



*Enseñar la explotación de
la tierra, no la del hombre*

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

POSGRADO EN PROTECCIÓN VEGETAL

**“PROSPECCIÓN FITONEMATOLÓGICA EN VIÑEDOS DEL VALLE
DE GUADALUPE, B.C. MÉXICO”**

TESIS PROFESIONAL

**QUE COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:
MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL**

PRESENTA:

MERCEDES MARÍA CUENCA CONDOY

Septiembre del 2010. Chapingo, Estado de México



**DIRECCIÓN GENERAL ACADÉMICA
D. OFICINA DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXÁMENES PROFESIONALES**



**“PROSPECCIÓN FITONEMATOLÓGICA EN VIÑEDOS DEL VALLE DE
GUADALUPE, B.C. MÉXICO”**

Tesis realizada por **Mercedes María Cuenca Condoy**, 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 PROTECCIÓN VEGETAL

DIRECTOR:



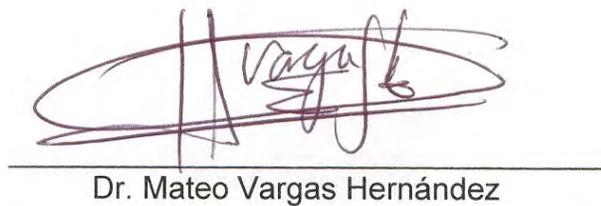
Dr. Nahúm Marbán Mendoza

ASESOR:



Dr. Ángel Rebollar Alviter

ASESOR:



Dr. Mateo Vargas Hernández

Septiembre del 2010, Chapingo, Estado de México

DEDICATORIA

*A Dios, fuente de toda sabiduría y poder..
suyo es el consejo y la inteligencia
Job 12:13*

*A mi familia,
pilar siempre presente*

AGRADECIMIENTOS

Esta tesis corresponde a los estudios realizados con una beca otorgada por la Secretaria de Relaciones Exteriores del Gobierno de México.

La autora agradece a la Empresa vitivinícola L.A CETTO. Al personal técnico y administrativo, que facilitaron y colaboraron con la realización del estudio.

Al Comité Asesor del presente trabajo; Dr. Nahúm Marbán Mendoza, Dr. Ángel Rebollar Alviter y Dr. Mateo Vargas Hernández; quienes oportunamente realizaron observaciones, comentarios y direccionaron este estudio.

Al Dr. Cristian Nava Diaz, por su apoyo integral durante el desarrollo del trabajo, particularmente en la captura fotográfica de los géneros de nematodos y la modelación en SURFER de algunas variables.

Al M.C. Camilo Hernández Juárez y al Ing. Andrés Aguilar Granados, quienes apoyaron en evaluaciones de laboratorio.

A Nayeli Carrillo Ortiz y María Elena Simón Ortiz, alumnas de la licenciatura en Parasitología Agrícola de la Universidad; quienes en su estancia pre-profesional realizada en el Valle de Guadalupe, colaboraron con el muestreo de suelo.

A la generación 42 y 43 de la Maestría en Ciencias en Protección Vegetal, por el apoyo, la camaradería y la fraternidad. Gracias!!

DATOS BIOGRÁFICOS

Mercedes María Cuenca Condoy nació en la ciudad de Loja, Ecuador el 26 de julio de 1983.

Realizó sus estudios hasta el nivel universitario en Ecuador, en febrero del 2007 obtiene su título de Ingeniera Agropecuaria. Trabajó en el periodo 2006-2007 como técnico en la Coordinación de Investigaciones Fitosanitarias del Servicio Ecuatoriano de Sanidad Agropecuaria (SESA).

En el 2008 inicia sus estudios en el Programa de Maestría en Ciencias en Protección Vegetal de la Universidad Autónoma Chapingo, los que finaliza en julio del 2010.

