antes y después de la primera aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos.....	84
Figura 16. Viñedo Alta. Índice de agallamiento en vid después de la segunda aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos.....	85
Figura 17. Viñedo Alta. Índice de agallamiento en vid vs días, por tratamiento.....	87
Figura 18. Viñedo Alta. Número de J2 en vid antes y después de la primera aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos.....	88
Figura 19. Viñedo Alta. Número de J2 en vid después de la segunda aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos.....	90
Figura 20. Viñedo Alta. Número de J2 en vid vs días, por tratamiento.....	92
Figura 21. Índice de agallamiento de los tres viñedos vs. días, por tratamiento.....	93
Figura 22. Índice de agallamiento vs. tratamientos por variedad de vid en las cinco fechas de muestreo.....	95
Figura 23. Número de J2 en los tres viñedos vs. días, por tratamiento.....	96
Figura 24. Número de J2 vs. tratamientos por variedad de vid en las cinco fechas de muestreo.....	97
Figura 25. Índice de agallamiento en sandía.....	98
Figura 26. Número de J2 en sandía.....	100
Figura 27. Peso fresco de follaje y raíz en sandía.....	102
Figura 28. Índice de agallamiento en papa.....	103
Figura 29. Número de J2 en papa.....	104
Figura 30. Peso fresco de follaje en papa.....	106
Figura 31. Peso fresco de raíz y fruto en papa.....	107
Figura 32. Número de J2 inmovilizados después de 24 horas de incubación y J2 recuperados en agua aereada durante 24 horas.....	110
Figura 33. Número de J2 inmovilizados después de 48 horas de incubación y J2 recuperados en agua aereada durante 24 horas.....	112

12

EVALUACION DE SUSTANCIAS ANTINEMATODOS EN *Meloidogyne incognita* Chitwood 1949 ASOCIADA A VIÑEDOS DE HERMOSILLO, SONORA

Teresa Morales Pérez¹ y Nahum Marbán Mendoza²

RESUMEN

Este estudio se realizó en tres viñedos comerciales de Hermosillo, Sonora para evaluar productos naturales con propiedades antinematodos en *Meloidogyne incognita*. QL Agri 35 (25 y 30 l/ha) y Ditera ES (30 l/ha) fueron estadísticamente diferentes ($\alpha=0.05$) en relación al testigo, en cuanto a supresividad de *M. incognita* después de 30 días de la aplicación en campo, en las variedades Superior y Red Globe. QL Agri 35 (30 l/ha) fue el más efectivo, con menor índice de agallamiento y supresividad de juveniles estadio dos (J2) en 100 g de suelo. En invernadero se realizaron dos bioensayos, uno con sandía (*Citrullus vulgaris*) variedad Improved Peacock y el otro con papa (*Solanum tuberosum*) variedad Alpha, para evaluar la eficacia biológica de QL Agri 35, Ditera ES, Horticplus y Endospor contra *M.*

incognita, comparados con Counter y testigo con y sin inóculo de J2. En ambos cultivos, QL Agri 35 (5000 ppm) y Horticplus (2 g/maceta) tuvieron el menor número de J2 y promovieron el desarrollo radical y vegetal de las plantas, y la actividad antinematodos fue similar al Counter. Endospor (2 g/maceta) fue excelente en promover el desarrollo vegetal, pero sin efecto deletéreo contra los nematodos. En condiciones "in vitro", Aldicarb (10 y 20 ppm) y QL Agri 35 (5000 ppm) fueron excelentes al inmovilizar los J2 después de 24 horas de incubación y se observó el menor número de J2 recuperados al transferirlos en agua aereada después de 24 horas.

Palabras clave : vid, nematodos, control químico.

¹ Tesista

² Director

EVALUATION OF ANTI-NEMATODE IN *Meloidogyne incognita* Chitwood 1949 ASSOCIATED WITH VINEYARDS IN HERMOSILLO, SONORA

Teresa Morales Pérez¹ y Nahum Marbán Mendoza²

ABSTRACT

This study was carried out in three commercial vineyards in Hermosillo, Sonora to evaluate natural products with anti-nematode characteristics on *Meloidogyne incognita*. After 30 days of application in field on Superior and Red Globe varieties, QL Agri 35 (25 and 30 l/ha) and Ditera ES (30 l/ha) had statistically different ($\alpha=0.05$) effects on the control with respect to suppressivity of *M. Incognita*. QL Agri 35 (30 l/ha) was the most effective, with suppressivity of juveniles (J2) in 100g of soil and minor index of galls. Two bio-trials were carried out under greenhouse conditions, one with watermelon (*Citrullus vulgaris*) Improved Peacock variety and the other one with potatoes (*Solanum tuberosum*) Alpha variety, to evaluate the biological efficiency of QL Agri 35, Ditera ES, Horticplus and Endospor against *M.*

Incognita, compared to Counter and control, with and without J2 inoculum. In both cultivars, QL Agri 35 (5000 ppm) and Horticplus (2 g/pot) had the least number of J2 and promoted the root and vegetable development of plants, with a similar anti-nematode activity as to that of Counter. Endospor (2 g/pot) was excellent to promote vegetal development, but without poisonous effect against nematodes. Under "in-vitro" conditions, Temik (10 and 20 ppm) and QL Agri 35 (5000 ppm) were excellent to immobilize J2 in 24 hours after incubation, and the least number of recuperated J2 were observed after being transferred to aired water after 24 hours.

Key words: vineyard, nematodes, and chemical control.

I. INTRODUCCION

La uva (*Vitis vinifera* L.) es uno de los frutos más antiguos de los que el hombre tenga conocimiento. Originaria del Asia Menor, particularmente de la región del Caúcaso, parte de Rusia, Irán y la India, la uva se ha extendido a muchas regiones del mundo, de modo que hoy se ubica como uno de los frutos de mayor importancia económica del planeta.

El cultivo de la vid en Sonora, Méx. es relativamente reciente. Su desarrollo está vinculado a los continuos desplomes que en el mercado internacional registró el precio del algodón, lo que generó crisis recurrentes (1957-60 y 1967-70), sobre todo en la parte norte del estado (Valles de Guaymas, Caborca y costa de Hermosillo). Ello impulsó al productor a buscar cultivos alternativos que garantizaran mejores niveles de rentabilidad, y sobre todo, eficientar el recurso no renovable que es básico en la agricultura, como es el agua. Así es como surge el cultivo comercial de la uva en la primera mitad de los años 60 (Márquez, 1993).

El éxito de la viticultura en el norte del estado de Sonora no ha sido fácil, ya que se requiere extraer agua de mantos acuíferos profundos, que encarecen su

costo, lo que hace que esta actividad sea de alto riesgo, tanto en el manejo técnico durante el proceso de producción, como en el de comercialización.

En el aspecto técnico, a nivel mundial uno de los principales problemas fitosanitarios del cultivo de la vid son los nematodos, y México no es la excepción, se ha detectado la presencia de especies de nematodos fitoparásitos tales como: *Crictonemella 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, citado por Solís, 2002).

Las pérdidas económicas que los nematodos 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.

Sin embargo, la tendencia mundial para el control de plagas y enfermedades está enfocada a la eliminación a mediano plazo del uso de productos químicos que 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.

Con este planteamiento, en el año 2003, se realizó la presente investigación.

1.1. OBJETIVOS

1. Determinar la eficacia de productos antinematodos, químicos y orgánicos de uso comercial actual en la región
2. Evaluar la eficacia de productos no convencionales de origen orgánico no sintético para el control del nematodo agallador *Meloidogyne* spp.

1.2. HIPOTESIS

1. Los productos antinematodos no químicos son igualmente eficaces para combatir a los nematodos en la región que los químicos sintéticos.
2. Algunos productos orgánicos que promueven el desarrollo vegetal pueden ser útiles para controlar a *Meloidogyne* spp.

II. REVISION DE LITERATURA

2.1. Importancia mundial y nacional de la vid

De acuerdo con la FAO, la superficie cultivada de vid para el año 2002 fue de 7,379,185 ha, con una producción de 61,891,662 ton y un rendimiento promedio de 8.387 ton/ha, siendo Italia, Francia, Estados Unidos de América, España y China los cinco principales países productores de uva a nivel mundial. México tuvo una superficie cultivada de 32,302 ha, con una producción de 354,662 ton y un rendimiento promedio de 10.979 ton/ha.

2.2. Distribución nacional del cultivo

Las principales entidades productoras de uva en nuestro país son: Sonora, Baja California, Zacatecas, Aguascalientes y Querétaro; entre estos cinco estados se concentra el 99% de la producción nacional.

De acuerdo con el Servicio de Información y Estadística Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), en el 2003 en nuestro país se sembró una superficie de 39,367 ha, de las cuales se cosecharon 32,964 ha, obteniéndose una producción de 370,086 ton, lo cual da un rendimiento promedio de 11.649

ton/ha. En el estado de Sonora en el mismo año se sembraron 27,600 ha de las cuales se cosecharon 24,628 ha, obteniéndose una producción de 300,704 ton y un rendimiento promedio de 12.210 ton/ha.

2.3. Zonas productoras de uva en México

El cultivo y producción de uva en nuestro país se ubica sobre todo en cuatro grandes regiones, que señalan el grado de especialización que han alcanzado, cada una de ellas, en el uso de los volúmenes generados (ASERCA, 2002).

- a) **La zona de Baja California.** Ésta es quizá la región más antigua en el cultivo de la vid. Las zonas vinícolas de esta región son el Valle de Calafia y Guadalupe, Tecate, El Valle de Santo Tomás (donde se ubica la instalación vinícola más antigua del país), San Vicente y el Valle de Mexicali. En esta entidad han prosperado las empresas que producen los mejores vinos del país, tanto de cepajes tintos como blancos. El destino de la cosecha es fundamentalmente para la generación de vinos con el 48.9% de la producción del estado. Le sigue la generación de uva pasa con 27.6%, la destilación (para la producción de aguardientes) con 14.9% y uva de mesa con 8.5%.
- b) **La zona de Sonora.** Su cultivo es relativamente reciente, ya que data de la primera mitad de los años sesenta y en la actualidad es la entidad que mayor número de superficies dedica a este cultivo. Las zonas vitícolas de esta región se dividen en dos: la costa de Hermosillo y

Caborca, produciéndose en ambas, cepajes blancos y tintos. Con respecto a Hermosillo, el principal destino de la producción es el abastecimiento de las necesidades de la industria de la destilación, ya que de la producción total de dicha zona, el 79% tiene como fin este uso, 19% como uva de mesa, siendo sólo un 2% para la producción de uva pasa. En el caso de Caborca, las cifras suelen ser distintas, ya que a la generación de uva pasa le corresponde el 42.7% de la producción total de la zona, siguiendo la destilación con 39.6% y la uva de mesa con 17.7%.

- c) **Zona de la Laguna.** Su zona productora se ubica en la conocida Región Lagunera, que abarca municipios tanto de Durango como de Coahuila. Al igual que en las otras regiones, se producen cepajes blancos y tintos. Aquí, el destino de la producción total de la zona se concentra en dos usos; para la destilación y la generación de uva de mesa, siendo los porcentajes de 74.8% y 25.2%, respectivamente.
- d) **La zona central del país.** Esta zona abarca los estados de Aguascalientes, Zacatecas y Querétaro. Aunque su cultivo es muy antiguo, ya que data del año de 1505, su desarrollo ha sido limitado. La entidad de Querétaro marca el límite sur de la viticultura en México. Produce también cepajes blancos como tintos. El 80% de la producción de la zona se utiliza para la industria de la destilación, 13% para uva de mesa y 7% para la generación de vinos.

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 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: *vinifera*

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 a 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, prospera tanto en regiones cálidas, en donde es capaz de resistir sequías prolongadas, como en zonas relativamente frías, pero prefiere los climas templados.

Hidalgo (1993) afirma que la vid está 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 vid para cualquiera de sus usos son las zonas con un clima menos extremo, es decir, un clima 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 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 (1991) menciona 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 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 debe 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 *et al.* (1974) mencionan que la vid 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 (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 a 40% limo, 10 a 25% arcilla) y de preferencia planos, la profundidad recomendable está entre 1.8 a 3 m ó más.

Agua.- Hidalgo (1980) menciona que 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, U.S.A. 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) afirma que las zonas vitícolas del mundo se ubican entre las isoyetas 200 y 1200 mm. 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 fructificación de la vid es de 1542 a 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): las vides para vino, variedades para mesa, uvas para pasas, para jugos y para 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.

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. Componentes nutritivos de la uva

Además de su sabor, la uva es una fruta con grandes propiedades nutritivas, a la vez de cumplir con labores limpiadoras y regeneradoras del organismo, lo cual lo convierte en un producto adecuado para ayudar en las etapas de convalecencias, de anemia, fatiga y algunos problemas de artritis y reumatismo.

Asimismo, algunos especialistas han recomendado consumir uva para problemas de piel.

Cuadro 1. Componentes nutritivos de la uva (en una ración de 138 gramos).

Componentes	Cantidad
Grasa total	1 g
Grasa saturada	0 g
Colesterol	0 mg
Sodio	0 mg
Carbohidratos	24 g
totales	1 g
Fibra	1 g
Azúcar	1 g
Proteínas	90
Calorías	2%
Vitamina A	25%
Vitamina C	2%
Calcio	2%
Hierro	

Fuente: aboutproduce.com/produce/commodity.asp?C=Grapes

2.8. Variedades de vid en México

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

Algunas de las variedades utilizadas para vino son: Cabernet Sauvignon, Zifandel, Merlott, Blanc Chenic, Chardoney, entre otras.

Variedades utilizadas para uva de mesa: Perlette, Flame, Superior Seedless ó Sugraone, Thompson Seedless y Red Globe.

Uvas para pasas: Thompson Seedless, Corinto Negra y Moscatel de Alejandría.

Uvas para jugos: Conicord, entre otras mezclas de las otras variedades.

Uva para enlatar: sólo las uvas sin semilla son apropiadas y la variedad Thompson Seedless es la más empleada.

2.9. Variedades de vid más utilizadas en Sonora

2.9.1. Thompson Seedless

Es originaria de Asia Menor, se estima que más de la mitad de la uva pasa que se produce en el mundo procede de esta variedad. En California más del 40% del total de la superficie cultivada es de esta variedad y en México es considerada como la "reina de las uvas" por su alta producción como uva de mesa. Se emplea principalmente como uva de mesa y para la elaboración de vino. Es una cepa vigorosa y productiva. Madura en media estación del año. Los racimos son grandes y cónicos. Las bayas son pequeñas, alargadas de

color verde claro en madurez, sin semillas, muy dulces cuando alcanzan la plena madurez y los granos se separan con facilidad del racimo. Su principal inconveniente como uva de mesa para el mercado, es el tamaño pequeño de sus bayas.

2.9.2. Superior Seedless

Variedad de origen Californiano introducida recientemente por la Superior Farming Company, patentada, conocida también como "Sugraone". Presenta problemas de baja fertilidad, aconsejándose podas largas. Sus bayas son blancas a verde claro, sin semilla, tiene racimos de tamaño medio a grande, no muy compactos. Las bayas son de buen tamaño y de forma ovoide, textura crujiente con sabor dulce refrescante. Maduración temprana, algo después de Perlette, pero anterior a Flame. Es una de las variedades más interesantes por unir el carácter de apirenia, precocidad y tamaño.

2.9.3. Flame Seedless

Variedad obtenida por Wetberger en California en 1961. Es muy productiva, con racimos de tamaño grande. Las bayas son rojizas en madurez y esféricas, sin semilla, de textura crujiente con sabor dulce fuerte, maduración temprana, posterior a Perlette. Se adapta muy bien a la poda en cordón.

2.9.4. Perlette Seedless

Obtenida en Davis, California por H. P. Olmo en 1946, de un cruce efectuado en 1936 entre reina de las viñas x sultanina (sin. Thompson Seedless). Es muy vigorosa y muy productiva, de maduración precoz, racimo grande a mediano, compacto. Las bayas son redondas sin semilla, color blanco cristalino. Se adapta a la poda en parral o en cordón, el pequeño tamaño del grano y la compacidad del racimo exige la aplicación de técnicas adecuadas, fundamentalmente anillado, aclareo y tratamiento con giberelinas. Su interés estriba en ser una de las variedades de uva de mesa de maduración más temprana.

2.10. Enfermedades del cultivo

Weaver (1988) afirma que las enfermedades fungosas que atacan a la vid en las distintas regiones vitícolas de México son: mildiú velloso (*Plasmopara viticola* B. & T.) y cenicilla polvorienta (*Uncinula necator* B.). Altube (1985) menciona que las enfermedades fungosas del cultivo de vid son: pudrición texana (*Phymatotricum omnivorum*), cenicilla polvorienta (*U. necator* B.) y mildiú velloso (*P. viticola* B. & T.). Winkler *et al.* (1974) afirman que *U. necator* B. ataca las partes verdes de la planta. El control se ha hecho siempre preventivo con productos a base de cobre; algunos que se han utilizado a través del tiempo son: Cuprosol®, Caldo bordelés, Captan®, Benlate® y Manzate®, solos o

mezclados, Ronilan[®], Zineb[®], Tirad[®], Rovral[®], Ridomil[®], Curzate[®], entre muchos otros.

Las enfermedades virosas que se presentan en viñedos de México son: enfermedad de Pierce y enrollamiento de la hoja (Mancilla, citado por Méndez, 1989). En México se han detectado las siguientes enfermedades virosas: enrollamiento de la hoja, hoja de abanico de la vid (GFLV), corteza corchosa y mancha anular (Altube, 1985).

2.11. Plagas del cultivo

Entre las plagas que atacan a la vid se encuentran insectos que atacan hojas, tales como: chicharritas *Erythroneura elegantul*, enrolladores *Desmia funerales*, ácaros *Tetranychus willametti*, chapulines *Schistocerca shoshone*; insectos que atacan flores y frutos como el ácaro de los brotes *Pseudococcus maritinus*, trips *Drepanothrips reuteris*, chinches *Euchistus conspersus*; insectos que atacan brotes, ácaro de los brotes *Colomerus vitis*, áfidos *Macrosiphum ilinoisensis*; insectos que atacan raíces, filoxera de la vid *Phylloxera vastatrix*; perla *Margarodes* spp. (Pongracz, 1979).

Según Winkler *et al.* (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.

El control de estas plagas se hace de diferentes maneras, pero el que más se practica es el control químico, usando insecticidas sistémicos y otras sustancias químicas entre las que se pueden mencionar algunas como azinfos metílico, dimetoato, ometoato, paratión metílico, malatión y carbaril. En algunos casos como en la filoxera se ha usado la inundación del cultivo para asfixiar al insecto, pero siempre y cuando la topografía del terreno y el tipo de suelo lo permitan (Altube, 1985).

2.11.1. 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 si solo, transmite un nepovirus causante de la hoja de abanico de la vid (GFLV). Los problemas más serios por alimentación directa son causados por *Meloidogyne* spp. Otros nemátodos menos importantes son *Criconemoides*, *Paratylenchus*, *Helicotylenchus*, *Rotylenchus*, *Longidorus*, *Paralongidorus* y *Paratrichodorus* (Tacconi and Manzini, 1987).

2.11.1.1. *Meloidogyne* spp.

De las casi 60 especies de nemátodos agalladores del género *Meloidogyne* sólo cuatro especies causan daños considerables en uvas comerciales, tales

especies son: *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* y *M. hapla* (Zuckerman and Esnard, 1994).

2.11.1.1.1. Importancia económica

Meloidogyne spp. constituye una de las plagas más dañinas a los cultivos, ya que tiene una 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 del suelo, de los cuales US \$13,900,000 correspondieron a sustancias químicas y US \$5,100,000 a mano de obra, esto con la esperanza de obtener mejores resultados (Taylor *et al.*, 1985). En nuestro país es sin duda el nematodo que más se ha estudiado, ya que es el que más daño causa a cultivos de gran importancia económica tales como tomate, melón, sandía, tabaco, chile, frijol, café, nogal, vid, etc. (Marbán, citado por Solís, 2002).

2.11.1.1.2. Distribución mundial de *Meloidogyne* spp.

M. hapla es una especie que existe en el Norte de Estados Unidos y al 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 msnm, 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 msnm (Marbán, citado por Solís, 2002).

Meloidogyne javanica y *M. incognita* son especies comunes en la zona tórrida. El primero 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. incognita* y *M. arenaria* se encuentran ampliamente distribuidas en las mismas regiones. El límite para una existencia permanente de *M. incognita* en los Estados Unidos está a unos 150 km 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 más de 35° de Latitud, *M. hapla* es la especie más común. Estas cuatro especies de *Meloidogyne* son las más 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).

2.11.1.1.3. Distribución mundial de *Meloidogyne* en viñedos

Algunas especies que atacan al cultivo de vid como *M. arenaria* se localizan en muchos países alrededor del Mediterráneo, California y Sudáfrica, *M. javanica* esta asentado en Irak (Stephan *et al.*,1998). Loubser (1988) reporta la misma especie en 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 más cálidas en donde probablemente haya sido introducido por medio de estacas infectadas (Loubser, 1988).

2.11.1.1.4. Distribución nacional de *Meloidogyne* spp.

Cepeda (1996) reporta que en México los cultivos de importancia económica atacados por nemátodos 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, Estado 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. *M. incognita* y *M. arenaria* son especies ampliamente distribuidas en la República Mexicana, se encuentran en los estados de: Aguascalientes, Chiapas, Durango, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Michoacán, Morelos, Oaxaca, Puebla, Sinaloa, Sonora, Tabasco, Tlaxcala, Veracruz y Zacatecas. *M. javanica* se encuentra localizada en: Aguascalientes, Guanajuato, Oaxaca, Sonora y Zacatecas. *M. hapla* se localiza en el Estado de México, San Luis Potosí y Tlaxcala (Del Prado *et al.*, 2001).

2.11.1.1.5. 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 *Crictonemella 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, citado por Solís, 2002).

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 encontró que los nematodos presentes son: *Meloidogyne*, *Criconemella* y *X. americanum*.

Ramírez y Nieto (1995) en su estudio realizado en un viñedo de 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 más abundante en el suelo fue *Meloidogyne*.

2.11.1.1.6. Clasificación taxonómica del género *Meloidogyne*

Clase: Secernentea
Subclase: Diplogasteria
Orden: Tylenchida
Suborden: Tylenchina
Superfamilia: Tylenchoidea
Familia: Heteroderidae
Subfamilia: Meloidogyninae
Género : *Meloidogyne*. (Cepeda, 1996)

2.11.1.1.7. 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 más de 1,000 huevos en una masa que puede ser más grande que el cuerpo de la hembra.

El desarrollo del huevo comienza unas horas después de haber sido depositado dividiéndose en 2, 4, 8 o más 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 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 puede proporcionar alimento, posteriormente se mueve hacia el ápice radical (Sasser and Carter, 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 los 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. Las hembras adultas generalmente se reproducen partenogenéticamente.

Ferris *et al.*, (citados por Solís, 2002) mencionan que la reproducción de huevos depende de la temperatura y que las hembras de *Meloidogyne arenaria* producen entre 0.5 y 1 huevos por cada 10 días a una temperatura base de 10°C. También afirman que los rangos de producción de huevos varían de acuerdo a la variedad.

2.11.1.1.8. 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 J2 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 más líneas (Sasser and Carter, 1985).

2.11.1.1.9. 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 cuales 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).

2.11.1.1.10. Daños causados por *Meloidogyne* en viñedos

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, 1998).