**PROSPECCIÓN FITONEMATOLÓGICA EN VIÑEDOS DEL VALLE DE GUADALUPE, B.C.
MÉXICO**

**SURVEY OF PLANT PARASITIC NEMATODES IN VINEYARDS IN THE VALLE DE
GUADALUPE, B.C. MEXICO**

Mercedes María Cuenca Condoy¹, Nahúm Marbán Mendoza²

RESUMEN

Se realizó una prospección de nematodos fitopatógenos en viñedos (*Vitis vinifera* L) del Valle de Guadalupe (654.04 ha) en 25 variedades de vid para vino de calidad, en 14 ranchos. Se recolectaron muestras de suelo y raíces durante dos meses (época de brotación), se identificaron los géneros de nematodos y las tres especies de mayor frecuencia; se midieron variables (% de agallamiento y % de arcilla); los datos se analizaron mediante estadística descriptiva y las relaciones ecológicas a través del *valor de Importancia*. Once géneros de nematodos fitopatógenos fueron detectados, de los cuales sólo cuatro se consideran altamente patogénicos al cultivo de vid: *Meloidogyne*, *Tylenchulus*, *Pratylenchus* y *Trichodorus*. Los géneros más predominantes fueron *Meloidogyne* y *Aphelenchus*; con 44.35% y 22.61% de frecuencia relativa, respectivamente. Las especies *M. incognita*, *M. javanica* y *M. arenaria*; ocasionaron daños a las raíces con % agallamiento mayores al 80%, Gamay fue la variedad más susceptible. Se discute el mejoramiento de muestreo y variables que podrían explicar con mayor precisión la distribución de los nematodos. También se sugieren medidas de manejo de fitonematodos para condiciones del Valle de Guadalupe.

PALABRAS CLAVE

Meloidogyne incognita, *M. javanica*, *M. arenaria*, *Vitis vinifera* L, agallamiento, valor de Importancia

ABSTRACT

A survey to detect the presence of plant-parasitic nematodes in vineyards (*Vitis vinifera* L) was undertaken in the Valle de Guadalupe (654.64 ha) on 25 varieties of quality-wine grapevines, in 14 farms. Soil and roots samples were collected during two months. Nematodes genera and the three most frequent species were identified. Percent of root galling and soil clay were also measured. Data were analyzed through descriptive statistics and the ecology relationship was described through *prominence value*. Eleven genera of plant-parasitic nematodes were found, but only four were considered to be highly pathogenic to the crop: *Meloidogyne*, *Tylenchulus*, *Pratylenchus* and *Trichodorus*. The most abundant nematode genera were *Meloidogyne* and *Aphelenchus*, with 44.35% and 22.61% relative frequency, respectively. *M. incognita*, *M. javanica* and *M. arenaria* induced over 80% root galling. Gamay was the most susceptible variety. Ways of improving the survey are discussed, and variables that may better explain the nematode distribution are suggested. Steps for controlling nematodes under the Valle de Guadalupe's conditions are also recommended.

KEY WORDS

Meloidogyne incognita, *M. javanica*, *M. arenaria*, *Vitis vinifera* L, root galling, prominence value.

¹ Estudiante del Programa de Protección Vegetal

² Director de Investigación

INDICE DE CONTENIDOS

DEDICATORIA	iii
AGRADECIMIENTOS.....	iv
DATOS BIOGRÁFICOS.....	v
LISTA DE CUADROS	x
LISTA DE FIGURAS	xi
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Hipótesis	2
1.2. Objetivos	2
1.2.1. Objetivo general	2
1.2.2. Objetivos específicos	2
II. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. Descripción del Valle de Guadalupe	3
2.1.1. Acciones del sector vitivinícola, frente al cambio climático	5
2.1.2. Sistema de producción en el Valle de Guadalupe.....	6
2.1.3. Factores limitantes del sector	8
2.2. El cultivo de la vid	8
2.2.1. Características generales	9
2.2.2. Morfología	9
2.2.3. Labores en el cultivo	12
2.2.4. Ciclo de producción de vid	12
2.3. Nematodos fitopatógenos al cultivo de vid.....	14
2.3.1. Generalidades de los nematodos.....	14
2.3.2. Método de extracción: Flotación-centrifugación.....	14
2.3.3. Identificación de nematodos	15
2.3.4. Daño que ocasionan los nematodos en las plantas	16
2.3.5. Lista de nematodos fitopatógenos en el cultivo de vid	17
2.3.6. Nematodos agalladores: <i>Meloidogyne</i> spp.	18
2.3.7. Nematodos de las lesiones	21