Según 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 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 más severos en suelos arcillosos (Brown, 1989); sin embargo, en Caborca, Sonora en suelos arenosos las infestaciones son muy altas (Solís, 2002).

2.11.1.1.11. 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 resistentes o tolerantes a este nematodo hasta la utilización de diferentes productos tanto químicos como biológicos. La eminente salida del mercado del bromuro de metilo, fumigante preferido por productores para aplicaciones de preplante, ha estimulado las investigaciones en esta dirección en los últimos tres lustros (UNEP, 2003).

Resistencia.- 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, citado por Anwar y Mckenry, 2000).

Químico.- El control de esta plaga se ha venido realizando con diferentes productos químicos a través de los años, así pues, experimentos de laboratorio mostraron que aldicarb a las concentraciones de 1 – 5 ppm inhiben el movimiento de los nemátodos: *Globodera rostochiensis*, *Meloidogyne incognita*, *Heterodera shachtii*, *Aphelenchoides avenae* y *Panagrellus redivivus* (Nelmes, 1970; Nelmes *et al.*, 1973; Hough y Thomason, 1975; Batterby, *et al.*, 1976).

Rajendran y Naganathan (1978), utilizando los nematicidas aldicarb y carbofurán en dosis de 2 y 0.6 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.

Raski y Krusberg (1984) señalan que el control se llevaba a cabo con 1,3-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 más efectivos pero su efecto biocida lo limita a solo utilizarse en circunstancias de preplante. Por su reconocido daño a la capa de ozono este producto esta en proceso de eliminación bajo el mandato del Protocolo de Montreal (UNEP, 2003).

Venegas (1999) evaluó tácticas para el combate de *Meloidogyne* spp. asociados al cultivo de sandía de la variedad Improved Peacock en un suelo naturalmente infestado. Los resultados mostraron que el índice de agallamiento fue reducido por el ethoprop (60 g de i.a./ha), en cuanto al rendimiento el acolchado + ethoprop fue el mejor tratamiento (47.1 ton/ha) seguido del acolchado + caprinaza + ethoprop (46.6 ton/ha) y ethoprop + caprinaza (45.2 ton/ha). El transplante (testigo absoluto) utilizando plantas germinadas en el suelo estéril resultó ser una táctica efectiva para aumentar la producción y la calidad de la sandía (44.3 ton/ha). Desde el punto de vista económico el testigo absoluto (transplante), acolchado + ethoprop y ethoprop + caprinaza resultaron ser los más rentables, el rendimiento resultó estar correlacionado negativamente con el índice de agallamiento.

Proveda (1990) evaluó diferentes alternativas químicas y no químicas para el combate de *M. incognita* en melón, los resultados mostraron que el índice de agallamiento fue reducido por la cachaza (2 kg i.a./ha) y en cuanto al rendimiento, el acolchado con plástico negro fue el mejor tratamiento (1590 cajas/ha), seguido del plástico negro + gallinaza (1458 cajas/ha), plástico claro

acolchado (1425 cajas/ha) y el terbufos (965 cajas/ha), siendo este último el tratamiento más rentable. El rendimiento resultó estar correlacionado negativamente con el índice de agallamiento.

Ramírez y Nieto (1995) trabajaron con poblaciones de *Meloidogyne* en vid en la Costa de Hermosillo y tres nematicidas: aldicarb 15%, fenamifos y carbofurán, y concluyeron que aldicarb disminuyó las poblaciones del nematodo significativamente a los 15 días después de la aplicación.

Urzúa y Magunacelaya (1996) evaluaron el control de *Meloidogyne* con extracto de quillay (*Quillaja saponaria* Mol.), fenamifos y etoprofos en *Vitis vinifera* variedad Cabernet sauvignon y el efecto de poblaciones distintas de *Meloidogyne* spp. En el desarrollo vegetativo de las plantas, encontraron que el extracto de quillay no tuvo efecto nematicida, mientras que el etoprofos y fenamifos presentaron un buen control de la población de *Meloidogyne* spp. 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* spp. por 250 ml de suelo.

Los productos Fumafert®, Dazitol®, Ditera® y Nemastop® han sido evaluados para controlar nematodos y malezas (Anonymous, 1998; Noling *et al.*, 2001); sin embargo, ninguno tiene control equivalente al ejercido por el bromuro de metilo.

Un estudio realizado en papa indicó que se redujo el daño a tubérculos infectados por nematodos en un 23.7%, 8.7% y 6.7% con los tratamientos de metam sodio + aldicarb, Telone II + aldicarb y aldicarb solo, respectivamente (Hafez y Sundararaj, 2001).

Solís (2002) realizó un estudio en viñedos comerciales de Caborca, Sonora y dio como resultado que Rugby® fue el más efectivo en cuanto a supresividad poblacional, índice de agallamiento, índice de lesión y número de J2 en 100 g de suelo y obtuvo el mejor rendimiento comparado con el testigo del agricultor (13 ton/ha contra 9.7 ton/ha). En invernadero Ditera (2 g/maceta) tuvo mejor efecto contra *M. incognita* al suprimir sus poblaciones, además de inducir el desarrollo radical y vegetal de las plantas de jitomate.

Cultural.- El uso de materia orgánica como enmiendas al suelo es una buena estrategia para el manejo de *Meloidogyne* spp. y otros nematodos parásitos de plantas (Mian y Rodríguez, 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 *et al.* (1989), algunas especies de leguminosas (*Cannabalia ensiformes*) ejercen cierto control sobre *M. incognita* y *Nacobbus aberrans* en plantas de tomate. Rodríguez *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 pintoii*.

Según Ramírez (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 a 12 años de edad y menores en las de 6 años y menores de 12, sugiere que se debe 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.

Guevara (1994) menciona que los residuos de olivo pueden ser utilizados para el control de nematodos parásitos de vid bajo las condiciones del Valle de Guadalupe en México. Al evaluar el efecto de las coberturas vivas de

leguminosas *Arachis pintoï*, *Desmodium ovalifolium* y *Stizolobium* spp. sobre *Rotylenchulus reniformis* y *Meloidogyne incognita* en fincas, se encontró que *D. ovalifolium* fue mejor hospedante que *A. pintoï* para *R. reniformis*. *M. incognita* fue más abundante en el asocio café *A. pintoï* que en el asocio café *D. ovalifolium*; pero las mayores poblaciones de este nematodo se encontraron en el café sin cobertura (Herrera y Marbán, 1999).

Con la incorporación de plantas de *Tagetes* spp. en el suelo, se ha observado que se reducen las poblaciones de nematodos; sin embargo, *Tagetes* no tiene efecto sobre enfermedades causadas por hongos ni en malezas (Bell *et al.*, 1998).

Enmiendas al suelo con composta de olivo y uva fresca causan una reducción significativa de *M. incognita* en el cultivo de melón en suelos arenosos del sur de Italia (D'Addabo *et al.*, 2000).

Biológico.- Este tipo de control es una de las alternativas más 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 y Rodríguez, citados por Lara *et al.*, 1996).

Zavaleta (1985) inoculó con 326 aislamientos de bacterias y 28 actinomicetos raíces de plantas de tomate y pepino infectada con *M. 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*.

Zavaleta y Van (1986) inocularon 326 bacterias y 28 actinomicetos en 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 actinomicetos provocaron un decremento de por lo menos el 10% del índice de agallamiento de *M. incognita* y un porcentaje igual de incremento en el peso seco de la parte aérea en las plantas de tomate y pepino.

Estudios de *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 *et al.*, 1992).

Diferentes fumigantes naturales actúan directamente contra las plagas, mientras favorecen o estimulan a selectos grupos de especies microbianas benéficas en el suelo (Canullo *et al.*, 1992, Soler-Serratosa *et al.*, 1994). Algunos de los microorganismos seleccionados son antagonistas a nematodos fitopatógenos y hongos (Canullo *et al.*, 1992) tales como nematodos agalladores de la raíz (*Meloidogyne* spp.) y hongos como *Rhizoctonia solani* y

Sclerotium rolfsii. El modo de acción de estos fumigantes naturales implican períodos cortos de acción directa contra las plagas y plazos largos de actividad a través de la selección de microorganismos benéficos antagonistas a plagas (UNEP, 2002).

Abd *et al.* (1993) 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 invernadero. No encontraron diferencias entre *Paecilomyces* y *Epicoccum* en campo. Whapham *et al.* (1994) utilizaron extractos de algas marinas *Ascophyllum nodosum* para evaluar la fecundidad de *M. javanica* en plantas de tomate de la var. 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 *Meloidogyne javanica*, además tienen un efecto benéfico en el crecimiento de las plantas. Según Al Raddad (1995) y Lara *et al.* (1996) coinciden con Jatala *et al.* (1980) cuando afirman que *P. lilacinus* tiene un gran potencial para el control biológico de *Meloidogyne* spp., además aseguran que el hongo infecta consistentemente huevos del nematodo y ocasionalmente ataca hembras.

Rao *et al.* (1997) trabajaron con *Trichoderma harzianum* y pasta neem (*Azadirachta indica*) solos o combinados incorporados al suelo como manejo para *M. 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 *M. incognita*. También observaron un incremento en la colonización de *T. harzianum* en las raíces de tomate, lo cual indica un efecto favorable de la enmienda de pasta de neem en el crecimiento de *T. harzianum*.

Reddy *et al.* (1997) también trabajaron con pasta neem (*Azadirachta indica*), pero la mezclaron con el hongo *T. harzianum* y la endomicorriza *Glomus fasciculatum*, como táctica de manejo contra *M. incognita* en tomate, tanto en campo como en semilleros; en éstos 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 *A. indica* provocó una máxima colonización de raíz, y la parasitización de los huevos fue más alta cuando se combinó pasta neem con *T. harzianum*, por lo tanto concluyeron que la mezcla de neem con *G. fasciculatum* en los semilleros y una incorporación de *T. 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 *M. incognita* en

plántulas de tomate incrementaron el crecimiento de las mismas, así como la pasteurización de los huevos de los 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 *F. solani* y 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 extractos de harina de mostaza y Neem, y aceite de mostaza y un extracto de chiles, se ha demostrado que tienen amplio espectro en el control de nematodos y malezas (Seal, 1997; Anonymous, 1998).

La combinación de la endomicorriza *Glomus deserticola* con *Pasteuria penetrans* en el manejo de *M. incognita* en tomate reduce significativamente el número de las masas de huevos en el sistema radical e incrementa la parasitización de las hembras por *P. 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).

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

Corteza de pino aplicada al suelo entre 10 y 50 g/kg de suelo fue efectiva en reducir las poblaciones de *M. incognita* antes de plantar. Aplicaciones de urea entre 0.30 y 0.90 g/kg reducen las poblaciones del nematodo en raíces y suelo 10 semanas después de la aplicación (Chavaría, citado por Solís, 2002).

Rojas y Marbán (1999) probaron la adherencia y parasitismo de la bacteria *Pasteuria penetrans* en *M. incognita* y *M. arabicida* y de acuerdo a sus resultados suponen que la bacteria es más específica para *M. incognita* y concluyen que *P. penetrans* puede ser considerado como un nematicida biológico.

Sipes *et al.* (1999) 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 lo nematodos.

Sharma (1999) evaluó agentes biocontroladores en cultivos filtrados de *Verticillium clamydosporium*, *Paecilomyces lilacinus* y *Trichoderma harzianum* (cepa TH-2) a diferentes concentraciones comparados con cadusafos, el efecto en la mortalidad de J2 de *Meloidogyne 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 *V. clamydosporium*, *P. lilacinus* y *T. harzianum* (cepa TH-2).

Plantas de tomate en invernadero en suelo infestado con J2 de *M. javanica* tratados con una preparación inoculada 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).

Al utilizar el agente biocontrolador *Rhizobium etli* G12 contra *Meloidogyne incognita* en papa, se observó que la cepa G12 de *R. etli* y el plásmido (PGT-trp) disminuyen significativamente el número de agallas formadas por *M. incognita* en comparación con las plantas no tratadas con la bacteria (Hallman *et al.*, citados por Solís, 2002).

El control de plagas de la raíz con el uso de bacterias no patógenas, hongos y otros microorganismos que compiten por espacio y nutrientes o son antagonistas de algún modo para los patógenos de la rizosfera, en muchos casos, actúan como protectantes contra la infección de la raíz (UNEP, 2002).

2.12. Información de los productos utilizados en los experimentos

2.12.1. QL Agri 35®

Contiene 350 g/l de extracto de Quillay (*Quillaja saponaria* Mol.) como ingrediente activo, compuesto por saponinas y sólidos no saponinas tales como polifenoles, sales y azúcares. Está formulado como Concentrado Soluble. Está clasificado en Categoría IV, etiqueta con franja de color verde.

Actúa por contacto e ingestión y sus propiedades nematicidas se atribuyen a una sinergia entre las saponinas y otros compuestos activos presentes en el extracto, como los taninos y los polifenoles.

Tiene excelente control sobre nemátodos exógenos y endógenos como: *Xiphinema index*, *Meloidogyne hapla*, *M. incognita*, *X. americanum* s.l., *Crictonemella* sp, *Pratylenchus thornei*, *P. neglectus*, *Paratylenchus* sp, *Helicotylenchus* sp, *Hemicycliophora* sp, *Tylenchulus semipenetrans* y otros (www.basf.cl/agro).

En vides las aplicaciones deben realizarse una vez iniciado el crecimiento radicular activo. Aplicar desde brotes de 60 cm. hasta antes de cuaja. Si los niveles de poblaciones son altos, se recomienda repetir la aplicación en postcosecha para mantener baja la población de nemátodos.

Dosis: 25-30 l/ha, aplicar diluido en una concentración de 5000 ppm. Aplicar sobre suelo regado a capacidad de campo (www.basf.cl/agro).

2.12.2. DITERA ES®

Ingrediente activo: sólidos de fermentación secos y solubles de *Myrothecium verrucaria* (no viable) cepa AARC-0255, equivalente a 264 g de i.a./l). Ditera ES es un producto ligeramente tóxico. Es un nematicida biológico que actúa principalmente por contacto.

Preparación del producto.- Es fácilmente mezclado con el agua. No es necesario añadir surfactantes agrícolas. Se recomienda que el producto sea usado inmediatamente después de preparada la mezcla o bien, no rebase un periodo mayor de 24 horas.

Aplicación del producto.- Generalmente en cultivos perennes, el material se aplica antes del brote de las raíces, a fin de proteger las raíces jóvenes del ataque de los nematodos. Varias aplicaciones (hasta 4 por año) pueden ser requeridas con múltiples brotaciones de raíces. Puede ser aplicado en riego por

goteo de baja presión, con cantidad de agua suficiente para cubrir el área de raíces de las plantas. Aplicar el producto uniformemente mezclado con agua, en hilera o banda usando un mínimo de 2 partes de agua por 1 de Ditera ES. No se use en campos agrícolas con alto contenido de materia orgánica, especialmente aquellos que contienen materiales de plantas sin descomponer, incluyendo raíces infectadas de cultivos previos.

Incompatibilidad.- No se recomienda mezclar o la aplicación simultánea con otros productos agrícolas incluyendo fertilizantes (Rosenstein, 2003).

2.12.3. COUNTER® FC 15% G

Ingrediente activo: terbufos, O.F. (grupo químico), equivalente a 150 g de i.a./kg. Es un producto altamente tóxico por ingestión. Irritante dermal y ocular. Es tóxico por inhalación.

Método de aplicación.- Es un insecticida-nematicida para su aplicación en los siguientes cultivos:

- Agave. Debe aplicarse con una bomba de espalda para granulados. En plantaciones establecidas: aplicar alrededor de la base del hijo una banda semicircular de 40 a 50 cm. En plantaciones nuevas: aplicar en banda completa sobre la superficie del suelo alrededor de la planta, una vez transplantada.

- Plátano. Debe aplicarse con una bomba de espalda para granulados. En plantaciones establecidas: aplicar alrededor de la base del hijo una banda semicircular de 40 a 50 cm; aplicar 2 a 3 veces al año según la experiencia y el historial nematológico de la región. En siembras nuevas: aplicar en banda completa sobre la superficie del suelo alrededor del rizoma o de la planta transplantada. No se establece intervalo entre la última aplicación y la cosecha.
- Maíz y sorgo. Una aplicación, al momento de la siembra, colocando los gránulos en una banda de 18 cm sobre el surco, detrás de la zapata de la sembradora y delante de la rueda prensadora.
- Caña de azúcar. Aplicar 1.5 kg de Terbufos en el fondo del surco, al momento de la siembra; en las socas se recomienda una labor de desaporque y en seguida que termine la cosecha, aplicar el insecticida en el fondo del surco tapando con tierra.

Debe aplicarse mezclado con el fertilizante, no debe usarse solo a menos que se aplique con equipo especial para aplicar insecticidas granulados. El intervalo entre la última aplicación y la cosecha en estos cultivos es de 60 días. Esperar 48 horas después de la aplicación para reingresar a las áreas tratadas (Rosenstein, 2003).

2.12.4. HORTICPLUS®

Ingrediente activo: esporas vivas de hongos endomicorrícicos VAM, mínimo de 22,000 esporas de hongos VAM/ 1 kg de producto, VAM incluye: *Entrophospora colombiana*, *Glomus etunicatum*, *G. clarum* y *G. intraradices*. Bacterias fijadoras de nitrógeno, solubilizadoras 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, 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.

2.12.5. ENDOSPOR®

Ingrediente activo: hongos endomicorrícicos mínimo de 33,000 esporas vivas por kg, estos hongos son: *Gigaspora margarita*, *Glomus mosseae*, *G.*

brasilianum, *G. deserticola*, *G. intraradices*, *G. clarum* y *G. etunicatum*. Bacterias benéficas aproximadamente 25×10^6 UFC por kg. Más 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-Sorb™ hidrogel; humectante (copolímero de acrilamida).

Endospor® es un inoculante endomicorrízico que se usa en la preparación del suelo antes de plantar o de sembrar. Las cepas que contiene, son hongos de alto rendimiento que 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 endomicorrízicos: 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.

2.12.6. TEMIK® 15 G

Ingrediente activo: aldicarb, compuesto carbámico, equivalente a 150 g de i.a./kg. Es un insecticida, acaricida, nematocida carbámico de acción sistémica. Es un producto altamente tóxico.

La formulación debe usarse tal como viene sin mezclarse con otros productos ni disolverlo en agua. Temik® 15 G al entrar en contacto con el suelo húmedo, su ingrediente activo es rápidamente absorbido por las raíces, distribuyéndose luego a todos los órganos de la planta. La actividad residual de este producto varía con las condiciones de cultivo, la dosis y las plagas, pero en promedio dura seis semanas o más.

En cultivos de algodónero las dosis superiores a 7 kg de Temik® /ha, pueden retrasar y disminuir la emergencia de plantas, pero sólo si el producto entra en contacto directo con las semillas.

Para favorecer la absorción del producto, las aplicaciones al costado de la planta deben hacerse lo más cerca posible a las plantas, pero cuidando de no cortar ni dañar las raíces. En áreas irrigadas, si el suelo está muy seco al momento del tratamiento, debe darse un riego dentro de los siete días posteriores a la aplicación.

Compatibilidad.- La actividad plaguicida de Temik® 15 G no es afectada por las aplicaciones normales de fertilizantes o de otros plaguicidas, incluyendo los herbicidas. Sin embargo no debe mezclarse con ningún producto para la aplicación, a fin de evitar la desuniformidad en la distribución.

No se debe aplicar conjuntamente con materiales alcalinos, como cal y amoníaco anhidro, pues Temik® 15 G se destruye rápidamente en medio muy alcalino (Rosenstein, 2003).

2.13. Nematástico

Los compuestos organofosforados y carbamatos a muy bajas concentraciones afectan sutiles actividades sensoriales y de comportamiento en los nematodos, tales como la atracción sexual (Hough y Thomason, 1975) y la atracción radical (Marbán y Viglierchio, 1980b). La inhibición de estos y otros aspectos de comportamiento (eclosión, emergencia, defecación, osmoregulación, etc.) podrían no causar directamente la muerte de los nematodos. Recuérdese que los nematodos no dependen de su movimiento para realizar el intercambio gaseoso y que aún los inmóviles pueden soportar prolongados períodos de hambruna. Sin embargo, con el tiempo, los nemátodos así afectados mueren al agotarse sus reservas o al ser fácil presa de sus enemigos naturales.

Lo anterior ha ocasionado que a estos productos se les denomine también como "nematásticos" o "nematistáticos".

III. MATERIALES Y METODOS

Se realizaron dos trabajos de campo en Hermosillo, Sonora, en los cuales se evaluó la eficacia biológica de productos antinematodos y dos bioensayos en invernaderos de la Universidad Autónoma Chapingo. En laboratorio se evaluó la eficacia biológica de los productos antinematodos en juveniles estadio 2 (J2).

3.1. Trabajos de campo

3.1.1. Ubicación del experimento

Hermosillo, Sonora se localiza en los 29° 07' Latitud Norte y 110° 58' Longitud Oeste, a una altitud de 210 msnm, el clima es muy seco muy cálido, con una precipitación anual que fluctúa de 219.5 - 578.4 mm y 24.9 °C de temperatura media anual (INEGI, 1998).

Se estableció el experimento en tres viñedos: Don Enrique se encuentra a 2 km al Sureste de la ciudad de Hermosillo, por la carretera hacia Miguel Alemán; el viñedo Carmel esta a 1 km al Norte de la ciudad de Hermosillo, viajando por la autopista y desviándose hacia San Miguel de Horcasitas; y el viñedo Alta se

encuentra a 1.5 km al norte de la ciudad de Hermosillo, en la misma dirección que el anterior viñedo (Figura 1).

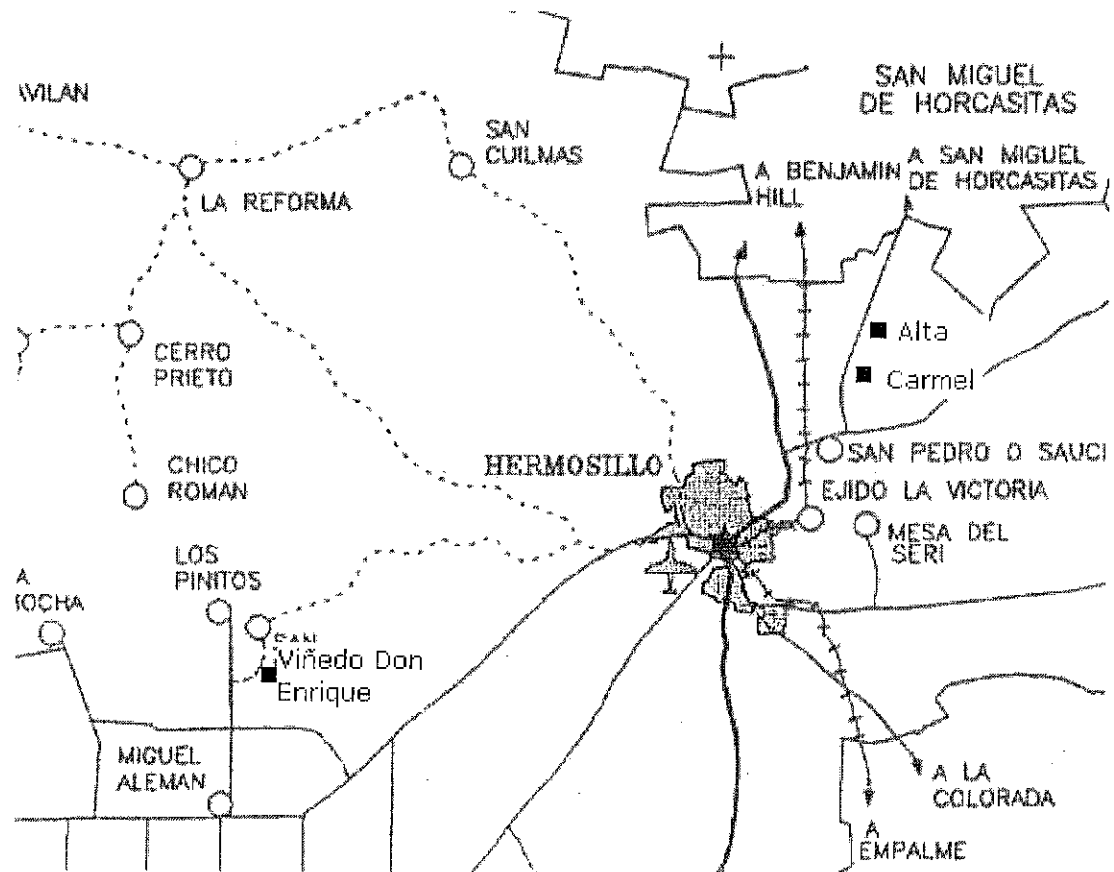
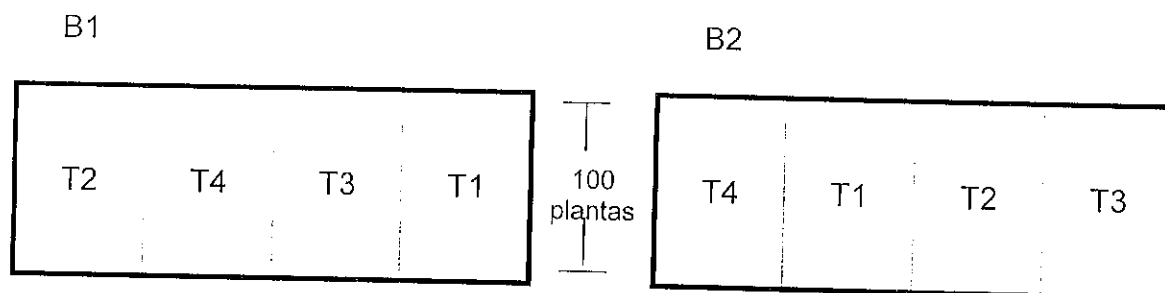


Figura 1. Ubicación de los viñedos

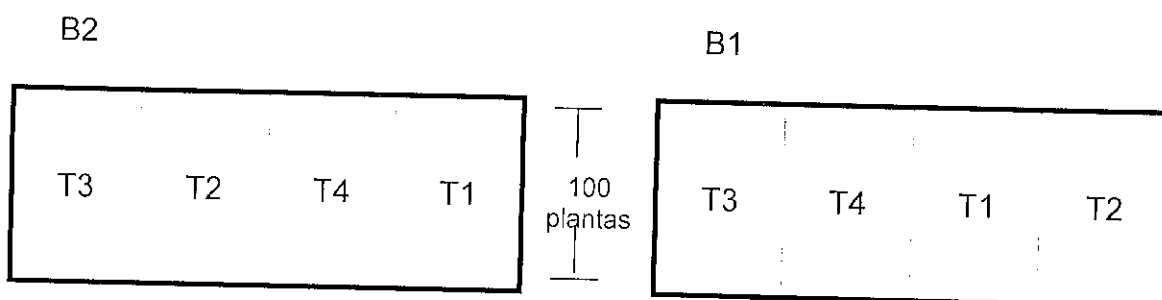
3.1.2. Diseño experimental

El experimento se realizó bajo un diseño en bloques completos al azar, empleándose como bloques dos localidades de cada uno de los viñedos y se aplicaron cuatro tratamientos, con unidades experimentales de 640 y 608 m² (Figura 2). Las variables respuesta evaluadas fueron: índice de agallamiento (IA) y número de J2, la información obtenida se analizó utilizando el paquete Estadístico SAS.

Viñedo Don Enrique: variedad Red Globe (4 años); 4 m entre hileras y 1.40 m entre plantas



Viñedo Carmel: variedad Superior (4 años); 4 m entre hileras y 1.60 m entre plantas.



Viñedo Alta: variedad Red Globe (10 años); 3.8 m entre hileras y 1.60 m entre plantas.

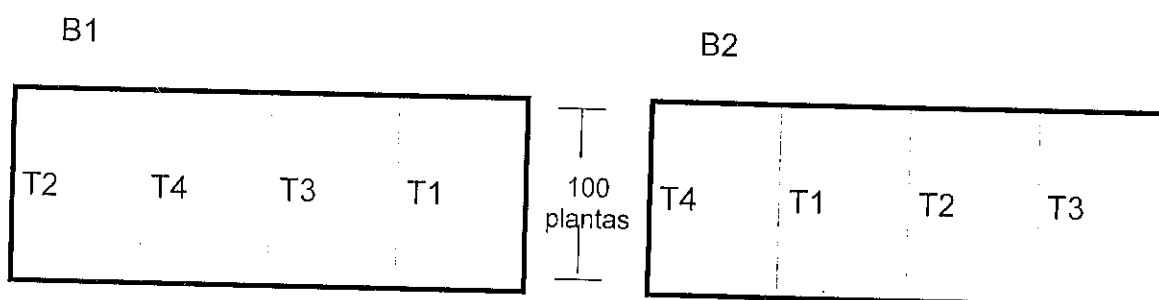


Figura 2. Distribución de los tratamientos en campo. T1 = 25 l/ha QL Agri 35, T2 = 30 l/ha QL Agri 35, T3 = 30 l/ha Ditera y T4 = Testigo absoluto.

B1 y B2 = Bloque 1 y 2.

3.1.3. Características de los viñedos

Don Enrique

Está plantado con la variedad Red Globe de cuatro años de edad, a una distancia de 4 m entre hileras y 1.40 m entre plantas, cada franja o hilera tiene 100 plantas, en total tiene 1,785 plantas por hectárea.

El sistema de tutoreo es cordón bilateral, el cual consiste en poner tutores de madera de 2.5 m tratados con resina a una distancia de 2.80 m, con dos alambres acerados en la parte inferior y en la parte superior tiene dos alambres en cada lado de la bifurcación. El alambre que se emplea debe ser acerado para evitar que se reviente con el peso de las plantas.

El sistema de riego es por goteo, cada gotero está a una distancia de 80 cm con un gasto por gotero de 2.3 l/hr y se riega durante 3 horas a diario, excepto en la época de producción que es necesario regar durante 8 horas.

El suelo es arcillo-arenoso con problemas de sales, por lo cual aplican yeso agrícola, ácido carboxílico ó ácido maleíco. La fertilización consiste en aplicar composta.

La cosecha de esta variedad es del 15 de junio a la 1ª semana de julio y el indicador de cosecha es que la uva tenga de 14 – 16.5° brix para consumo en fresco y 19° brix para uva industrial.

Carmel

Las parras de este viñedo son de la variedad Superior de cuatro años de edad y están plantadas a una distancia de 4 m entre hileras y 1.60 m entre plantas, cada franja con 100 plantas.

El tutoreo empleado es sistema de telégrafo de entrenamiento, el cual es de metal y con la forma de un poste de teléfono con 4 alambres en la parte superior. La desventaja de este sistema es que disminuye el paso de la luz por lo que parte del follaje se amarillea y por lo tanto disminuye la fructificación.

La variedad Superior es más precoz que la Red Globe, por ello en este viñedo se cosecha en la primera quincena del mes de mayo, prácticamente cuando no hay uva de mesa, lo cual beneficia con un excelente precio de venta en el mercado de exportación. El sistema de riego, tipo de suelo y la fertilización es igual al del viñedo Don Enrique.

Alta

La plantación de esta localidad es de la variedad Red Globe de diez años de edad, a una distancia de 3.8 m entre hileras y 1.60 m entre plantas, cada franja con 100 plantas.

Las características del manejo del sistema de tutoreo, tipo de suelo, sistema de riego, fertilización y la fecha de cosecha es semejante a las descritas en el viñedo Don Enrique.

Cabe aclarar que en los tres viñedos se tiene un estricto control de malezas, plagas y enfermedades, con el empleo de productos químicos autorizados por la EPA. Así mismo, realizan la cosecha con mano de obra capacitada para garantizar que se cubran los requisitos que debe tener la uva de mesa para exportación, los cuales son:

- Tamaño del racimo: $\frac{3}{4}$ de lb (300 g)
- Tamaño de la baya: 10/16 de pulgada
- 14 – 16° brix
- 90% del color típico
- <5% en defectos: bayas de menor tamaño al requerido, con raspaduras de insectos, uvas podridas, etc.

También tienen especial cuidado durante la poda, realizándose con personal capacitado, pues de esto dependerá que haya una buena fructificación para el siguiente año.

3.1.4. Eficacia biológica de compuestos antinematodos

3.1.4.1. Tratamientos

Los tratamientos se aplicaron al momento de la floración de las vides, en cada área que moja el gotero del sistema de riego se agregaron 150 ml de la suspensión de cada tratamiento (Cuadro 2).

Cuadro 2. Tratamientos que se aplicaron en campo.

Tratamientos	Producto	Dosis (l/ha)
T1	QL Agri 35	25
T2	QL Agri 35	30
T3	Ditera ES	30
T4	Testigo absoluto	

Se realizó una segunda aplicación con los mismos tratamientos a los 125 días después de haberse aplicado la primera vez en el viñedo Carmel, y a los 145 días después de la primera aplicación en los viñedos Don Enrique y Alta.

3.1.4.2. Toma de muestras

Los muestreos se realizaron antes de la aplicación de los tratamientos y los demás aproximadamente a los 30 y 60 días después de la primera y segunda aplicación de los tratamientos, respectivamente.

En cada tratamiento se tomaron ocho muestras compuestas aleatorias de suelo y raíces (de cinco submuestras), a los 30 cm de profundidad con la ayuda de una barrena.

Una vez mezcladas las submuestras "in situ", las muestras definitivas fueron puestas en bolsas de plástico de 2 kg y se etiquetaron, para posteriormente ser procesadas en el Laboratorio de Nematología de la Universidad Autónoma Chapingo.

3.1.4.3. Extracción de los nemátodos

La extracción de los nemátodos del suelo se llevó a cabo con el método de tamizado centrifugado. Las raíces fueron lavadas con agua para observar el porcentaje de agallas, después se cortaron en trozos de 1 cm y se colocaron en la cámara nebulizadora para extraer los J2, los cuales se emplearon en el experimento de laboratorio.

La técnica del tamizado y centrifugado de Cobb consiste en lo siguiente:

1. Mezclar el suelo.
2. Colocar 100 cm³ del suelo en una cubeta con agua.
3. Agitar la suspensión por 20 segundos y permitir que el suelo se sedimente por 30-40 segundos.
4. Decantar el sobrenadante sobre un tamiz malla 35 empotrado a su vez en otros, en serie, de malla 60, 100, 200, 325 y 400.
5. Desechar el contenido del tamiz malla 35 y 60.
6. Arrastrar con agua los desechos y nematodos retenidos sobre la malla del tamiz de 100, 200 y 325 al de 400 y transferirlos a un vaso de precipitado de 150 ml.
7. Vaciar la suspensión a los tubos de centrifuga de 50 ml.
8. Agregar 1 g de Caolín a la suspensión y agitar.
9. Colocar los tubos en el cabezal de la centrifuga, asegurándose que los pesos de los tubos estén balanceados.
10. Centrifugarlos a 3500 rpm durante 5 minutos.
11. Decantar el agua de los tubos (los nematodos se encuentran en el precipitado al fondo de los tubos).
12. Agregar a los tubos de la centrifuga 25 ml de solución azucarada, resuspender los nematodos con la varilla del batidor motorizado o el mezclador vibratorio.
13. Centrifugar durante 3 minutos a 3500 rpm. Los nematodos permanecerán suspendidos en la solución azucarada. No utilizar el freno

de las centrifugas, ya que con ello se produce una vibración, lo suficiente intensa como para derramar el precipitado.

14. Decantar la solución azucarada conteniendo los nemátodos en un tamiz malla 400.

15. Enjuagar y arrastrar a los nemátodos del tamiz de malla 400 para transferirlos a un vaso de precipitado de 150 ml.

3.1.4.4. Variables respuesta

Las variables respuesta que se evaluaron fueron: índice de agallamiento (IA) en las raíces y número de J2 en 100 g de suelo.

Para determinar el IA se utilizó la siguiente escala:

0: 0 % de agallas

1: 1 a 5 % de agallas

2: 5.1 a 20 % de agallas

3: 20.1 a 50 % de agallas

4: 50.1 a 100 % de agallas

5: 100 % de agallas

3.2. Trabajos de invernadero

3.2.1. Primer bioensayo

Se transplantaron plantas de sandía de la variedad Improved Peacock de 20 días de edad en bolsas de plástico de 2000 ml, que contenían suelo franco-arcilloso estéril. Se inoculó el suelo de cada una de las plantas con 165 J2 e inmediatamente se aplicaron los tratamientos (Cuadro 3). Las plantas fueron regadas cada tercer día.

Cuadro 3. Tratamientos aplicados en la fase de invernadero.

Tratamientos	Producto	Dosis
T1	QL Agri 35	3500 ppm
T2	QL Agri 35	5000 ppm
T3	Ditera ES	1925 ppm
T4	Horticplus	2 g/maceta
T5	Endospor	2 g/maceta
T6	Terbufos	50 ppm
T7	Testigo con inóculo	
T8	Testigo sin inóculo	

El experimento se realizó en un Diseño Completamente al Azar (DCA) con 8 tratamientos, 6 repeticiones y 1 planta por unidad experimental.

A las seis semanas después de haberse aplicado los tratamientos se evaluaron las siguientes variables respuesta: peso fresco de la parte aérea (PFA), peso fresco de la raíz (PFR), índice de agallamiento (IA) y número de J2 (J2).

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 Nematología de la Universidad Autónoma Chapingo, en donde se pesaron. Las raíces se lavaron previo al pesaje. Una vez pesadas se determinó el IA, empleando la misma escala que en la fase de campo.

3.2.2. Segundo bioensayo

Se estableció con el propósito de determinar si el efecto de los productos antinematodos varía de un cultivo a otro, por lo que en este bioensayo la única diferencia con respecto al primero, es que se emplearon plantas de papa de la variedad Alpha con una talla de 10 cm. Las plantas en un inicio fueron regadas cada tercer día, pero conforme se incrementó el follaje, fue necesario regar todos los días.

Los tratamientos, la densidad de inóculo y la evaluación fueron de manera similar al primer bioensayo. Además de las variables respuesta consideradas en el bioensayo anterior, se consideró en este caso el peso fresco del fruto (PFF).

3.3. Trabajos en laboratorio (*in vitro*)

En microsiracusas debidamente etiquetadas se colocó una gota de agua destilada y en esta última 10 juveniles (J2) de *Meloidogyne* spp., los cuales fueron extraídos de las raíces recolectadas en los muestreos realizados en campo, utilizando la cámara nebulizadora. Posteriormente se agregó 1 ml de la suspensión del tratamiento correspondiente a la microsiracusa. Los tratamientos se describen en el Cuadro 4.

Cuadro 4. Tratamientos evaluados en el Laboratorio.

Tratamientos	Producto	Dosis
T1	QL Agri 35	2000 ppm
T2	QL Agri 35	3500 ppm
T3	QL Agri 35	5000 ppm
T4	Ditera ES	1925 ppm
T5	Aldicarb	10 ppm
T6	Aldicarb	20 ppm
T7	Agua destilada o testigo	

Se realizaron 2 repeticiones de cada tratamiento y en total se usaron 14 microsiracusas para la evaluación, después de 24 horas. Se montó otro experimento con las mismas características para evaluar a las 48 horas, porque en algunos tratamientos no se tenía el resultado esperado y se decidió dejar transcurrir más tiempo para ver si el efecto de los productos mejoraba.

La evaluación consistió en observar el número de J2 que habían cesado de moverse (% inmovilización) al transcurrir 24 y 48 horas de incubación. Los J2 inmóviles fueron transferidos a otra microsiracusa con agua aereada y por espacio de 24 horas; al término de este tiempo se observó si algún J2 había recuperado el movimiento.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Trabajo de campo

4.1.1. Eficacia biológica de compuestos antinematodos

Don Enrique

Índice de agallamiento:

El índice de agallamiento observado antes de que se realizaran las aplicaciones de los tratamientos, fluctuó entre un 83 a 87% en promedio (Fecha 1), y no hubo diferencia significativa entre las unidades experimentales que fueron destinadas para aplicar los tratamientos (Figura 3).

A los 30 días después de la primera aplicación de los tratamientos (DD1A) o Fecha 2, el síntoma se redujo al rango de 28 a 40% de agallas en promedio para todos los tratamientos e incluso en el testigo, y no hubo diferencia significativa entre los tratamientos. La disminución de agallas en el testigo se explica porque este muestreo coincidió con la etapa de emisión de las nuevas

raíces por parte de las parras. En contrastes ortogonales y para esta fecha, el promedio del porcentaje de agallas del QL Agri 35 de ambas dosis (25 y 30 l/ha) fue más alto que en el Ditera (30 l/ha), con $\alpha = 0.10$; con esta misma prueba, al contrastar el promedio de agallas de los tratamientos contra el testigo y al comparar el porcentaje de agallas de ambas dosis del QL Agri 35, no hubo diferencia significativa entre ellos (Figura 3).

Los resultados obtenidos en la Fecha 2 demuestran que el mejor tratamiento fue el Ditera (30 l/ha) en cuanto a supresividad poblacional de *Meloidogyne* spp., en base a ello coincidimos con Solís (2002) puesto que este producto además de suprimir las poblaciones de los nematodos indujo el desarrollo radical de las plantas.

A los 60 DD1A (Fecha 3), el índice de agallamiento aumentó hasta un rango de 45 a 48% en promedio, con respecto al observado a los 30 DD1A y no hubo diferencia significativa entre los tratamientos (Figura 3). El poco efecto de lo nematicidas se pudo deber, en parte, al lavado del producto por el agua de riego, lo cual se facilitó aún más por el tipo de suelo que es muy arenoso.

Transcurridos 30 días después de la segunda aplicación (DD2A) ó Fecha 4, nuevamente se redujo el porcentaje de agallas (hasta 10 a 22% en promedio) en las plantas tratadas, mientras que en el testigo fue de 54% de agallas en promedio. Según la prueba de Dunnett ($\alpha = 0.05$), todos los tratamientos son diferentes al testigo; en contrastes ortogonales se respalda lo anterior, puesto

que hay diferencia significativa ($\alpha = 0.01$) al comparar el porcentaje de agallas en promedio de los tratamientos contra el testigo. Hubo diferencia significativa con $\alpha = 0.10$ al comparar el porcentaje de agallas en promedio del QL Agri 35 contra el Ditera, siendo menor el porcentaje de agallas con QL Agri 35; por lo tanto diferimos de los resultados obtenidos por Urzúa y Magunacelaya (1996) al afirmar que el extracto de Quillay no tuvo efecto nematocida. No hubo diferencia significativa al comparar ambas dosis del QL Agri 35 (Figura 4).

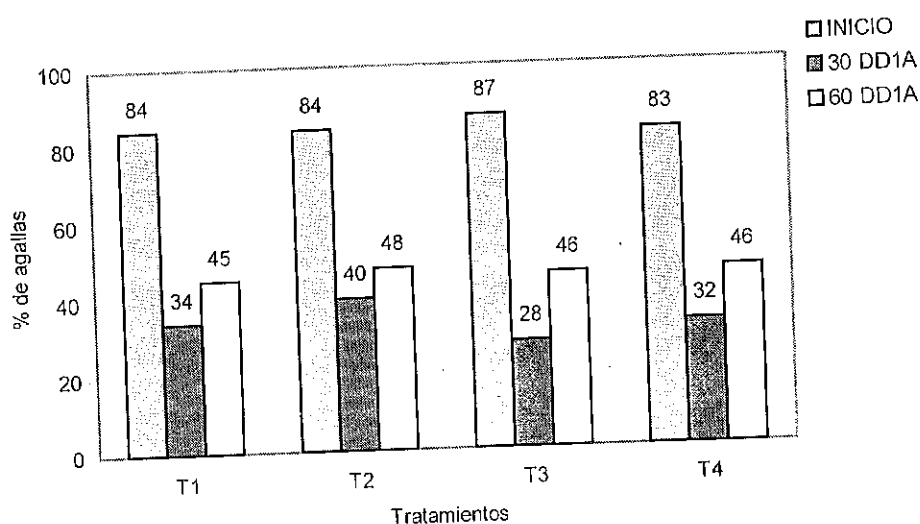


Figura 3. Índice de agallamiento en vid antes y después de la primera aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos: T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo.

A los 60 DD2A (Fecha 5) el índice de agallamiento manifestó un ligero aumento (18 a 33% en promedio) en las vides tratadas y el testigo tuvo 64% de agallas en promedio. Con un nivel de significancia $\alpha = 0.01$, se observó que todos los tratamientos son diferentes al testigo. En contrastes ortogonales al comparar el

índice de agallas de ambas dosis del QL Agri 35, se observó que fue menor el porcentaje de agallas a la dosis de 25 l/ha, con significancia estadística $\alpha = 0.10$. Mientras que no hubo diferencia significativa al comparar el porcentaje de agallas en promedio del QL Agri 35 contra el Ditera (Figura 4).

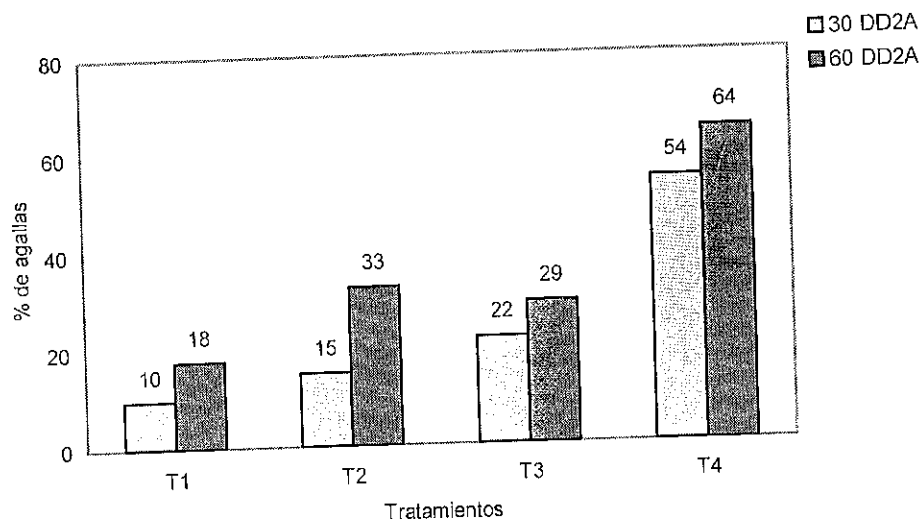


Figura 4. Índice de agallamiento en vid después de la segunda aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos: T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo.

Los resultados de estas cinco fechas de muestreo indican que los productos empleados tienen efecto los primeros 30 días después de la aplicación de los tratamientos, este corto período de protección se pierde probablemente por el lavado que sufren por el agua de riego en el suelo arenoso.