2.3.8. Nematodo de los cítricos.....	23
2.3.9. Nematodos ectoparásitos	24
2.4. Comunidad de nematodos	24
2.4.1. Métodos para el Análisis de Comunidades	26
III. MATERIALES Y MÉTODOS	28
3.1. Materiales	28
3.1.1. Muestreo	28
3.1.2. Extracción de nematodos.....	28
3.1.3. Identificación de Géneros	28
3.2. Métodos	29
3.2.1. Muestreo	29
3.2.1.1.Ubicación de los sitios de muestreo.....	29
3.2.1.2.Recolección de muestras.....	36
3.2.2. Procesamiento de suelo.....	36
3.2.2.1.Extracción de nematodos de suelo	36
3.2.3. Procesamiento de raíces	38
3.2.3.1.Evaluación de agallamiento de raíces	38
3.2.3.2.Extracción de nematodos de raíces.....	41
3.2.4. Identificación de nematodos	42
3.2.4.1.Identificación a nivel de género.....	42
3.2.4.2.Identificación a nivel de especie	43
3.2.5. Análisis estadísticos.....	46
3.2.6. Mapas de distribución de nematodos en el Valle de Guadalupe	46
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	47
4.1. Géneros de nematodos asociados al cultivo de vid en el Valle de Guadalupe.....	47
4.2. Comparación de diferentes estrategias para el análisis de varianza.	51
4.3. Variables respuesta	52
4.3.1. Tipos de vino.....	52
4.3.2. Relación de nematodos con las variedades de vid	53
4.3.3. Relación de nematodos con los ranchos muestreados.....	55
4.4. Efecto de las covariables	57

4.4.1. Relación de nematodos con el contenido de arcilla	57
4.4.2. Relación de nematodos con el porcentaje de agallamiento	60
4.5. Las especies de <i>Meloidogyne</i> en el Valle de Guadalupe.....	62
4.5.1. Dormancia de hembras de <i>Meloidogyne</i>	66
4.6. VALOR DE IMPORTANCIA (PROMINENCE VALUE).....	67
V. CONCLUSIONES	71
VI. RECOMENDACIONES	73
VII. LITERATURA CITADA.....	74
VIII. ANEXOS	79
8.1. Anexo1. Manejo de nematodos.....	79
8.2. Anexo2: Distribución de <i>Tylenchulus</i> sp., zona de muestreo del Valle de Guadalupe, Baja California. Primer trimestre del 2010.	88
8.3. Anexo 3. Distribución de <i>Tylenchus</i> sp., zona de muestreo del Valle de Guadalupe, Baja California. Primer trimestre del 2010.	89
8.4. Anexo 4. Distribución de <i>Aphelenchus</i> sp., zona de muestreo del Valle de Guadalupe, Baja California. Primer trimestre del 2010.	90
8.5. Anexo 5. Distribución de <i>Ditylenchus</i> sp., zona de muestreo del Valle de Guadalupe, Baja California. Primer trimestre del 2010.	91
8.6. Anexo 6. Distribución de <i>Pratylenchus</i> sp., zona de muestreo del Valle de Guadalupe, Baja California. Primer trimestre del 2010.	92

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Empresas vinícolas más importantes en el Valle de Guadalupe, producción en cajas del 2005.....	4
Cuadro 2. Géneros y especies de nemátodos reportados como fitopatógenos en el cultivo de vid.	17
Cuadro 3. Variedades existentes en los ranchos del Valle de Guadalupe.....	33
Cuadro 4. Ubicación geográfica de los sitios de muestreo en el Valle de Guadalupe.	34
Cuadro 5. Comparación de los análisis de varianza, en los diferentes modelos estadísticos empleados.	51
Cuadro 6. Análisis de varianza para comparar las agrupaciones “Tipo de vid”	53
Cuadro 7. Análisis combinados GLM, Variable respuesta RENDIMIENTO	54
Cuadro 8. Comparación de medias (LSD), para el rendimiento de las variedades.....	55
Cuadro 9. Comparación de medias, para <i>Meloidogyne</i> (LSD con alfa al 5%)	56
Cuadro 10. Comparación de medias, para <i>Aphelenchus</i> (LSD con alfa al 5%).....	57
Cuadro 11. Géneros de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de vid	67
Cuadro 12. Frecuencia de nematodos en el cultivo de vid.....	68
Cuadro 13. Densidad de nematodos en el cultivo de vid	69
Cuadro 14. Valor de importancia de los géneros de nematodos en el cultivo de vid del Valle de Guadalupe, Baja California, 2010	70
Cuadro 15. Sitios de muestreo, agrupados en categorías de riesgo.....	81
Cuadro 16. Dosis de productos usados antes y después del transplante para el manejo de nematodos en el cultivo de vid.....	87