En la combinación fecha-tratamiento, al comparar el porcentaje de agallas con relación a las diferentes fechas, se observó menor porcentaje de agallas en las

fechas 4 (día 173), 2 (día 33), 5 (día 197) y 3 (día 63), que en la fecha 1 (Tukey, $\alpha = 0.05$); lo anterior es lógico, pues en la fecha 1 aún no se aplicaban los tratamientos (Figura 5).

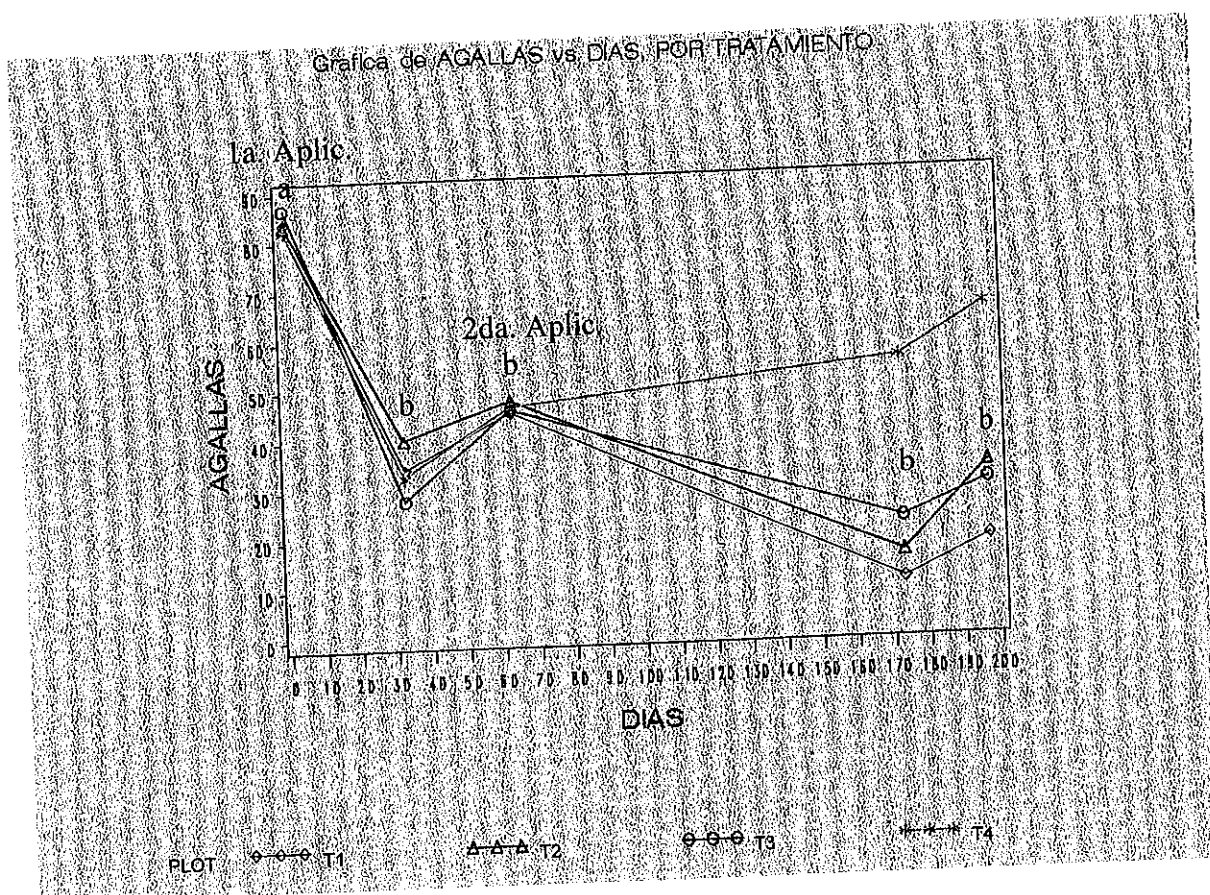


Figura 5. Índice de agallamiento en vid vs. días, por tratamiento: T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo. Medias con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($\alpha = 0.05$).

Al contrastar el promedio del porcentaje de agallas de los tratamientos en las 5 fechas contra el testigo, con un nivel de significancia $\alpha = 0.01$, se observó que los tratamientos tuvieron un efecto diferente al testigo. Mientras que al comparar

el porcentaje de agallas del QL Agri 35 en ambas dosis, se tuvo menor índice de agallamiento a la dosis de 25 l/ha, con $\alpha = 0.05$. Al contrastar el porcentaje de agallas en promedio del QL Agri 35 contra el Ditera no hubo diferencia significativa (Figura 5).

Número de juveniles estadio 2 (J2):

El número de J2 obtenidos del suelo antes de aplicar los tratamientos (Fecha 1), fluctuó de 530 a 670 J2 en promedio y no hubo diferencia significativa entre las unidades experimentales que se destinaron para aplicar los tratamientos (Figura 6).

A los 30 DD1A (Fecha 2) el número de J2 se redujo, fluctuando en un rango de 140 a 290 J2 en promedio en las franjas tratadas y el en el testigo se extrajeron 410 J2 en promedio. Según la prueba de Dunnett ($\alpha = 0.05$), hubo diferencia significativa entre los tratamientos de QL Agri 35 (30 l/ha) y Ditera (30 l/ha) con respecto al testigo. Al analizar los contrastes ortogonales, se observó que el promedio de J2 de los tratamientos fue diferente al testigo, con $\alpha = 0.01$; al contrastar el número de J2 en promedio del QL Agri 35 contra el Ditera también hubo diferencia significativa con $\alpha=0.10$, siendo menor el número de J2 en el tratamiento con Ditera; mientras que el promedio de J2 del QL Agri 35 en ambas dosis fue similar (Figura 6).

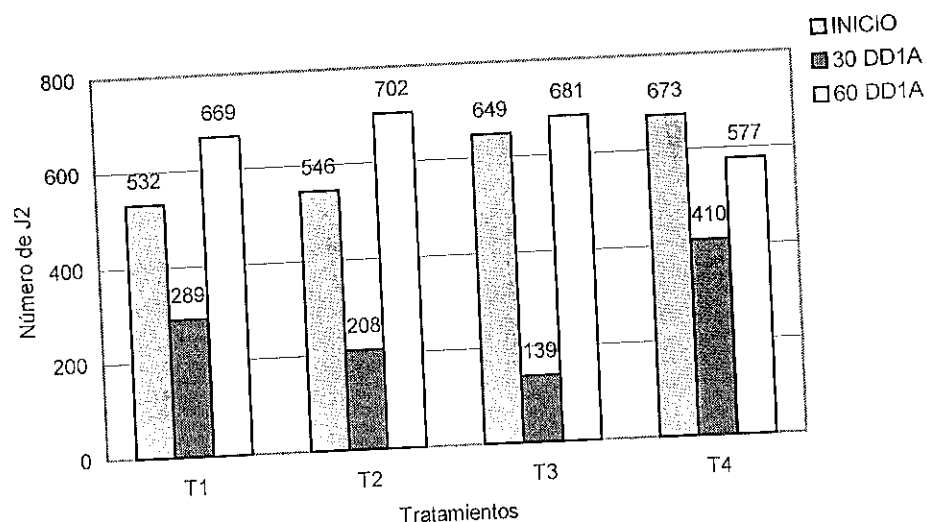


Figura 6. Número de J2 en vid antes y después de la primera aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos: T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo.

Después de los 60 DD1A (Fecha 3) el número de J2 aumentó a un rango de 580 a 700 J2 en promedio, lo cual pudo deberse, en parte, al lavado del producto nematicida por el agua de riego. El testigo tuvo el menor número de J2, lo cual se explica por las pocas raíces funcionales que presentaban las plantas; mientras que en las vides tratadas, quizás el aumento de J2 se debió a que el nematodo al tener más raíces para alimentarse incrementa su población, lo cual en parte fue favorecido por los productos aplicados que probablemente también estimulan la emisión de nuevas raicillas, como es el caso del QL Agri 35. En contrastes ortogonales, se observó que en el promedio de J2 de los tratamientos contra el testigo hubo diferencia significativa con $\alpha = 0.01$; en tanto, no hubo diferencia significativa al comparar el número de J2 en promedio

del QL Agri 35 contra el Ditera, ni al comparar ambas dosis del QL Agri 35 (Figura 6).

Transcurridos 30 DD2A (Fecha 4) se observó nuevamente que disminuyó la población de J2 (265 a 380 J2 en promedio) en las franjas tratadas, mientras que en el testigo fue de 1810 J2 en promedio. Todos los tratamientos fueron diferentes al testigo, (Dunnett, $\alpha = 0.05$). En contrastes ortogonales, al comparar el número de J2 en promedio de los tratamientos con respecto al testigo, se observó que hubo diferencia significativa con $\alpha = 0.01$; no hubo diferencia significativa al comparar el número de J2 en promedio del QL Agri 35 contra el Ditera, y tampoco al comparar ambas dosis del QL Agri 35 (Figura 7).

A los 60 DD2A (Fecha 5) se observó un ligero aumento en el número de J2 (605 a 1025 J2 en promedio) en las parras tratadas y en el testigo fue de 2950 J2 en promedio, con respecto al obtenido a los 30 DD2A, con significancia $\alpha = 0.01$ se observó que el número de J2/100 g de suelo en promedio de los tratamientos es diferente al testigo. No hubo diferencia significativa al comparar el promedio de J2 del QL Agri 35 contra el Ditera, ni en la comparación de ambas dosis de QL Agri 35 (Figura 7).

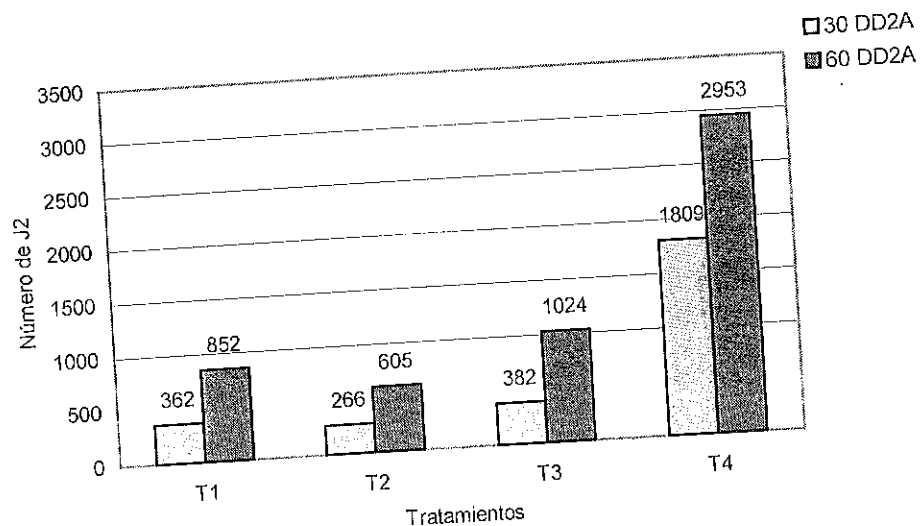


Figura 7. Número de J2 en vid después de la segunda aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos: T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha.), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo.

Nuevamente se observó que la efectividad de los productos empleados fue durante los primeros 30 días después de aplicar los tratamientos, puesto que 60 días después de la aplicación se incrementa la población de J2 como consecuencia del lavado de los productos por el agua de riego.

Al comparar el número de J2 obtenidos en las diferentes fechas, se observó menor cantidad de J2 en las fechas 2 (día 33), 1(día 1), 3(día 63) y 4(día 173), que en la fecha 5(día 197), según la prueba Tukey, $\alpha = 0.05$, aunque visualmente no corresponde lo anterior, pero es importante señalar que en las medias correspondientes a número de J2 para las fechas 4 y 5 influye mucho el alto número de J2 extraídos en el testigo. Los productos que se aplicaron

estimularon la formación de nuevas raíces, principalmente el QL Agri 35, y el nematodo al tener mayor cantidad de raíces para alimentarse incrementa la población (Figura 8).

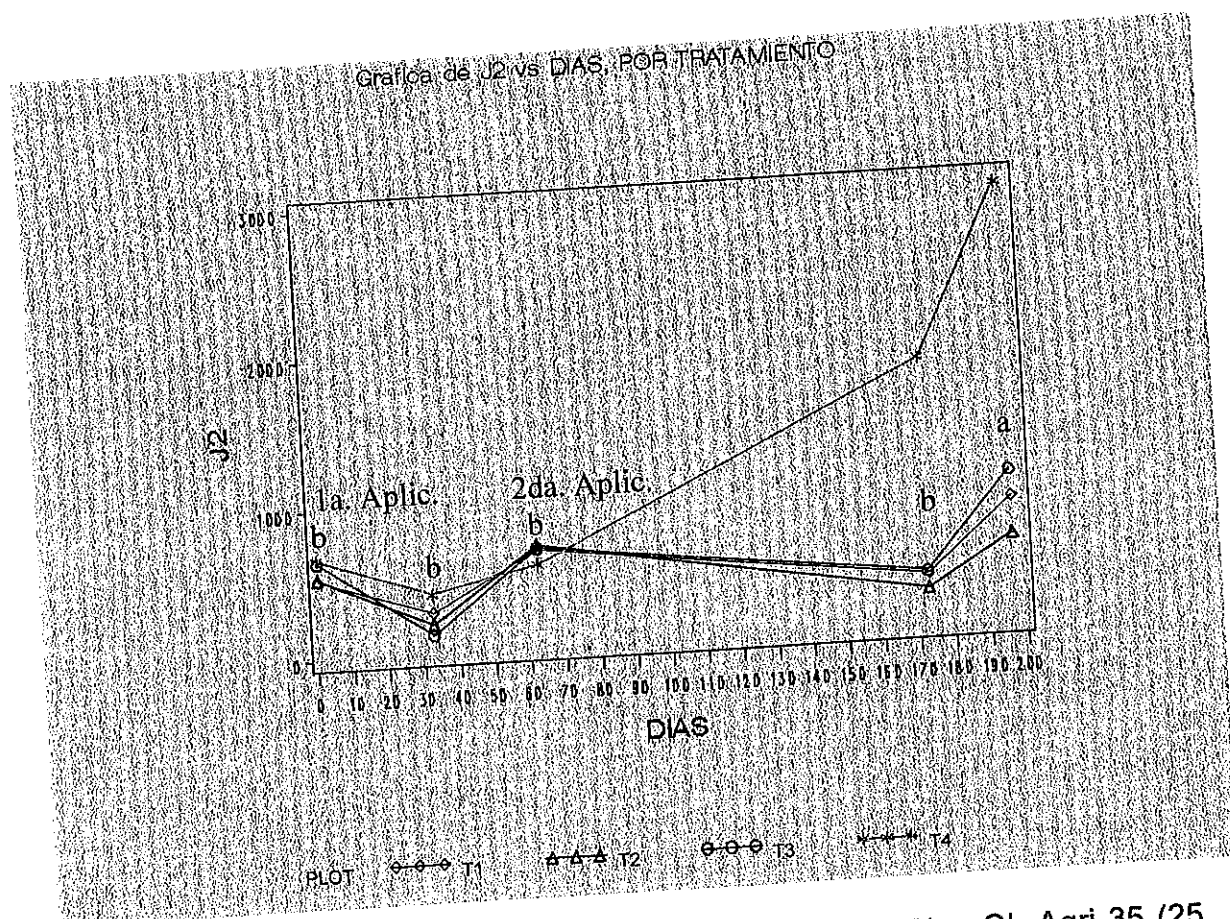


Figura 8. Número de J2 en vid vs. días, por tratamiento: T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha.), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo. Medias con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($\alpha = 0.05$).

En las muestras de raíz tratadas con Ditera también se observó la formación de nuevas raíces y coincidimos con Solís (2002) pues este producto además de suprimir las poblaciones de nematodos, induce el desarrollo radical de las plantas.

Al contrastar el número en promedio de J2 obtenidos en los tratamientos en las 5 fechas contra el testigo, se observó que todos los tratamientos son diferentes al testigo con significancia estadística $\alpha = 0.01$; mientras que al comparar el número de J2 en promedio del QL Agri 35 contra el Ditera y ambas dosis del QL Agri 35, no se observó diferencia significativa entre ellos (Figura 8).

Carmel

Índice de agallamiento:

El índice de agallamiento observado antes de que se aplicaran los tratamientos, fluctuó entre un 49 a 70% en promedio (Fecha 1) y hubo diferencia significativa con $\alpha = 0.05$ en cuanto al porcentaje de agallas observado en las unidades experimentales que se destinaron para los tratamientos (Figura 9).

A los 30 DD1A (Fecha 2) el síntoma se mantuvo en un rango de 52 a 62% en promedio y no hubo diferencia significativa entre los tratamientos; el efecto similar de los tratamientos en estas dos fechas quizás pueda deberse a que la variedad Superior sea más susceptible al ataque de los nematodos (Figura 9).

Después de 60 DD1A (Fecha 3), el índice de agallamiento se mantuvo en un 63 a 66% en promedio y al igual que en la fecha anterior, todos los tratamientos fueron iguales (Figura 9).

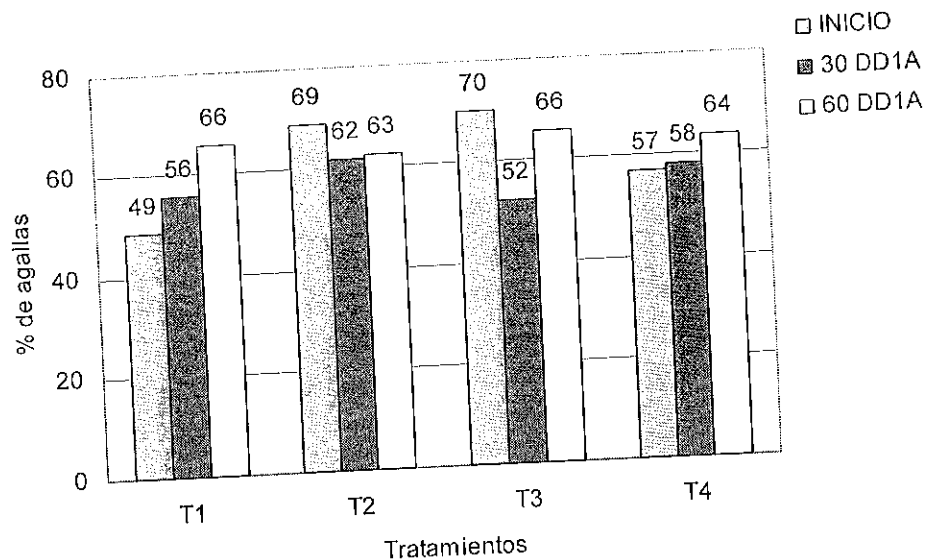


Figura 9. Índice de agallamiento en vid antes y después de la primera aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos: T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo.

Según lo observado en estos tres muestreos, con la aplicación de los productos no disminuyó el porcentaje de agallas, lo cual se debe en parte a que hubo poca proliferación de raíces nuevas y a que quizás el estado biológico del nematodo que es susceptible (J2) no coincidió con el momento de la aplicación de los tratamientos.

Al transcurrir 30 DD2A (Fecha 4), se observó que en algunos tratamientos disminuyó el porcentaje de agallas y en otros se mantuvo, estas fluctuaron entre un 35 a 64% en promedio en las franjas de vid tratadas y en el testigo se observó el 78% de agallas en promedio. Los tratamientos con Ditera y QL Agri 35 (30 l/ha) tuvieron el menor porcentaje de agallas en comparación al testigo,

con significancia estadística $\alpha = 0.05$. Los contrastes ortogonales indicaron que el porcentaje de agallas en promedio de los tratamientos es diferente al testigo con $\alpha = 0.01$; con la misma significancia estadística, el efecto de ambas dosis del QL Agri 35 fue diferente, siendo menor el porcentaje de agallas a la dosis de 30 l/ha; en tanto, el índice de agallas en promedio del QL Agri 35 con respecto al Ditera tuvo un comportamiento similar (Figura 10).

A los 60 DD2A (Fecha 5) el índice de agallamiento disminuyó (23 a 31% en promedio) en las franjas de vid tratadas y el testigo tuvo 80% de agallas en promedio. El índice de agallas en promedio de los tratamientos fue diferente al testigo, con significancia estadística $\alpha = 0.01$. No hubo diferencia significativa al contrastar el porcentaje de agallas en promedio del QL Agri 35 contra el Ditera, ni al comparar el índice de agallas del QL Agri 35 en ambas dosis (Figura 10).

En estos dos últimos muestreos correspondientes a la segunda aplicación de los tratamientos, se observó que se redujo el porcentaje de agallas en las plantas tratadas, siendo más drástico con QL Agri 35 (30 l/ha) y con Ditera (30 l/ha), lo cual se debe a que en estas fechas se observó mayor cantidad de raíces nuevas. A los 60 DD2A continuó disminuyendo el porcentaje de agallas, lo cual no sucedió a los 60 DD1A; lo anterior puede deberse a que después de la segunda aplicación de los tratamientos, la variedad Superior fue capaz de promover el desarrollo radical de las plantas.

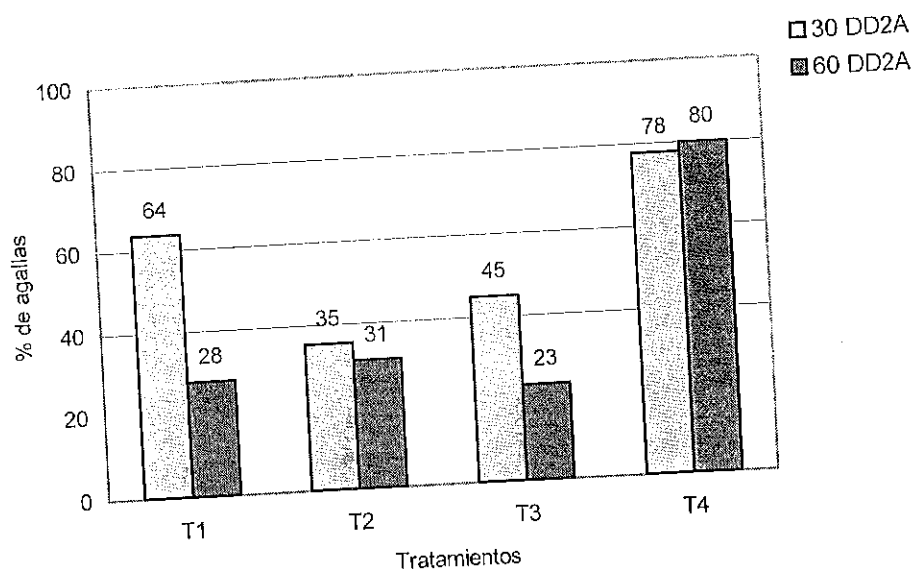


Figura 10. Índice de agallamiento en vid después de la segunda aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos: T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo.

El análisis combinado del índice de agallamiento para las diferentes fechas y con la prueba Tukey ($\alpha = 0.05$), dió como resultado que el porcentaje de agallas de los tratamientos tuvo un comportamiento similar en las cinco fechas de muestreo. Con la prueba Dunnett ($\alpha=0.05$) se observó que todos los tratamientos fueron diferentes al testigo; lo anterior también es respaldado por los contrastes ortogonales con $\alpha = 0.01$. No hubo diferencia significativa al contrastar el índice de agallas en promedio del QL Agri 35 contra el Ditera, ni al comparar el QL Agri 35 en ambas dosis (Figura 11).