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Delegaciones que conforman el Valle de Guadalupe..	3
Figura 2. Nematodos como indicadores del cambio climático.....	5
Figura 3. Características de producción en los ranchos evaluados del Valle de Guadalupe.....	7
Figura 4. Partes de la planta de vid <i>Vitis vinífera</i> L.	9
Figura 5. Secciones de un pámpano de vid.	10
Figura 6. Estructura de una yema.	11
Figura 7. Distribución de especies y razas de <i>Meloidogyne</i> en la República Mexicana	19
Figura 8. Zona de muestreo, en el Valle de Guadalupe	29
Figura 9. Vista panorámica de los ranchos muestreados en el Valle de Guadalupe ...	30
Figura 10. Vista satelital del rancho EL CARRILLO.	31
Figura 11. Distribución por ranchos de la superficie muestreada.....	32
Figura 12. Distribución por variedades de la superficie muestreada.....	32
Figura 13. Esquema del procedimiento de muestreo.....	37
Figura 14. Daños en raíces de <i>Vitis vinífera</i> en el Valle de Guadalupe	39
Figura 15. Comparación de las raíces sanas y enfermas.	40
Figura 16. Esquema de la extracción de nematodos de las raíces de vid.	41
Figura 17. Procedimiento para identificar especies de <i>Meloidogyne</i>	45
Figura 18. Procedimiento para realizar cortes perineales.	46
Figura 19a. Algunos de los géneros de nematodos, procedentes del cultivo de vid del Valle de Guadalupe, Baja California	48
Figura 19b. Algunos de los géneros de nematodos, procedentes del cultivo de vid del Valle de Guadalupe, Baja California	49
Figura 20. Distribución de nematodos fitopatógenos	50
Figura 21. Contenido de arcilla en la zona de muestreo.	59
Figura 22. Agallamiento en las muestras de raíz del Valle de Guadalupe	61

Figura 23. <i>Meloidogyne incognita</i> en el Valle de Guadalupe	62
Figura 24. <i>Meloidogyne javanica</i> en el Valle de Guadalupe.....	63
Figura 25. <i>Meloidogyne arenaria</i> en el Valle de Guadalupe.....	64
Figura 26. Ubicación de las especies de <i>Meloidogyne</i>	65
Figura 27. Hembras de <i>Meloidogyne</i> spp. de plantas de vid (Variedad Chardonnay) inoculadas en plantas de jitomate.....	66
Figura 28. Frecuencia relativa de la presencia de los géneros de nematodos en el cultivo de vid del Valle de Guadalupe, Baja California, 2010.....	68
Figura 29. Densidad relativa de la presencia de los géneros de nematodos en el cultivo de vid del Valle de Guadalupe, Baja California, 2010.	69
Figura 30. Mapa en segunda dimensión de la densidad de <i>Meloidogyne</i>	83
Figura 31. Categoría de riesgo asignada a cada sitio de muestreo.	83
Figura 32. Distribución de <i>Tylenchulus</i> sp.....	88
Figura 33. Distribución de <i>Tylenchus</i> sp.....	89
Figura 34. Distribución de <i>Aphelenchus</i> sp.	90
Figura 35. Distribución de <i>Ditylenchus</i> sp.	91
Figura 36. Distribución de <i>Pratylenchus</i> sp.	92

I. INTRODUCCIÓN

Un factor determinante para la calidad del vino, es el viñedo del cual se obtiene la fruta para el proceso de la vinificación, por ello es importante conocer y evitar los daños que afectan a las plantas en el proceso de la producción. En general, varios factores se combinan, dando lugar a la disminución de la producción agrícola, es preciso cuantificar los principales.

Malcolm y Charles (2000) señalaron que la presencia de nematodos en un cultivo, influye directamente en la pérdida de la producción, reportándose pérdidas anuales del 11-14%. Sumado a este aspecto, la dificultad de erradicación de los nematodos en un cultivo establecido, como es el caso de los viñedos que son plantas perennes; así como el costo elevado de las plantas (variedades para vino); constituyen las razones por las cuales es necesario enfocarse en el problema que representan los nematodos en el cultivo de vid.

El Valle de Guadalupe es una región vitivinícola localizada en el estado de Baja California. Las variedades de vid que en la actualidad están presentes son el resultado de estudios largos de selección para determinar las especies que mejor se adaptan a las ocho zonas vinícolas del valle con distintas condiciones de tierra, clima, humedad (Villa-Sánchez, 2005).

No existen reportes sobre los géneros o especies de nematodos asociados al cultivo de vid, en el Valle de Guadalupe, B.C. El presente trabajo es un estudio básico, que determina e identifica los géneros presentes, así como la especie de mayor frecuencia; y analiza la relación con las variables evaluadas.