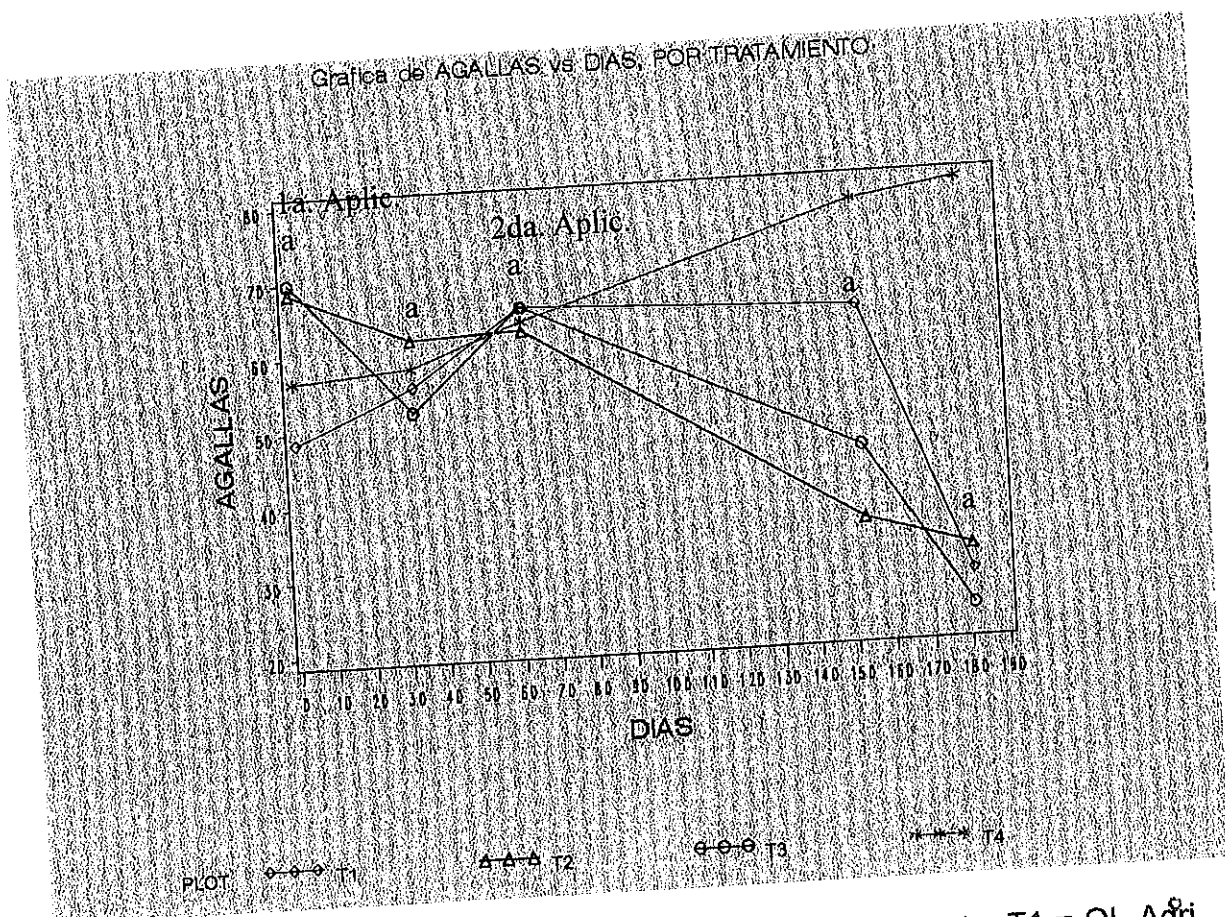


Figura 11. Índice de agallamiento en vid vs. días, por tratamiento: T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha.), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo. Medias con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($\alpha = 0.05$).

Número de juveniles estadio 2 (J2):

El número de J2 extraídos del suelo antes de aplicar los tratamientos (Fecha 1) fluctuó de 281 a 507 J2 en promedio y no hubo diferencia significativa entre las unidades experimentales que se destinaron para los tratamientos (Figura 12).

A los 30 DD1A (fecha 2) el número de J2 se redujo al rango de 127 a 238 J2 en promedio en las franjas de vid tratadas y en el testigo; en este último quizás disminuyó la población de nematodos por la muerte de las raíces afectadas y a que tenía pocas raíces funcionales. Con la prueba de Dunnett ($\alpha = 0.05$) se observó que el único tratamiento que fue diferente al testigo es el QL Agri 35 en su dosis de 30 l/ha. Al analizar los contrastes ortogonales se observó que el número de J2 en promedio de los tratamientos es diferente al testigo, con $\alpha = 0.10$; así mismo, hubo diferencia significativa ($\alpha = 0.01$) en el número de J2 en promedio del QL Agri 35 en comparación al Ditera, siendo menor el número de J2 en el tratamiento con Ditera, en este aspecto coincidimos con Solís (2002) que en el bioensayo de invernadero obtuvo el mejor efecto antinematodos con Ditera (2 g/maceta); la cantidad de J2 del QL Agri 35 fue similar en ambas dosis (Figura 12).

Después de los 60 DD1A (Fecha 3) el número de J2 aumento a un rango de 907 a 1144 J2 en promedio, lo cual como se ha dicho pudo ser, en parte, por el lavado del producto nematicida por el agua de riego y a la susceptibilidad de la variedad. Según la prueba de Dunnett ($\alpha = 0.05$), no hubo diferencia significativa entre los tratamientos. Al contrastar el número de J2 en promedio de los tratamientos con respecto al testigo, hubo diferencia significativa ($\alpha=0.05$); el número de J2 en promedio del QL Agri 35 en comparación al Ditera y del QL Agri 35 en sus dos dosis, tuvieron un comportamiento similar (Figura 12).

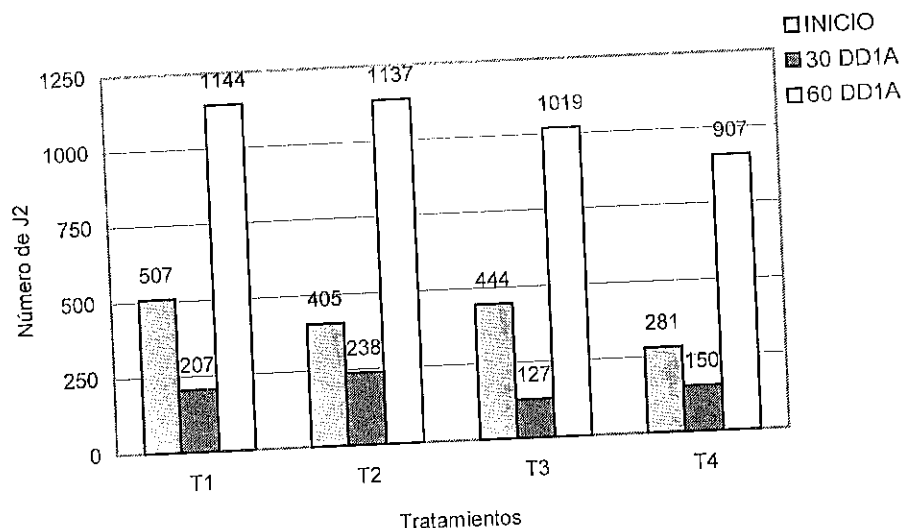


Figura 12. Número de J2 en vid antes y después de la primera aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos: T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo.

Transcurridos 30 DD2A (Fecha 4) se observó nuevamente que disminuyó la población de J2 (296 a 576 J2 en promedio) en los tratamientos, mientras que en el testigo fue de 1626 J2 en promedio. En contrastes ortogonales ($\alpha = 0.01$) se observó que el número de J2 en promedio de los tratamientos es diferente con respecto al testigo; al contrastar el número de J2 del QL Agri 35 en ambas dosis, también hubo diferencia significativa con $\alpha = 0.01$, siendo menor el número de J2 a la dosis de 30 l/ha; y al comparar el número de J2 en promedio del QL Agri 35 contra el Ditera se observó que son iguales (Figura 13).

A los 60 DD2A (Fecha 5) aumento la población de J2, fluctuando en un rango de 600 a 1150 J2 en promedio en las plantas tratadas y en el testigo fue de

2418 J2 en promedio. En contrastes ortogonales y con significancia estadística $\alpha = 0.01$, se observó que el promedio de J2 extraídos en los tratamientos fue diferente al testigo; al comparar al QL Agri 35 en ambas dosis hubo diferencia significativa con $\alpha = 0.05$, siendo menor el número de J2 a la dosis de 30 l/ha; en tanto, el promedio de J2 extraídos en las áreas tratadas con QL Agri 35 fue similar al Ditera (Figura 13).

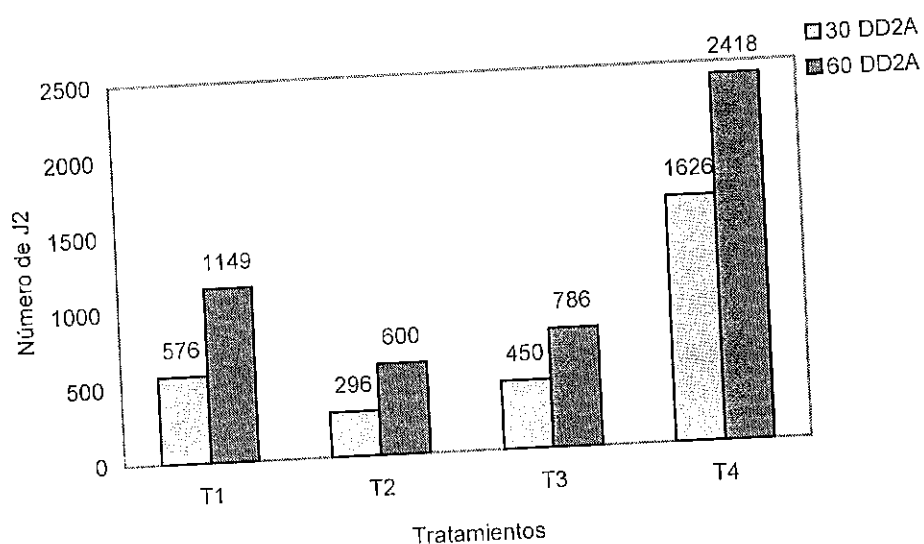


Figura 13. Número de J2 en vid después de la segunda aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos: T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo.

Como se ha señalado anteriormente, los productos empleados ejercieron control sobre los nematodos los primeros 30 días después de la aplicación de los tratamientos.

Al comparar el número de J2 extraídos del suelo en las diferentes fechas, se observó que hubo diferencia significativa con $\alpha = 0.01$. La prueba Tukey ($\alpha = 0.05$) dio como resultado que en la fecha 2 se obtuvo la población más baja de J2, la cual es estadísticamente igual a la fecha 1 y a su vez ésta es igual a la fecha 4; en la fecha 5 se obtuvo la población más alta de J2, lo cual se podría explicarse, en parte, a la poca residualidad de los productos y al lavado de los mismos por el agua de riego (Figura 14).

El análisis combinado del número de J2 con respecto a las diferentes fechas y con la prueba de Dunnett ($\alpha = 0.05$), dio como resultado que todos los tratamientos son diferentes al testigo. En contrastes ortogonales, hubo diferencia significativa ($\alpha = 0.01$) al comparar el número de J2 en promedio de los tratamientos para las 5 fechas contra el testigo; con la misma significancia estadística, se sustenta que hubo diferencia significativa al comparar ambas dosis del QL Agri 35, siendo menor el número de J2 a la dosis de 30 l/ha; en tanto, el promedio de J2 del QL Agri 35 fue similar al encontrado en Ditera (Figura 14).

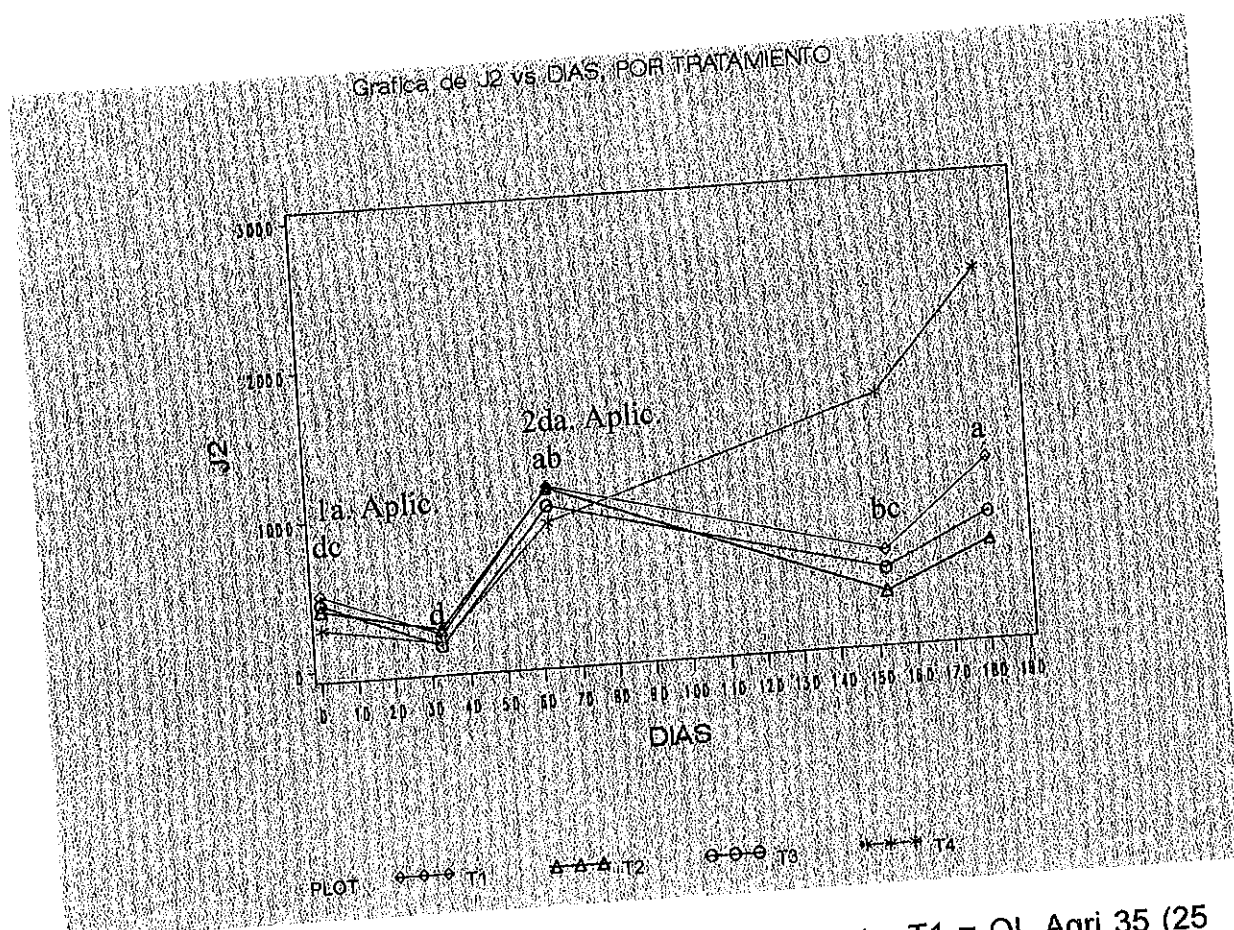


Figura 14. Número de J2 en vid vs. días por tratamiento: T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo. Medias con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($\alpha = 0.05$).

Alta

Índice de agallamiento:

El índice de agallamiento previo a la aplicación de los tratamientos, fluctuó entre un 79 a 86% en promedio (Fecha 1) y no hubo diferencia significativa en cuanto al porcentaje de agallas observado en las unidades experimentales que se destinaron para los tratamientos (Figura 15).

A los 30 DD1A (Fecha 2) el síntoma se redujo en un 43 a 56% en promedio y no hubo diferencia significativa entre los tratamientos (Figura 15). En este muestreo en el testigo también se redujo el porcentaje de agallas, influenciado probablemente porque en esta etapa la planta emite nuevas raíces, mientras que las raíces afectadas se necrozan y mueren.

Después de 60 DD1A (Fecha 3), el índice de agallamiento aumentó a un rango de 62 a 74% en promedio y al igual que en las fechas anteriores, el efecto de los tratamientos fue similar. Al contrastar el promedio de agallas de los tratamientos con respecto al testigo, hubo diferencia significativa con $\alpha = 0.10$; al comparar el porcentaje de agallas en promedio del QL Agri 35 contra el Ditera y el QL Agri 35 en ambas dosis, se observó que el índice de agallas entre ellos fue similar (Figura 15).

Nuevamente el testigo tuvo el menor porcentaje de agallas, lo cual se debe, en parte, a lo mencionado en el muestreo realizado a los 30 DD1A y a que el nematodo prefiera plantas con un sistema radical vigoroso que le permita tener alimento por más tiempo.

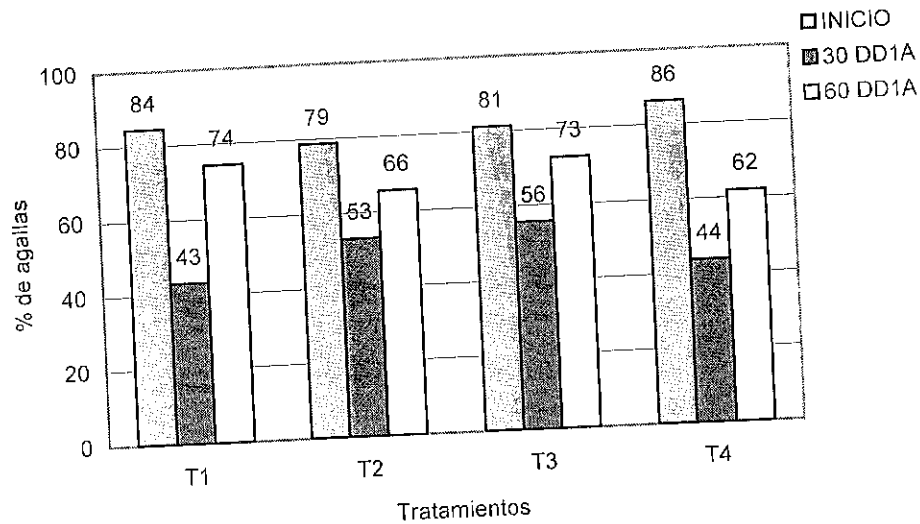


Figura 15. Índice de agallamiento en vid antes y después de la primera aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos: T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo.

Al transcurrir 30 DD2A (Fecha 4), se observó que en los tratamientos disminuyó ligeramente el porcentaje de agallas, estas fluctuaron entre un 45 a 66% en promedio y en el testigo fue del 73% en promedio. La prueba de Dunnett ($\alpha = 0.05$) dio como resultado que el QL Agri 35 (30 l/ha) fue el único tratamiento que es diferente al testigo. En contrastes ortogonales ($\alpha = 0.01$), se observó que el índice de agallas fue diferente al hacer las siguientes comparaciones: el promedio de los tratamientos contra el testigo; el promedio del QL Agri 35 contra el Ditera, siendo menor el porcentaje de agallas con QL Agri 35; y al comparar el QL Agri 35 en ambas dosis, teniéndose menos agallas a la dosis de 30 l/ha (Figura 16).

A los 60 DD2A (Fecha 5) el índice de agallamiento disminuyó, fluctuando en un 23 a 40% en promedio y en el testigo se mantuvo en un 70% en promedio, siendo el promedio de agallas de los tratamientos diferente al testigo, con significancia $\alpha = 0.01$; también el porcentaje de agallas en promedio del QL Agri 35 fue diferente al Ditera, siendo menor el índice de agallas con QL Agri 35. Al contrastar el porcentaje de agallas del QL Agri 35 en ambas dosis, se observó que tuvieron un comportamiento similar (Figura 16).

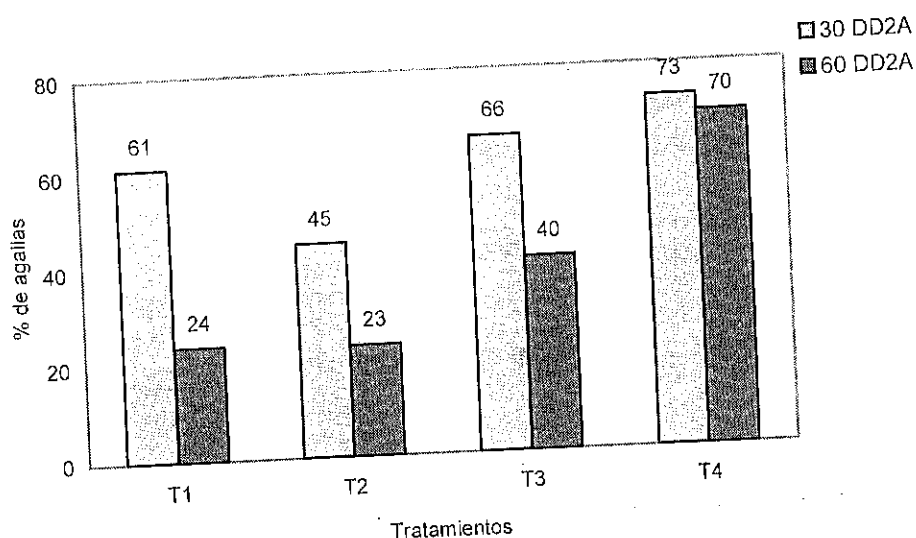


Figura 16. Índice de agallamiento en vid después de la segunda aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos: T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo.

Los resultados de los dos últimos muestreos que corresponden a la segunda aplicación de los tratamientos, indican que se redujo en ambos el porcentaje de agallas, siendo más notorio a los 60 DD2A, lo cual se debe, en parte, a la progresiva formación de raíces nuevas que es estimulado por los productos

aplicados y al efecto supresivo de los tratamientos que protege a las raíces de los nematodos.

En el análisis combinado del porcentaje de agallas en las diferentes fechas, se observó que el menor porcentaje de agallas correspondió a la fecha 5 y 2, mientras que en la fecha 1 se tuvo el mayor porcentaje de agallas (Tukey, $\alpha = 0.05$). La prueba de Dunnett ($\alpha = 0.05$) dio como resultado que sólo el QL Agri 35 a las dosis de 25 y 30 l/ha fueron diferentes al testigo. Al analizar los contrastes ortogonales con $\alpha = 0.01$, se observó que el índice de agallas en promedio de los tratamientos es diferente al testigo; así mismo, el porcentaje de agallas en promedio del QL Agri 35 es diferente al Ditera, teniéndose el menor porcentaje de agallas en los tratamientos con QL Agri 35; y no hubo diferencia significativa al comparar ambas dosis del QL Agri 35 (Figura 17).

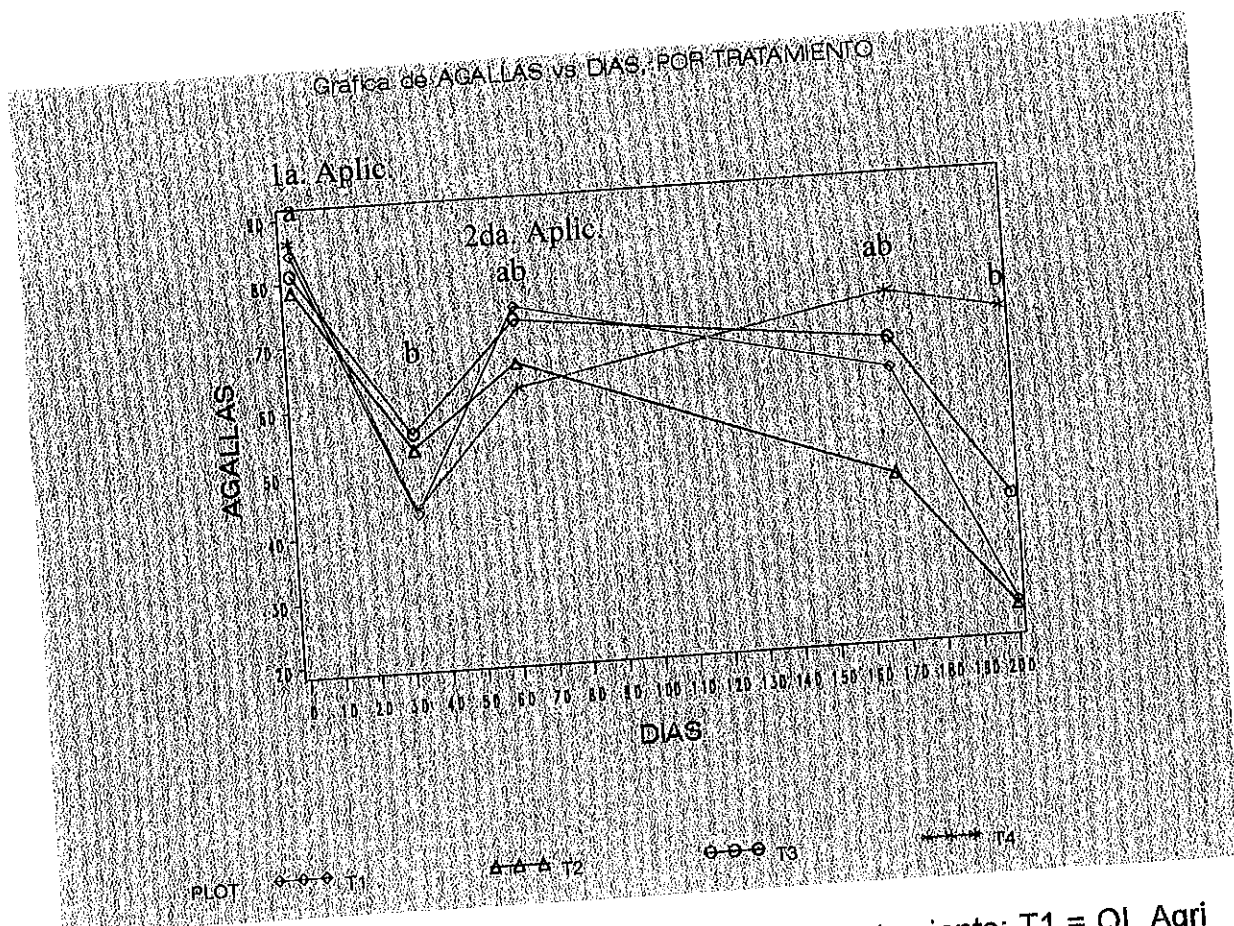


Figura 17. Índice de agallamiento en vid vs. días, por tratamiento: T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo. Medias con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($\alpha = 0.05$).

Número de juveniles estadio 2 (J2):

El número de J2 extraídos del suelo antes de aplicar los tratamientos (Fecha 1) fluctuó de 370 a 560 J2 en promedio y no hubo diferencia significativa entre las unidades experimentales que se destinaron para los tratamientos (Figura 18).

A los 30 DD1A (Fecha 2) el número de J2 extraídos se redujo drásticamente al rango de 190 a 224 J2 en promedio en las franjas de vid tratadas y el testigo; en este último se puede deber por la muerte de las raíces que estaban dañadas. Todos los tratamientos fueron iguales, pues no hubo diferencia significativa entre ellos (Figura 18).

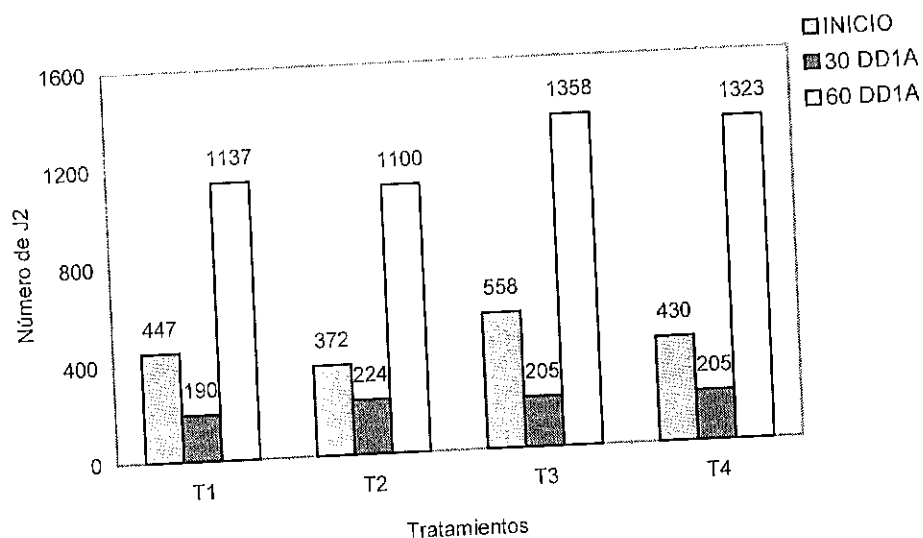


Figura 18. Número de J2 en vid antes y después de la primera aplicación (30 y 60 DD) de los tratamientos: T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo.

Después de los 60 DD1A (Fecha 3) el número de J2 aumentó a un rango de 1100 a 1360 J2 en promedio, lo cual pudo deberse al lavado de los productos nematicidas por el agua de riego. Al contrastar el número de J2 en promedio de los tratamientos con respecto al testigo y el número de J2 del QL Agri 35 en ambas dosis, se encontró que no hubo diferencia significativa entre ellos; el número de J2 en promedio del QL Agri 35 fue diferente al Ditera, siendo menor

el número de J2 con QL Agri 35, con significancia estadística $\alpha = 0.05$ (Figura 18).

Transcurridos 30 DD2A (Fecha 4) se observó nuevamente que disminuyó la población de J2, en un rango de 246 a 458 J2 en promedio para los tratamientos y en el testigo fue de 1840 J2 en promedio. En contrastes ortogonales ($\alpha = 0.01$), se observó que el número de J2 en promedio de los tratamientos es diferente al testigo; al igual que el número de J2 en promedio con QL Agri 35 es diferente al Ditera, siendo menor el número de J2 con QL Agri 35, con $\alpha = 0.05$; y no hubo diferencia significativa al contrastar el número de J2 del QL Agri 35 en ambas dosis (Figura 19).

A los 60 DD2A (Fecha 5) aumentó ligeramente la población de J2, siendo de 351 a 554 J2 en promedio para los tratamientos y de 2084 J2 en promedio en el testigo. En contrastes ortogonales ($\alpha = 0.01$), se observó que el promedio de J2 extraídos en los tratamientos es diferente al testigo; también el número de J2 en promedio de los tratamientos con QL Agri 35 fue diferente al Ditera, siendo menor el número de J2 con QL Agri 35, con $\alpha = 0.05$; y no hubo diferencia significativa al contrastar el número de J2 del QL Agri 35 en ambas dosis (Figura 19).

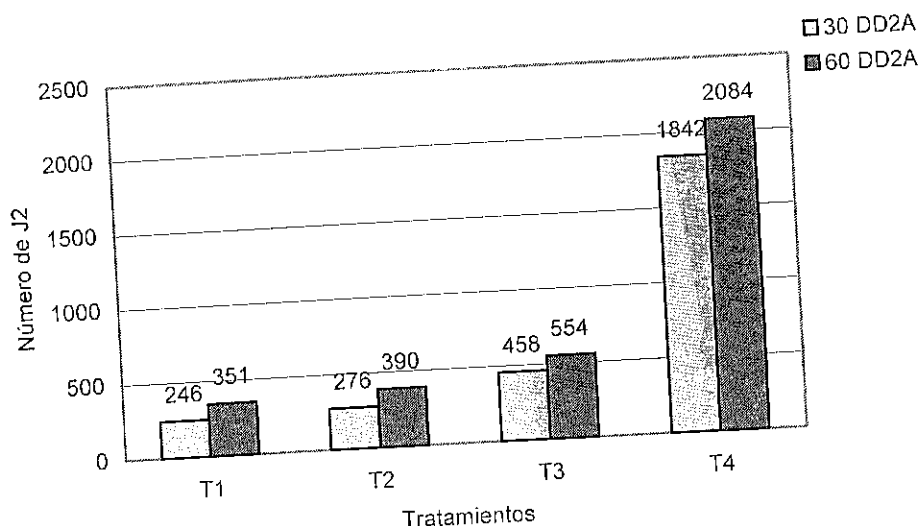


Figura 19. Número de J2 a los 30 y 60 días después de la segunda aplicación de los tratamientos: T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo.

Los resultados de los cinco muestreos indican que los productos fueron efectivos contra los J2 hasta los 30 días después de aplicar los tratamientos y después se incrementó la población. A los 60 DD2A se incrementó en un 42.6%, 41.3% y 20.9% la población de J2 en los tratamientos con QL Agri 35 a las dosis de 25 y 30 l/ha y Ditera a razón de 30 l/ha, respectivamente, a diferencia de la primera aplicación que en los mismos tratamientos se incrementó en un 498.4%, 391% y 562% el número de J2. Suponemos que esto se explica por el gran desarrollo fenológico de la planta en el umbral de la primavera, así como a la actividad de los nemátodos presentes. Sin embargo, los datos a los 60 DD2A muestran el efecto supresivo de los tratamientos

(menos agallas y menos J2 que el testigo sin tratar) en un sistema radical con desarrollo ya estabilizado.

Al comparar el número de J2 extraídos del suelo en las diferentes fechas hubo diferencia significativa entre los tratamientos, con $\alpha = 0.01$. Con la prueba Tukey ($\alpha = 0.05$), se observó que el número de J2 fue menor en la fecha 2, que a su vez es estadísticamente igual a la fecha 1, 4 y 5, y ésta última es igual a la fecha 3, que obtuvo la media más alta de J2. La prueba de Dunnett ($\alpha = 0.05$), dio como resultado que todos los tratamientos son diferentes al testigo en cuanto al número de J2 extraídos del suelo (Figura 20).

Al contrastar el número de J2 en promedio de los tratamientos para las 5 fechas contra el testigo, se observó que el promedio de J2 de los tratamientos fue diferente al testigo, con $\alpha = 0.01$; con la misma significancia estadística, se sustenta que hubo diferencia significativa al contrastar el número de J2 en promedio del QL Agri 35 en comparación al Ditera, siendo menor el número de J2 en los tratamientos con QL Agri 35; en tanto, el promedio de J2 fue igual en ambas dosis de QL Agri 35 (Figura 20).

Grafica de J2 vs DIAS, POR TRATAMIENTO

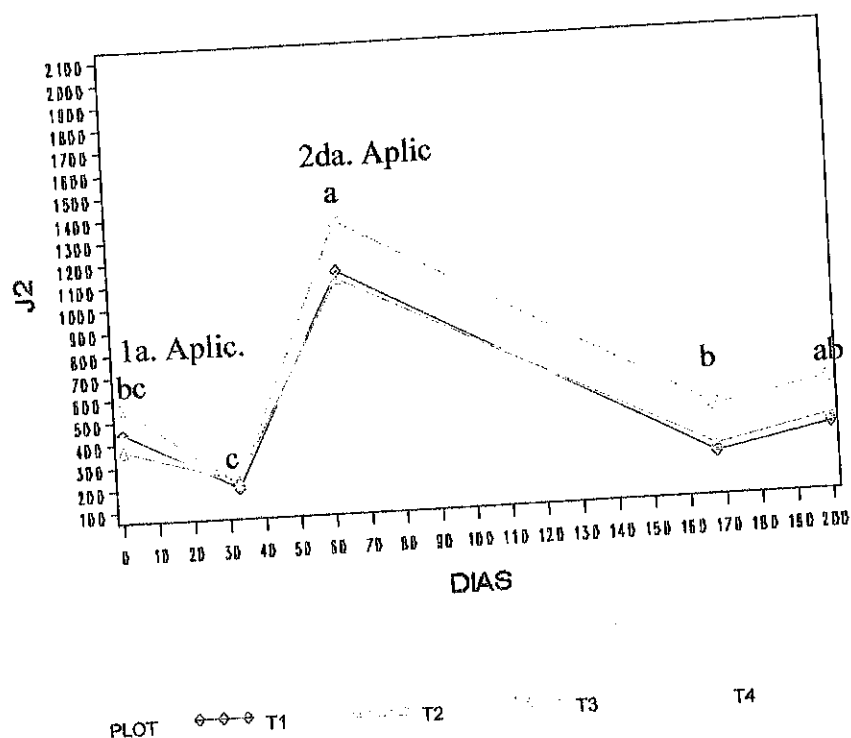


Figura 20. Número de J2 en vid vs. días, por tratamiento: T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo. Medias con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($\alpha = 0.05$).

4.1.1.1. Análisis combinado de los tres viñedos y comparación entre variedades

Índice de agallamiento:

Al analizar en conjunto los 3 viñedos en las 5 fechas con la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$), se observó que el porcentaje de agallas fue igual en las tres localidades; la misma prueba dió como resultado que el menor porcentaje de

agallas se obtuvo en la fecha 5 (60 DD2A), forman un grupo aparte las fechas 2 (30DD1A), 4 (30 DD2A) y 3 (60 DD1A) que son estadísticamente iguales y queda en un grupo aparte la fecha 1, en ésta última fecha se tuvo el mayor porcentaje de agallas porque aún no se aplicaban los tratamientos y porque reflejaban el daño del año o años anteriores (Figura 21).

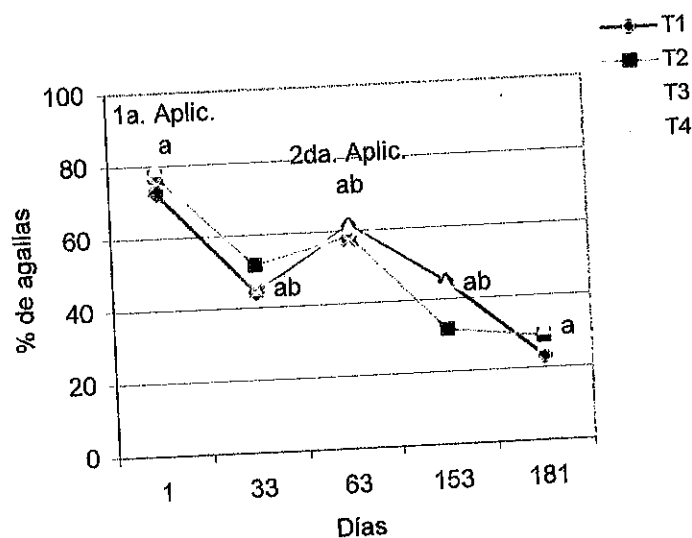


Figura 21. Índice de agallamiento de los tres viñedos vs. días, por tratamiento: T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4= Testigo. Día 1 = Fecha 1, 33 = Fecha 2, 63 = Fecha 3, 153 = Fecha 4 y 181 = Fecha 5. Medias con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($\alpha = 0.05$).

En contrastes ortogonales, se observó que el promedio de agallas de los tratamientos es diferente al testigo, con $\alpha = 0.01$; mientras que con significancia estadística $\alpha = 0.10$, se sustenta que el índice de agallas en promedio del QL Agri 35 es diferente al Ditera, obteniéndose el menor porcentaje de agallas en los tratamientos con QL Agri 35. Esto demuestra categóricamente que bajo las

condiciones en que se llevó a cabo el ensayo el producto QL Agri 35 si tiene un efecto deletéreo contra *Meloidogyne incognita*. Este efecto se observa mejor días después de haberse aplicado el producto. A medida que se extiende el período después de los tratamientos el efecto supresor tiende a desaparecer ya que se observan más J2/100 g de suelo y también más agallas. Nuestros resultados contrastan, en parte, con los obtenidos por Urzúa y Magunacelaya (1996) al afirmar que el extracto de Quillay no tiene efecto nematocida contra *Meloidogyne* spp. en viñedos de Chile.

Al contrastar el porcentaje de agallas de la variedad Superior con respecto al promedio de agallas de la variedad Red Globe en las 5 fechas de muestreo, se observó que hubo diferencia significativa con $\alpha = 0.05$ entre ambas variedades, siendo ligeramente menor el porcentaje de agallas en la variedad Red Globe (Figura 22). Lo anterior puede deberse, en parte, a que la variedad Red Globe por acción de los productos aplicados promueve más el desarrollo radical de las plantas.

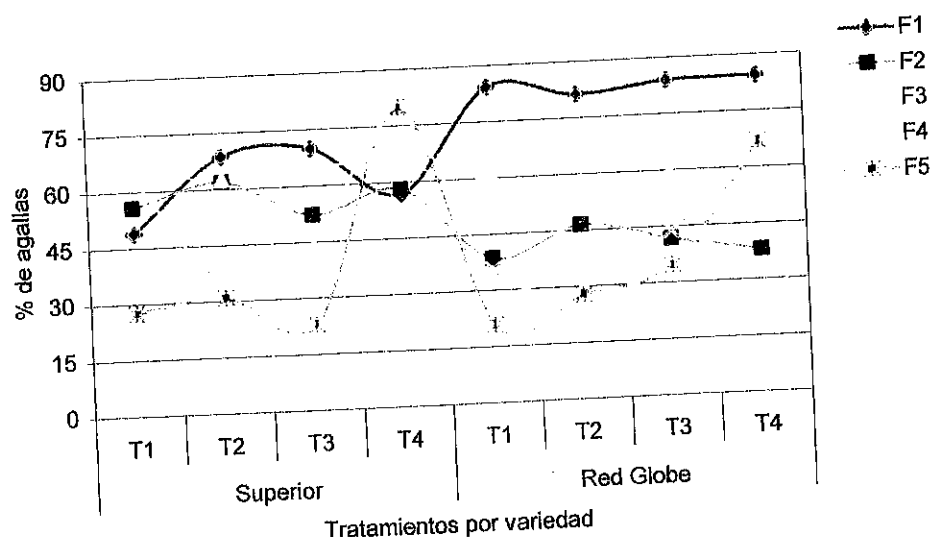


Figura 22. Índice de agallamiento vs. tratamientos por variedad de vid en las cinco fechas de muestreo. T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo. F1 = día 1, F2 = 30 DD1A, F3 = 60 DD2A, F4 = 30 DD2A y F5 = 60 DD2A.

Número de juveniles estadio 2 (J2):

El análisis en general de los tres viñedos para las 5 fechas, dio como resultado que el número de J2 fue igual en las tres localidades (Tukey, $\alpha = 0.05$); con la misma prueba, se sustenta que el menor número de J2 extraídas del suelo fue en la fecha 2 (30 DD1A) y le siguió la fecha 1; en la fecha 5 (60 DD2A) se obtuvo el mayor número de J2, lo cual se debe a que en esta fecha influye el alto promedio de J2 que se obtuvieron en el testigo (Figura 23).

En contrastes ortogonales, se observó que el promedio de J2 de los tratamientos es diferente al testigo, con $\alpha = 0.01$; con la misma significancia estadística, el número de J2 del QL Agri 35 fue diferente en ambas dosis, obteniéndose la menor cantidad de J2 a la dosis de 30 l/ha; mientras que con $\alpha = 0.05$, se observó que el promedio de J2 obtenidos con QL Agri 35 fue diferente al Ditera, teniendo la menor cantidad de J2 en los tratamientos con QL Agri 35 (Figura 23). Por lo tanto, los resultados respecto al número de J2 difieren a los de Urzúa y Magunacelaya (1996) al señalar que el extracto de Quillay no tiene efecto nematicida.

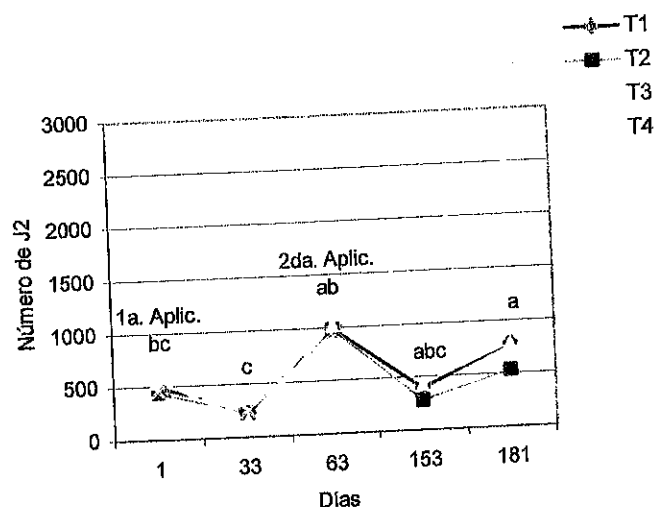


Figura 23. Número de J2 en los tres viñedos vs. días, por tratamiento: T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo. Día 1 = Fecha 1, 33 = Fecha 2, 63 = Fecha 3, 153 = Fecha 4 y 181 = Fecha 5. Medias con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($\alpha = 0.05$).

Al comparar el número de J2 en la variedad Superior con respecto al promedio de J2 de la variedad Red Globe, se observó que no hubo diferencia significativa entre las variedades (Figura 24).

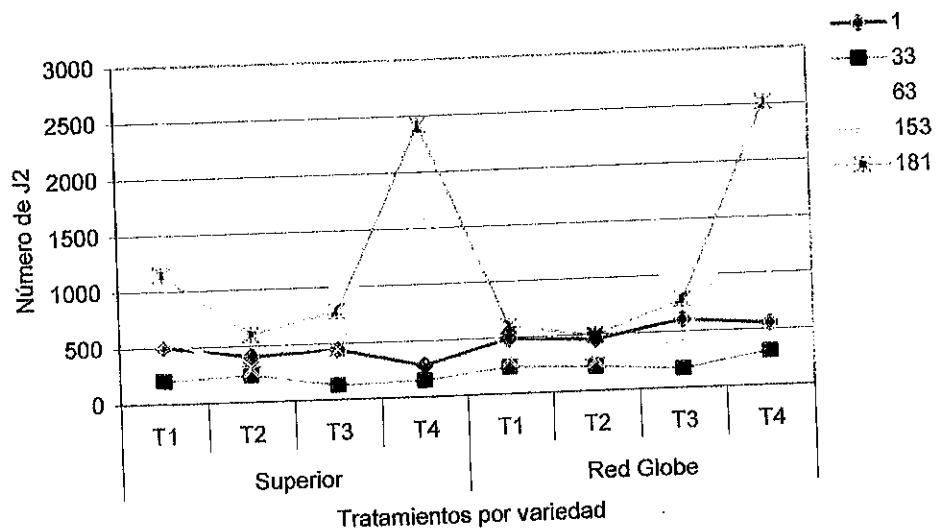


Figura 24. Número de J2 vs. tratamientos por variedad de vid en las cinco fechas de muestreo. T1 = QL Agri 35 (25 l/ha), T2 = QL Agri 35 (30 l/ha), T3 = Ditera (30 l/ha) y T4 = Testigo. F1 = día 1, F2 = 30 DD1A, F3 = 60 DD2A, F4 = 30 DD2A y F5 = 60 DD2A.