El término *Prospección* según la definición en el diccionario de la Lengua Española, edición 22, es la *exploración de posibilidades futuras basada en indicios presentes*. Por la naturaleza de este estudio, este objetivo se pretende alcanzar en base a un estudio de campo para determinar los nematodos presentes y realizar una comparación con la información obtenida mediante revisión bibliográfica de los géneros y especies de nematodos asociados a cultivo de vid en el Valle de Guadalupe.

1.1. Hipótesis

En el Valle de Guadalupe, existen nematodos reportados en la literatura como fitopatógenos para la vid (*Vitis vinifera*).

1.2. Objetivos

1.2.1. Objetivo general

Determinar el (los) género(s) de nematodos presente(s) en las muestras de suelo, provenientes de la zona del Valle de Guadalupe, en el Estado de Baja California.

1.2.2. Objetivos específicos

Identificar la especie de nematodo de mayor frecuencia y abundancia en el Valle de Guadalupe.

Cuantificar el daño presente en las raíces de las muestras provenientes del Valle de Guadalupe.

Interpretar la(s) relación(es) entre los nematodos y las variables evaluadas; a través de análisis estadísticos tradicionales y métodos geoestadísticos.

Establecer posibilidades futuras basadas en el resultado del muestreo, apoyando las ideas con revisión bibliográfica.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Descripción del Valle de Guadalupe

El estado de Baja California figura dentro de los principales estados productores de uva para vino en el país, en el 2008 se obtuvo una producción de 16,017.57 t, en una superficie sembrada de 3,609.5 ha, representa el 12.8% de la superficie nacional para este cultivo (SIAP, 2009).

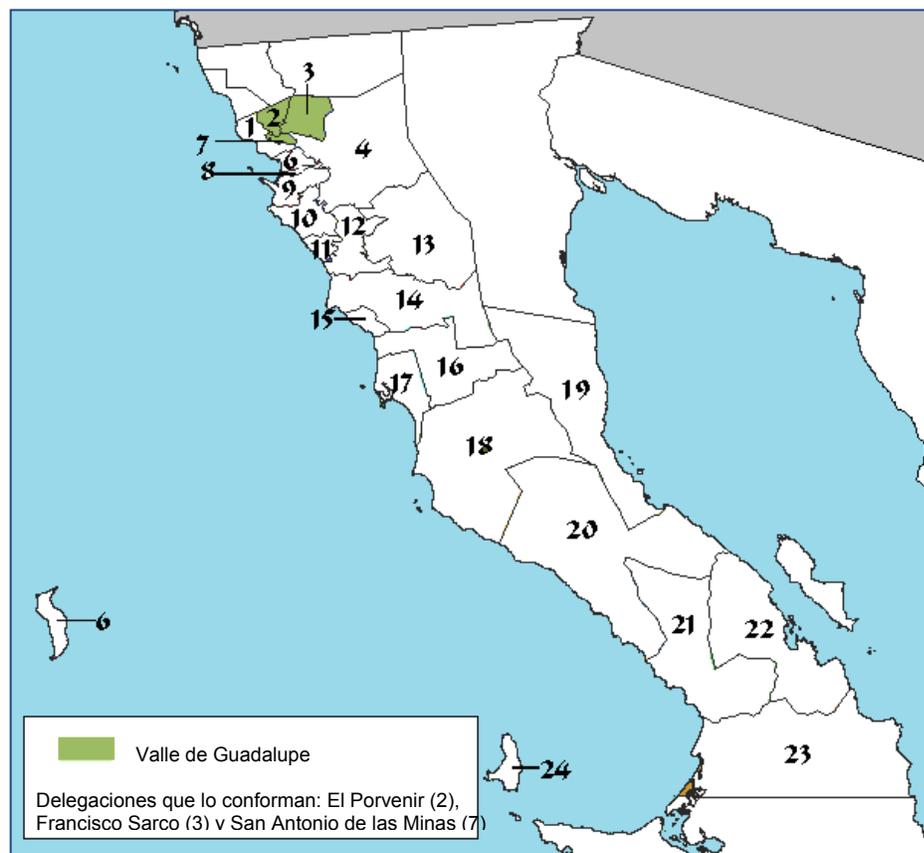


Figura 1. Delegaciones que conforman el Valle de Guadalupe. División política del municipio de Ensenada, Baja California, México (Fuente: STEBC, 2009).