Con el propósito de empezar a conocer la manera como el QL Agri 35 afectaba a *Meloidogyne incognita* se corrieron los ensayos *in vivo* (invernadero) e *in vitro* (laboratorio).

4.2. Trabajo en invernadero

4.2.1. Bioensayo en sandía

Índice de agallamiento:

En este bioensayo para la variable IA se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos con $\alpha = 0.01$. Los tratamientos: QL Agri 35 a 3500 y 5000 ppm, y Terbufos a 50 ppm fueron los mejores tratamientos con la media más baja en porcentaje de agallas; les sigue el Ditera y Horticplus. El Endospor no dio resultado satisfactorio. El testigo con inóculo obtuvo la media más alta del porcentaje de agallas como habría de esperarse (Figura 25).

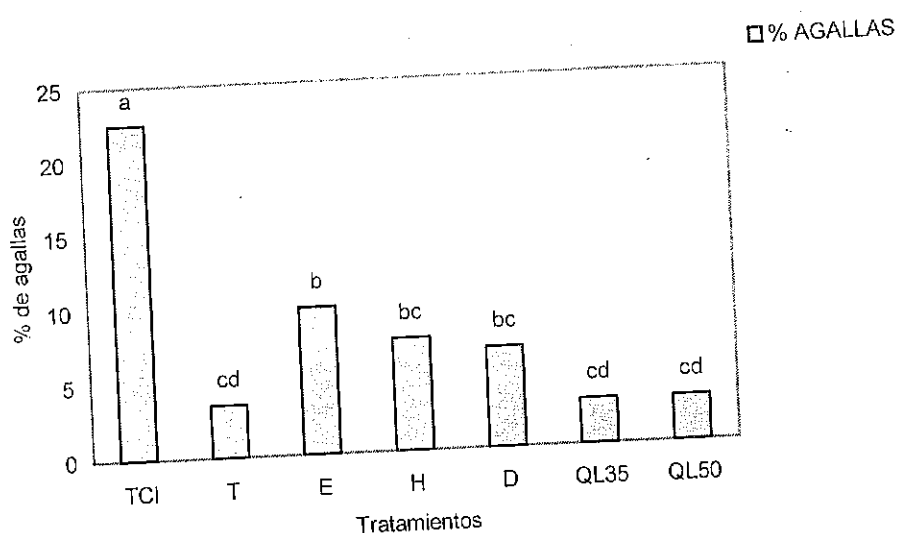


Figura 25. Índice de agallamiento en sandía. TCI = Testigo con inóculo, T = Terbufos (50 ppm), E = Endospor, H = Horticplus, D = Ditera, QL35 = QL Agri 35 (3500 ppm) y QL50 = QL Agri 35 (5000 ppm). Medias con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($\alpha = 0.05$).

Las endomicorrizas del género *Glomus* utilizadas en productos como Horticplus y Endospor aparentemente reducen poblaciones de nematodos al introducirse en las raíces, pero en el bioensayo realizado en el invernadero con las plantas de sandía sólo se observó este fenómeno con Horticplus, por lo tanto los resultados coinciden con Rao *et al.* (1998) quienes observaron que *Glomus* aplicado junto con *Pasteuria penetrans* disminuyó las masas de huevos.

Número de juveniles estadio 2 (J2):

Hubo diferencia significativa entre los tratamientos con $\alpha = 0.01$ en cuanto al número de J2 extraídos del suelo. El tratamiento que resultó con el más bajo número de J2 fue el QL Agri 35 (5000 ppm), seguido del mismo producto a 3500 ppm, que a su vez resultó ser estadísticamente igual al Terbufos, éste último no presentó diferencia significativa con Ditera, Horticplus y Endospor. El testigo con inóculo obtuvo el mayor número de J2 como se esperaba (Figura 26).

De acuerdo con los resultados obtenidos en las variables índice de agallamiento y número de J2, se observó que los productos biocontroladores no superaron a los tratamientos químicos. En este aspecto se coincide con Reddy *et al.* (1997), Yue *et al.* (1997) y Khan *et al.* (1997) quienes 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.

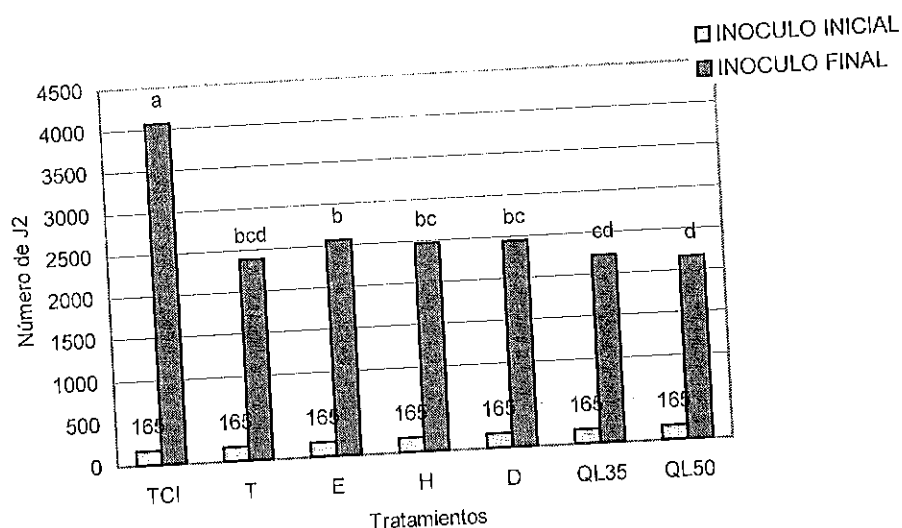


Figura 26. Número de J2 en sandía. TCI = Testigo con inóculo, T = Terbufos (50 ppm), E = Endospor, H = Horticplus, D = Ditera, QL35 = QL Agri 35 (3500 ppm) y QL50 = QL Agri 35 (5000 ppm). Medias con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($\alpha = 0.05$).

Peso fresco de la parte aérea:

En cuanto a esta variable se observó que hubo diferencia significativa entre los tratamientos, con $\alpha = 0.01$. Las plantas tratadas con Endospor presentaron mayor peso (69.7g), le siguió el Terbufos (66 g), el cual es estadísticamente igual al Horticplus con un peso de 50.9 g y QL Agri 35 (5000 ppm) con un peso de 50.2 g; mientras que los peores tratamientos resultaron ser: testigo con inóculo (36.4 g., Ditera (37.9 g), testigo sin inóculo (37.9 g) y QL Agri 35 a 3500 ppm (45.3 g) (Figura 27).

Probablemente el efecto de las bacterias promotoras del crecimiento de Endospor y Horticplus induce excelentes resultados al promover el desarrollo foliar de las plantas de sandía. Aunque el Terbufos no promueve el desarrollo foliar, este fenómeno se dio como consecuencia de la supresividad poblacional que ejerce sobre *Meloidogyne* spp., lo cual repercutió en tener plantas vigorosas con un desarrollo foliar óptimo.

Peso fresco de la raíz:

Para esta variable, con significancia estadística $\alpha = 0.01$ se observó que hubo diferencia significativa entre los tratamientos. Se obtuvo el mayor peso fresco de la raíz con los siguientes tratamientos: Horticplus (12.9 g), Endospor (12.8 g), QL Agri 35 a 3500 ppm (12.5 g) y Terbufos (12.4 g). El intermedio fue el QL Agri 35 a 5000 ppm con un peso de 8.9 g, este es estadísticamente igual al grupo de los productos que obtuvieron el mayor y el menor peso fresco de raíz. Los tratamientos que obtuvieron el menor peso fresco de la raíz fueron: el testigo sin inóculo (6.2 g), el testigo con inóculo (7.4 g) y el Ditera (8.1 g) (Figura 27).

En cuanto a peso fresco de la raíz, el Horticplus y Endospor tuvieron el mejor resultado gracias a sus propiedades de promover el desarrollo vegetal y radical de las plantas; el QL Agri 35 también promovió el desarrollo radical en sandía y fue más efectivo en este aspecto a la dosis de 3500 ppm (12.5 g), debido a que las plantas tratadas con la dosis de 5000 ppm mostraron una ligera fitotoxicidad

en los bordes de las hojas más viejas, y quizás por eso se obtuvo 8.9 g de peso fresco de la raíz.

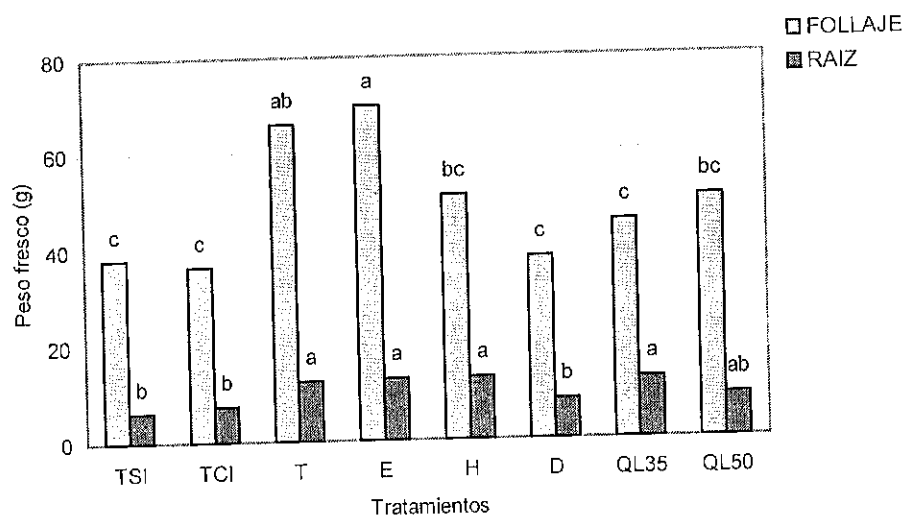


Figura 27. Peso fresco de follaje y raíz en sandía. TSI = Testigo sin inóculo, TCI = Testigo con inóculo, T = Terbufos (50 ppm), E = Endospor, H= Horticplus, D = Ditera, QL35 = QL Agri 35 (3500 ppm) y QL50 = QL Agri 35 (5000 ppm). Medias con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($\alpha = 0.05$).

4.2.2. Bioensayo en papa

Índice de agallamiento:

Con respecto a esta variable se encontró que hubo diferencia significativa entre los tratamientos con $\alpha = 0.01$. El tratamiento con el más bajo índice de agallamiento fue el QL Agri 35 a 5000 ppm con un 2.5%, seguido del Terbufos

con 3%, QL Agri 35 (3500 ppm) con 3.5 % y Horticplus con 3.8% de agallas. El Endospor fue el peor tratamiento, mientras que el testigo con inóculo presentó el índice de agallamiento más alto como habría de esperarse (Figura 28).

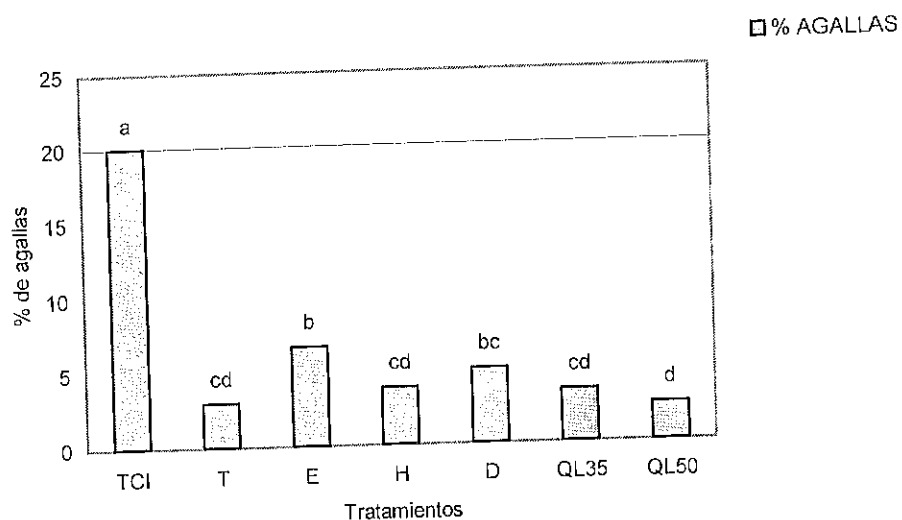


Figura 28. Índice de agallamiento en papa. TCI = Testigo con inóculo, T = Terbufos (50 ppm), E = Endospor, H = Horticplus, D = Ditera, QL35 = QL Agri 35 (3500 ppm) y QL50 = QL Agri 35 (5000 ppm). Medias con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($\alpha = 0.05$).

Nuevamente se observó que los tratamientos químicos fueron más efectivos que los biocontroladores, por lo tanto se coincide con Reddy *et al.* (1997), Yue *et al.* (1997) y Khan *et al.* (1997) quienes al comparar productos biológicos contra químicos, concluyeron que el efecto de los biológicos no fue superior ni igual a los químicos, aunque observaron disminución en el índice de agallamiento y/o en el número de J2.

Número de juveniles estadio 2 (J2):

Se encontró diferencia significativa entre los tratamientos con $\alpha = 0.01$ en cuanto al número de J2 extraídos del suelo. El tratamiento que resultó con el menor número de J2 fue el Terbufos, seguido del Horticplus y QL Agri 35 a 5000 ppm, los que a su vez son estadísticamente iguales al QL Agri 35 a 3500 ppm y al Endospor, estos no presentaron diferencia significativa con el Ditera, mientras que el testigo con inóculo tuvo el mayor número de J2 (Figura 29).

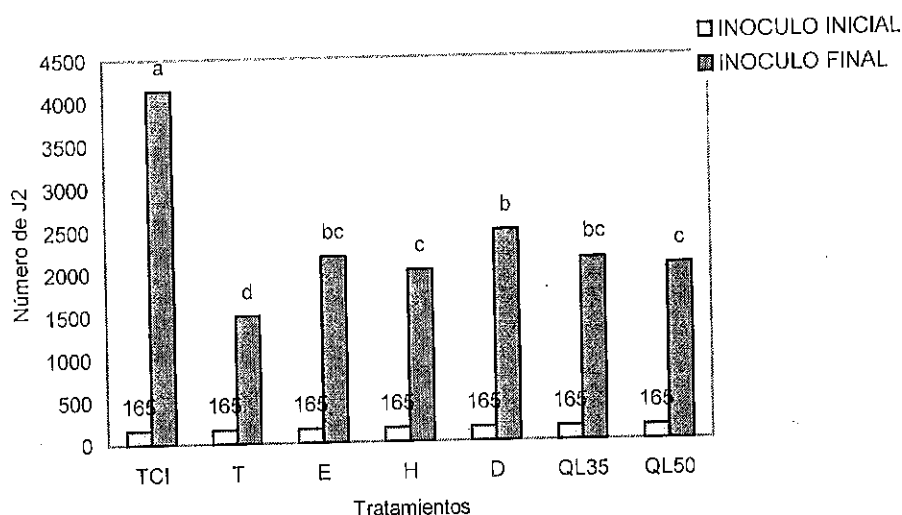


Figura 29. Número de J2 en papa. TCI = Testigo con inóculo, T = Terbufos (50 ppm), E = Endospor, H = Horticplus, D = Ditera, QL35 = QL Agri 35 (3500 ppm) y QL50 = QL Agri 35 (5000 ppm). Medias con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($\alpha = 0.05$).

Según los resultados obtenidos en esta variable, las endomicorizas del género *Glomus* utilizadas en Horticplus y Endospor probablemente redujeron las poblaciones de los nematodos, aunque no superaron al tratamiento químico con

Terbufos, en este aspecto se coincide con Stephan *et al.* (1998) quienes encontraron que los tratamientos químicos (Rugby y Ethoprophos) fueron mejores sobre los biocontroladores. Esto se debe en gran medida al modo de acción de los productos químicos que van directo contra los patógenos y actúan más rápido que los biológicos.

Peso fresco de la parte aérea:

En cuanto a esta variable, se observó que hubo diferencia significativa entre los tratamientos, con $\alpha = 0.01$. Las plantas tratadas con Terbufos presentaron mayor peso (140.7g), le siguió el Endospor (119.3 g) y el QL Agri 35 a 5000 ppm (116.9 g), los que a su vez son estadísticamente iguales al Horticplus con un peso de 115.1 g. El testigo con inóculo (87.4 g) y el Ditera (87.5 g) obtuvieron el menor peso fresco de la parte aérea (Figura 30).

Nuevamente Endospor y Horticplus promovieron el desarrollo vegetal de las plantas, al igual que el QL Agri 35. Respecto a este último, también hubo expresiones de fitotoxicidad que se manifestó por necrosis en los bordes de las hojas más viejas y clorosis de los brotes nuevos; sin embargo, la fitotoxicidad no influyó en que a la dosis de 5000 ppm se obtuviera al final del ensayo un excelente peso fresco de la parte aérea (116.9 g contra 100.2 g a la dosis de 3500 ppm).

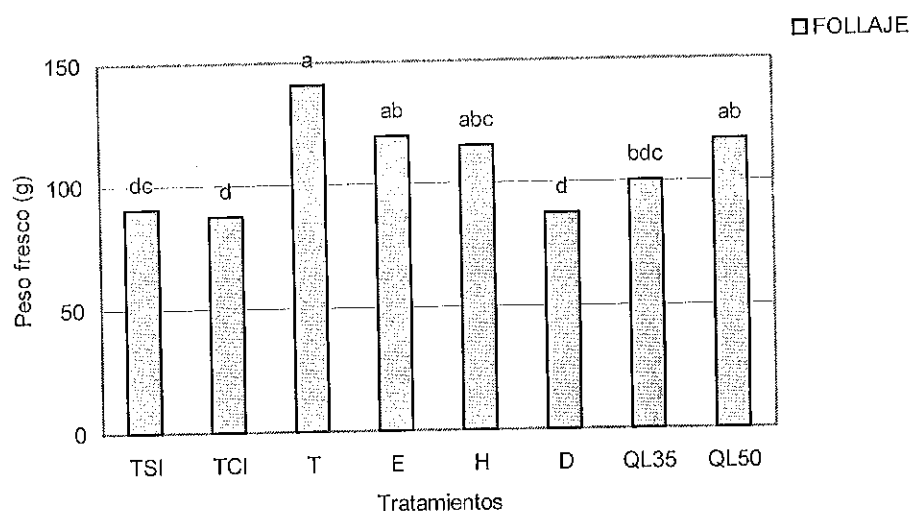


Figura 30. Peso fresco de follaje en papa. TSI = Testigo sin inóculo, TCI = Testigo con inóculo, T = Terbufos, E = Endospor, H = Horticplus, D = Ditera, QL35 = QL Agri 35 (3500 ppm) y QL50 = QL Agri 35 (5000 ppm). Medias con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($\alpha = 0.05$).

Peso fresco de la raíz:

Se observó que hubo diferencia significativa entre los tratamientos respecto a esta variable, con $\alpha = 0.01$. El tratamiento que estimuló más el desarrollo radical fue el Horticplus (63.6 g), que es estadísticamente igual al Terbufos (56.2 g) y este a su vez es igual al QL Agri 35 a 5000 ppm (45.3 g), este último resultó ser estadísticamente igual al resto de los tratamientos, ya que no hubo diferencia significativa entre los pesos de las raíces de las plantas tratadas con ellos (Figura 31).

Peso fresco del fruto:

Respecto a esta variable, con significancia estadística $\alpha = 0.01$ se observó que hubo diferencia significativa entre los tratamientos. Las plantas tratadas con Horticplus obtuvieron el mayor peso fresco del fruto con 176.8 g y le siguió el Endospor con 113.6 g, este último tratamiento resultó ser estadísticamente igual al resto de los tratamientos, debido a que no hubo diferencia significativa entre los pesos del fruto en las plantas que fueron tratadas con ellos (Figura 31).

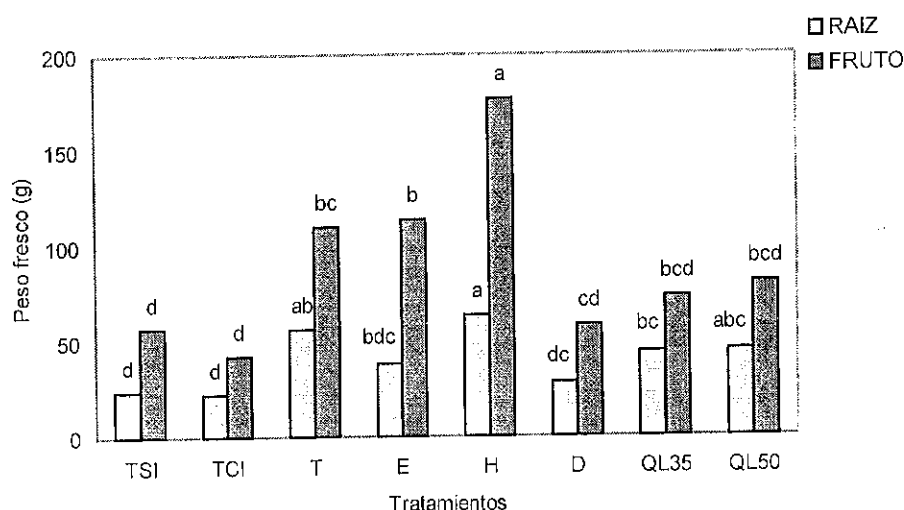


Figura 31. Peso fresco de raíz y fruto en papa. TSI = Testigo sin inóculo, TCI = Testigo con inóculo, T = Terbufos (50 ppm), E = Endospor, H = Horticplus, D = Ditera, QL35 = QL Agri 35 (3500 ppm) y QL50 = QL Agri 35 (5000 ppm). Medias con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba Tukey ($\alpha = 0.05$).

Según los resultados, Horticplus y Endospor obtuvieron el mayor peso fresco del fruto, lo cual comprueba una vez más que tienen efecto benéfico en el

crecimiento de las plantas, en este aspecto se coincide con Reddy *et al.* (1997) quienes mencionan que la pasta neem (*Azadirachta indica*) con *Glomus fasciculatum* dio un máximo incremento en los parámetros de crecimiento de la planta. Así mismo, Rao *et al.* (1997) afirma que la integración de *Glomus deserticola* con *Verticillium chlamydosporium* incrementó el crecimiento de las plantas de tomate.

El efecto de Horticplus y Endospor en ambos bioensayos en las variables peso fresco de la parte aérea y peso fresco de la raíz fue igual que en los tratamientos con Terbufos y QL Agri 35 (5000 ppm), lo mismo sucedió para la variable peso fresco del fruto en papa. Esto quiere decir que Horticplus y Endospor promovieron el desarrollo vegetal de las plantas, lo mismo que el QL Agri 35. El efecto de Terbufos es más directo en cuanto a supresividad poblacional de *Meloidogyne incognita*, lo cual repercutió en tener plantas vigorosas con un desarrollo vegetal óptimo.

En invernadero, en papa y sandía con QL Agri 35 se observa el efecto nematocida y/o nematostático que afecta algún aspecto en el comportamiento del nematodo (Marbán, 1985) ya que se suprimió tanto el número de J2 en el rizoplaneo como el porcentaje de agallas y también se indujo mayor desarrollo radical, comparado este con productos comerciales inductores de crecimiento como el Horticplus y Endospor.

Estos resultados son promisorios para este tipo de cultivos ya que podrían tener aplicación práctica en sistemas de producción bajo cubierta y sometidos a certificaciones de calidad, donde el demandante no quiere productos comestibles tratados con moléculas que afectan sistemas colinérgicos presentes en la mayoría de animales y con residualidad relativamente larga deletérea para el ambiente.

4.3. Trabajo en laboratorio

4.3.1. Evaluación a las 24 horas

Se tuvieron buenos resultados con los tratamientos de QL Agri 35 a la dosis de 5000 ppm y con el Aldicarb a 10 y 20 ppm, pues se observó que todos los nemátodos se inmovilizaron, después les siguió el Ditera. El QL Agri 35 a 2000 y 3500 ppm sólo inmovilizaron al 50 y 60% de los nemátodos, respectivamente (Figura 32). Los resultados obtenidos coinciden con Nelmes (1970), Nelmes *et al.* (1973), Hough y Thomason (1975) y Batterby *et al.* (1976), pues en sus experimentos de laboratorio mostraron que aldicarb a las concentraciones de 1 – 5 ppm inhiben el movimiento de los nemátodos. Ramírez y Nieto (1995) que trabajaron con aldicarb, fenamifos y carbofuran contra *Meloidogyne* en vid, concluyeron que aldicarb disminuyó las poblaciones del nematodo significativamente a los 15 días después de la aplicación. Así mismo, Hafez y Sundararaj (2001) mencionan que se redujo el daño de tubérculos infectados

por nematodos en un 23.7%, 8.7% y 6.7% con los tratamientos de metam sodio + aldicarb, Telone II + aldicarb y aldicarb solo, respectivamente.

En cuanto a la recuperación de las J2 en agua aereada, el QL Agri 35 a 5000 ppm y el Aldicarb a 20 ppm. fueron los mejores tratamientos, pues en promedio se recuperaron 0.5 J2, después les siguió el Ditera y el aldicarb a 10 ppm con 1 J2 recuperado. En el QL Agri 35 a 3500 ppm se recuperaron 2 J2 y el mismo producto a una dosis de 2000 ppm fue el peor tratamiento con 3.5 J2 que recuperaron su movimiento (Figura 32).

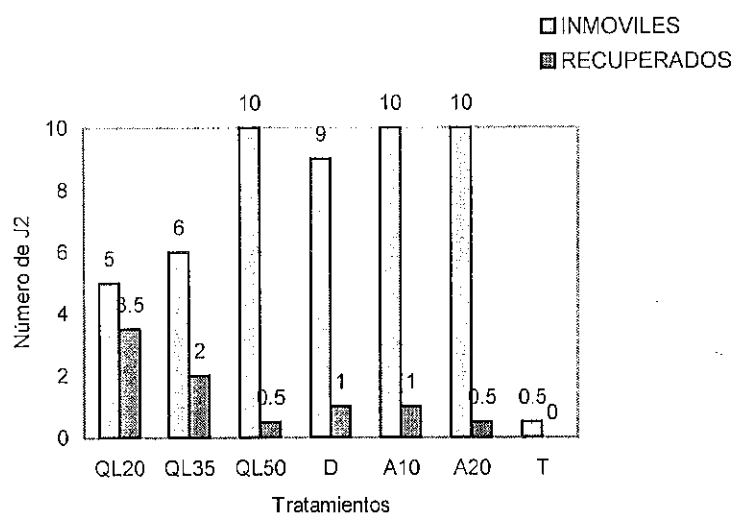


Figura 32. Número de J2 inmovilizados después de 24 horas de incubación y J2 recuperados en agua aereada durante 24 horas. QL20 = QL Agri 35 (2000 ppm), QL35 = QL Agri 35 (3500 ppm), QL50 = QL Agri 35 (5000 ppm), D = Ditera (1925 ppm), A10 = Aldicarb (10 ppm), A20 = Aldicarb (20 ppm) y T = Testigo (agua destilada ó estéril).

En décadas pasadas se realizaron estudios para comprobar que una de las características de la acción de los compuestos carbamatos y organofosforados es la reversibilidad del efecto cuando el toxicante es removido del nematodo, usualmente diluyéndolos con agua (Nelmes *et al.*, 1973 ; Bunt, 1975 ; Steel, 1977 ; Marbán y Viglierchio, 1980 a, b ; McGarvey *et al.*, 1984), y en el experimento realizado en laboratorio se observó la reversibilidad del efecto en todos los productos que se probaron.

4.3.2. Evaluación a las 48 horas

Los tratamientos con QL Agri 35 a 5000 y 3500 ppm y el Ditera fueron los que mataron a todos los nemátodos transcurridas las 48 horas, mientras que en el QL Agri a 2000 ppm sólo murieron el 70% de los nemátodos (Figura 33). En esta evaluación se descartaron los tratamientos con Aldicarb a 10 y 20 ppm, en vista de que son de efecto rápido para inmovilizar a los nemátodos.

El tratamiento que tuvo el menor número de J2 recuperados fue el QL Agri 35 (5000 ppm) con 2 J2 en promedio, seguido del Ditera con 2.5 J2 en promedio, mientras que el QL Agri a 3500 ppm tuvo en promedio 4 J2 recuperadas y en su dosis de 2000 ppm se recuperaron 6 J2 en promedio (Figura 33).

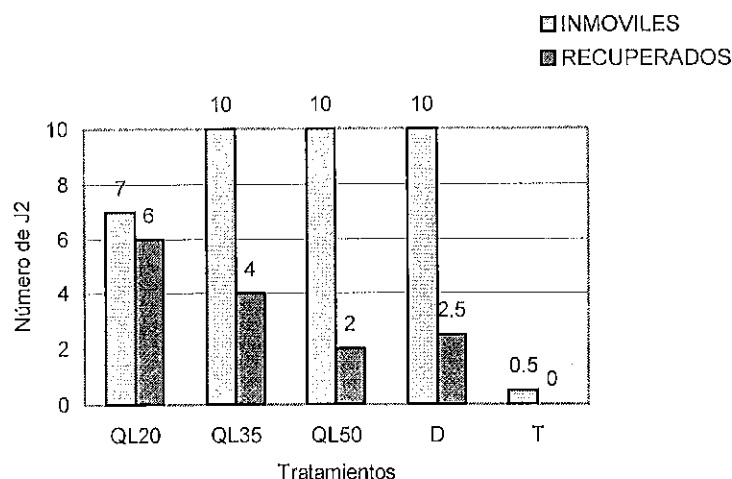


Figura 33. Número de J2 inmovilizados después de 48 horas de incubación y J2 recuperados en agua aereada durante 24 horas. QL20 = QL Agri 35 (2000 ppm), QL35 = QL Agri 35 (3500 ppm), QL50 = QL Agri 35 (5000 ppm), D = Ditera (1925 ppm) y T = Testigo (agua destilada ó estéril).

De acuerdo con los resultados obtenidos, se observó que al dejar incubar los nematodos durante 48 horas mejoró la efectividad de los tratamientos en cuanto a inmovilización de los nemátodos, principalmente del Ditera y QL Agri 35 a la dosis de 3500 ppm.

En relación a la reversibilidad del efecto de los productos nematicidas, se comprobó que parte de los nemátodos se recuperaron totalmente y que aumentó el número de J2 recuperados en comparación a la evaluación hecha después de 24 horas; lo anterior puede deberse a que el nematodo sea capaz de mantenerse en estado de inanición para escapar al efecto del nematicida. Resultados similares se reportan con *Ditylenchus dipsaci* incubado 24 horas

con oxamyl (10,000 ppm) y fenamifos (10 ppm) y *Pratylenchus vulnus* incubado 7 días con carbofuran (277 ppm) y fenamifos (3.3 ppm), los cuales se recuperaron totalmente después de lavarse (Bunt, 1975 y Marbán y Viglierchio, 1980 b, c).

En los bioensayos *in vitro* se demostró que los J2 de *Meloidogyne incognita* se inmovilizan a unas horas después de haberse incubado con el QL Agri 35, y que la menor o mayor inmovilización dependerá de la concentración. Además, los J2 inmovilizados a la menor concentración (2000 ppm) tenían la facultad de recuperar el movimiento 24 horas después de liberarse del QL Agri 35. A mayor concentración (5000 ppm) esta propiedad del nematodo se redujo casi a cero recuperación. Estos resultados se parecen a los obtenidos en el pasado con los nematicidas organofosforados y organo carbamatos (Nelmes *et al.*, 1973 ; Bunt, 1975 ; Steel, 1977 ; Marbán y Viglierchio, 1980 a, b, c ; McGarvey *et al.*, 1984) aunque cabe mencionar que a dosis muy bajas (0.1 – 20 ppm). Incorporamos al estudio al carbamato aldicarb y observamos que los J2 de *M. incognita* de Hermosillo se inmovilizaban a las primeras horas de incubación con la concentración 10 y 20 ppm y que sólo se recuperaba 1 J2 24 horas después, una vez que se liberaba del toxicante. Esto es casi igual que QL Agri 35 pero a la concentración de 5000 ppm.

V. CONCLUSIONES

La especie *Meloidogyne incognita* se encontró asociada a los tres viñedos comerciales de la Costa de Hermosillo, Sonora en los cuales se evaluaron los tratamientos.

En general, el índice de agallamiento y el número de juveniles estadio dos (J2) extraídos en 100 g de suelo, tuvieron un comportamiento similar en los tres viñedos.

El producto comercial QL Agri 35 a la dosis de 30 l/ha suprimió las poblaciones de *M. incognita* en viñedos comerciales hasta los 30 días después de la aplicación de los tratamientos. Con el mismo producto y dosis se obtuvo el menor porcentaje de agallas.

Al comparar el índice de agallamiento y número de J2 entre las variedades Superior y Red Globe, se observó que sólo el índice de agallas fue menor en la variedad Red Globe.

De cuatro compuestos comerciales con actividad promotora de crecimiento vegetal, se determinó que QL Agri 35 en la dosis de 5000 ppm y

Horticplus a la dosis de 2 g/maceta, tienen efecto deletéreo en los nematodos, ya que además de suprimir las poblaciones de J2, también indujo el desarrollo radical y vegetal de las plantas de papa ysandía. El efecto de los anteriores productos fue similar al terbufos. Endospor a 2 g/maceta fue excelente en promover el desarrollo vegetal de las plantas, pero no tuvo efecto deletéreo en los nematodos.

En condiciones "in vitro" el QL Agri 35 a 5000 ppm y el aldicarb a 10 y 20 ppm fueron excelentes para inmovilizar los J2 de *Meloidogyne* spp. después de 24 horas de estar sumergidos en los tratamientos; mientras que el QL Agri 35 (5000 y 3500 ppm) y Ditera ES (1925 ppm) fueron efectivos después de 48 horas. Al transferir los J2 del tratamiento a agua aerada y dejando transcurrir 24 horas, se observó que el aldicarb (10 y 20 ppm) y QL Agri 35 (5000 ppm) tuvieron el más bajo número de J2 recuperados.

VI. LITERATURA CITADA

- Abd-El-Morty H., Raid, F. W. y El-Eraki, S. 1993. 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 p.
- Amerine, M. A. and Singleton, V. L. 1977. Winetan introduction. 2a. Ed. University of California Press. Berkeler. pp: 370 -372.
- Anonymous, 1998. Grower reports on field tests for preplant methyl bromide alternatives. Methyl bromide alternatives, USDA Newsletter, July, 1998.
- Anwar, S. A. and Mckenry, M. V. 2000. Penetration, development and reproduction of *Meloidogyne arenaria* on two new resistant *Vitis* spp. Nematrópica. 30(1): 9– 17.
- Apoyos y Servicios a la Comercialización Agropecuaria (ASERCA). 2002. La vid en Sonora: fortalezas y debilidades. Revista Claridades Agropecuarias. Núm. 105. pp:31–46.
- Barbecheck, M. 1986. Control of *Meloidogyne javanica* in dormant grapevine nurse stock. Phytophylactica 18. 39 – 40.

- Batterby S., G. N. Le Patourel and D. J. Wright. 1976. Accumulation and metabolism of aldicarb by the free-living nematode *Aphelenchus avenae* and *Panagrellus redivivus*. Ann. Appl. Biol. 86:69-76.
- Bell, A., Boye, J. and Muck, O. 1998. Methyl bromide substitution in agriculture, GTZ, Eschborn, 159 pp.
- Brown, D. J. F. 1989. Viruses transmitted by nematodes. European Plant Protection Organization Bulletin 19. 453 – 461.
- Bunt J. A. 1975. Effect and mode of action of some systemic nematicides. Meded. Landbouwhogeschool Wageningen 75-10:1-27.
- Burgueño, H. 1994. La fertirrigación en cultivos hortícolas con acolchado plástico. Boletín técnico. Sinaloa, México. 46 p.
- Buttrose, M. S. 1974. Climatic factors and fruitfulness in grapevines. Hort. Abstr. 44(6): 319 – 324.
- Canullo, G. H, Rodríguez-Kábana, R. and Kloepper, J. W. 1992. Changes in microflora associated with control of *Sclerotium rolfsii* by furfuraldehyde. Biocontrol Science and Technology 2, 159-169.
- Cepeda, S. M. 1996. Nematología agrícola. Ed. Trillas S. A. de C. V. 303 p.
- D'Addabo, T., Sasanelli, N., Lamberte, F., Carella, A. 2000. Control of root knot nematodes by olive and grape pomace soil amendments. In: Proceedings of the Fifth International Symposium on Chemical and Non chemical Soil and Substrate Disinfestation, M. L. Gulino, J. Katan and A. Matta (eds). Acta Horticulturae 532, 53-55.

- Del Prado, V. I. C., Tovar, S. A. y Hernández, J. A. 2001. Distribución de especies y razas de *Meloidogyne* en México. Revista Mexicana de Fitopatología. 19:32– 39.
- FAO, 2003. Vid. Base de datos. FAOSTAT.
[http://apps.fao.org/page/collections?subset=agriculture & language=ES](http://apps.fao.org/page/collections?subset=agriculture&language=ES).
- Eisenback, D. J. and Triantaphyllou, H. H. 1970. Root-Knot Nematodes: *Meloidogyne* species and races. Journal of Nematology 2: 26 – 32.
- Ferrato, O. R. 1981. Viticultura moderna. Rep. Oriental de Paraguay. 265 p.
- Guevara, J. 1994. Effect of three organic residues on nematode populations of grapes in the Guadalupe Valley, B. C. México. Abstr. Phytopathology 84: 1129.
- Hafez, S.L. and Sundararaj, P. 2001. Evaluation of chemical nematicides for the suppression of *Meloidogyne chitwoodi* and *M. hapla* on potato. Internacional Journal of Nematology. 11(2) (in press).
- Hidalgo, L. 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)).
- Hidalgo, L. 1993. Tratado de viticultura. Ed. Mundi Prensa. Madrid, España. pp: 163 –165.
- Hough A. and I. J. Thomason. 1975. Effects of aldicarb on the behavior of *Heterodera schachtii* and *Meloidogyne javanica*. J. Nematol. 7:221-229.
- Huang, J. S. 1985. Mechanisms of resistente to root-knot nematodos. 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.
- Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. 1998. Cuaderno estadístico municipal de Hermosillo, Sonora. México. pp: 3 – 17.
- 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.
- 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, C. V. 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 p.
- Marbán M., N. and D. R. Viglierchio. 1980a. Behavioral effects of carbofuran and phenamiphos on *Pratylenchus vulnus*. I. Motility and dispersion. J. Nematol. 112:102-114.

- Marbán M., N. and D. R. Viglierchio. 1980b. Behavioral effects of carbofuran and phenamiphos on *Pratylenchus vulnus*. II. Atraction to bean roots. J. Nematol. 12:114-118.
- Marbán M., N. and D. R. Viglierchio. 1980c. Behavioral effects of carbofuran and phenamiphos on *Pratylenchus vulnus*. III. Penetration and Development. J. Nematol. 12:118-129.
- Marbán, M. N., Dicklow, M. B. and Zuckerman, B. M. 1989. Evaluation of control of *Meloidogyne incognita* and *Nacobbus aberrans* on tomato by two leguminous plants. Rev. Nematology. 12(4): 409 – 412.
- Marbán, M. 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.
- Márquez C., A. 1993. Producción vitícola, Hermosillo, Sonora, México. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos.
- Martínez de T., F. F. 1991. Biología de la vid. Fundamentos biológicos de la viticultura. Ed. Mundi Prensa. Madrid, España. 635 p.
- McGarvey B. D., J. W. Potter and M. Chiba. 1984. Nematostatic activity of oxamyl and N. N- Dimethyl – 1 – Cyanoformamide (DMCF) on *Meloidogyne incognita* juveniles. J. Nematol. Vol. 16:328-331.
- 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". Depto. de Fitotecnia. Cd. Juárez, Chihuahua, México. 87 p.
- Mian, I. H. and Rodríguez, K. R. 1982. Soli amendts with oil cakes and chicken liter for control of *Meloidogyne arenaria*. Nematrópica. 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, Qro. Tesis Profesional. Depto. de Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. México. 123 p.
- Nelmes A. J. 1970. Behavioral responses of *Heterodera rostochiensis* larvae to aldicarb and its sulfoxide and sulphone. J. of Nematol. 2:223-227.
- Nelmes A. J., D. L. Trudeill and D. C. M. Corbett. 1973. Chemotherapy in the study of plant parasitic nematodos. Pp. 95-112. In: Chemotherapeutic agents in the study of parasites. Vol. II. Eds. Taylor, A. E. R. and R. Muller. Blackwell scientific publications.
- Noling, J.W., Gilreath, J. P., Roskopf, E. R. 2001. Alternatives to methyl bromide field research efforts for nematodo control in Florida. Proc. 2001 Annual Internacional Research Conference on methyl Bromide Alternatives and Emissions Reductions, San Diego, California. Paper 14.
- Ponce, H. F. 1995. Control químico de enfermedades foliares y del fruto de la vid (*Vitis vinifera* L.) en Ezequiel Montes, Querétaro. Tesis Profesional. Depto. de Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. México. 88 p.
- Pongracz, D. P. 1979. Practical vitivinicultura. Ed. Russel C. Wheeler. New York, U.S.A. pp: 169 – 170.

- Proveda G., J. 1990. Determinación de la distribución y frecuencia de nematodos asociados al cultivo de melón (*Cucumis melo* L.) y evaluación de tácticas para combatir *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood en la región de Azuero, Panamá. Tesis de Maestría. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 79 p.
- 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 A., J. A. y Nieto, A. D. 1995. Fluctuaciones poblacionales de nematodos en vid y su reducción con nematicidas en la costa de Hermosillo, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 13(1): 37 – 40.
- Rao, M. S., Reddy, P. P. and 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. 1998. Management of *Meloidogyne incognita* in tomato nurseries by integration of *Glomus deserticola* with *Verticillium chlamidosporium*. *Zeitschrift fur 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. 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.
- Reddy, P. P., Nagesh, M., Devappa, V., Kumar, N. K. K. and 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, K., Boube, R. D. and Young, R. W. 1989. Chitinous materials from blue crab for control of root-knot nematode. Effect of urea and enzymatic studies. Nematropica 19: 53 – 74.
- Rojas, M. T. y Marbán, M. N. 1999. *Pasteuria penetrans* y parasitismo en *Meloidogyne incognita* y *M. arabicida*. Nematropica 28: 233 – 240.
- Rosenstein S., E. 1993. Diccionario de Especialidades agroquímicas. México. pp: 354, 459 – 460, 1492 – 1493.
- Sasser, J. N. and C. C. Carter. 1985. An advanced treatise on *Meloidogyne*, Vol. 1 North Caroline State University. Ed. Graphics. 422 p.
- Sasser, J. N. and Triantaphyllou, A. C. 1977. Identification of *Meloidogyne* species and races. Journal of Nematology. 9: 283 – 287.
- Seal D. R. 1997. Effectiveness of champs all natural products as an alternative to MeBr in controlling various pests in tomatoes. University of Florida, IFAS Tropical Research and Education Center, Homestead, Florida.

- Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. 1981. Guía técnica del viticultor. INIA. Sonora, México. 90 p.
- Sharma, D. D. 1999. Effect of culture filtrates of biocontrol agents on larval mortality of *Meloidogyne incognita*, in comparison with Rugby 10G. Indian Journal of Sericulture 38(2): 152 – 154.
- Sharon, E., Eyal, M., Chet, I., Herrera, E. 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 tropical cropping systems with organic products. Journal of Sustainable Agriculture. 15:2 – 3, 69 – 76.
- Soler-Serratos, A., Rodríguez-Kábana, R. and Kloepper, J. W. 1994. Selective enrichment of *Pseudomonas* spp. in soils treated with thymol for control of phytoparasitic nematodes. In: M.H. Ryder, P.M. Stevens and G.D. Vowen (eds). Improving plant productivity with rhizobacteria. CSIRO Press: Australia. p. 198.
- Solís R., M. G. 2002. Nematodos asociados a viñedos en Caborca, Sonora: distribución y evaluación de productos antinematodos. Tesis de Maestría. Depto. de Parasitología Agrícola. UACH. Chapingo, México. 110 p.
- Steel, A. E. 1977. Effects of selected carbamate and organophosphate nematicides on hatching and emergence of *Heterodera schachtii*. J. Nematol. 9:149-154

- 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 Manzini, G. 1987. The nematodes associated with grapes. Informatore Agraria 43: 69 – 75.
- 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 p.
- Taylor, A. L. and Sasser, J. N. 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 p.
- Teliz, O. D. and A. C. Goheen. 1968. Disease of grapevines in México. Plant Diseases. Rep. 52: 372 – 373.
- Thorne, G. 1961. Principles of Nematology. Ed. Mc Graw Hill Book Company, Inc. 553 p.
- United Nations Environment Programme (UNEP). 2002. Report of the Methyl Bromide Technical Options Committee. Nairobi, Kenya. 437 p.
- United Nations Environment Programme (UNEP). 2003. Handbook for the international treaties for the protection of the ozone layer. Sixth Edition. Nairobi, Kenya. 398p.
- Urzúa, E. y Magunacelaya, J. C. 1996. 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, M. N. y De la Cruz, R. 1990. Leguminosas de cobertura asociadas con tomate variedad "Dina guayabo" y su efecto sobre *Meloidogyne arabicida* López y Salazar. Turrialba 40(2): 217 – 221.
- Venegas B., A. 1999. Evaluación de tácticas para el combate de nematodos agalladores del género *Meloidogyne* spp. asociados al cultivo de sandía (*Citrillus vulgaris* Sharad) en la región mixteca del Estado de Puebla. Tesis de Maestría. Depto. de Parasitología Agrícola. UACH. Edo. de México. 93 p.
- Weaver, J. R. 1981. El cultivo de la vid. Ed. CECOSA. México. 419 p.
- Weaver, J. R. 1988. El cultivo de la uva. Ed. CECOSA. México. 419 p.
- 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., Cook, J. A., Kliwer, W. M. and Lider, L. A. 1974. General viticulture. University of California Press. 710 p.
- Winkler, A. J. 1975. Viticultura general. Ed. CECOSA. México. 710 p.
- 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*. Nematologica 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, M. E. and Van H., 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. and Esnard, J. 1994. Biological control of plant nematodes-current status and hypotheses. Journal Nematology. 24: 1 – 13.