El Valle de Guadalupe es una región vitivinícola localizada en el estado de Baja California, regido por la delegación de Francisco Zarco, dentro del municipio de Ensenada, en la figura 1 se indican las 24 delegaciones que constituyen al municipio (Secretaría de Turismo del Estado de Baja California, 2009).

Con 3,046.5 ha sembradas, el Valle de Guadalupe representa el 84.4% de la superficie sembrada en el Estado de Baja California (SIAP, 2009). Villa-Sánchez (2005) señala que 9 de las 16 empresas de vino más importantes del país se encuentran en el valle, en el cuadro 1, se resumen el año de fundación y la producción de las mencionadas empresas.

Cuadro 1. Empresas vinícolas más importantes en el Valle de Guadalupe, producción en cajas del 2005.

Marca	Año de fundación	Cajas
Domecq	1973	2 700 000
L.A.Cetto	1975	3 000 000
Cavas Valmar	1983	1 500
Vinos Bibayoff	1986	1 500
Monte Xanic	1988	40 000
Viña de Liceaga	1991	2 300
Chateau Camou	1994	22 000
Casa de Piedra	1994	1 000
Adobe Guadalupe	1998	1 000

Fuente: basado en datos de Villa-Sánchez (2005)

El Valle tiene un clima mediterráneo que es exclusivo y propicio para las actividades vitivinícolas. El invierno es frío y lluvioso, debido a los vientos monzónicos del noroeste, y el verano cálido, debido a los vientos del sureste, esto brinda un clima propicio para que la vid crezca y madure (Villa-Sánchez, 2005).

Variedades como Cabernet Sauvignon, Petite Sirah, Nebbiolo, Ruby Cabernet, Zinfandel, Merlot, Petite Verdot, Malbec, Montepulciano, Gamay, Grenache, Chardonnay, Sauvignon Blanc, Chenin Blanc, Viognier y Blanc de Colombar, son algunas de las que se utilizan para elaborar una amplia gama de vinos.

2.1.1. Acciones del sector vitivinícola, frente al cambio climático

No son desconocidos los cambios actuales en la temperatura, ni el impacto al que la agricultura se encuentra expuesta. En el sector vitícola del estado de Baja California surge la necesidad de cambiar algunas variedades actuales por variedades que son más resistentes a los calores extremos (Alatorre, 2010).

Kardol (2010), en un análisis de funcionamiento de ecosistema del suelo ante el cambio climático, mencionó que el calentamiento altera directamente las comunidades microbianas. Debido al incremento de su actividad, el cambio climático también afecta a la composición de la comunidad de plantas; consecuentemente se alteran las comunidades del suelo que dependen de estas entradas “vegetales”.

En la figura 2, se muestra una gráfica de un Análisis Canónico de Componentes, en el que se detalla la tendencia de los nematodos entre las variables a las que fueron sometidos (Humedad, CO₂ y calor). Esta tendencia está fuertemente ligada a la función del nematodo en el proceso de la descomposición.

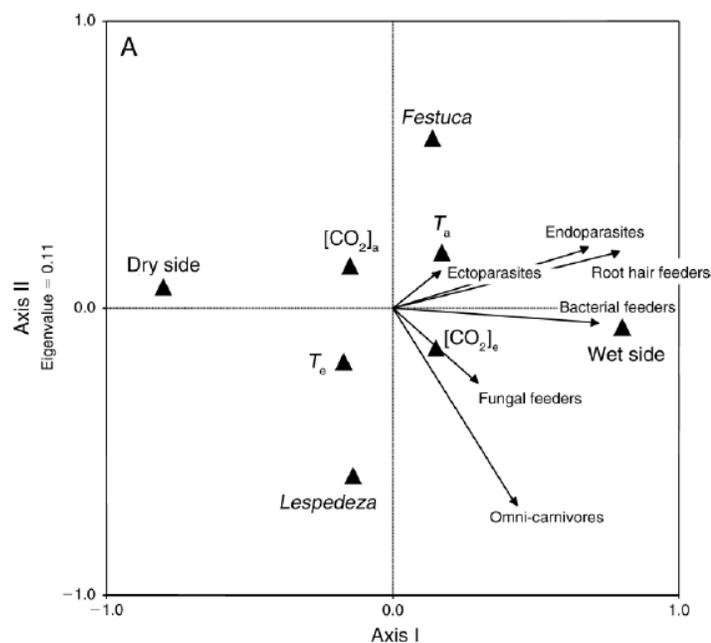


Figura 2. Nematodos como indicadores del cambio climático. Relación entre el tipo de nematodos (por su hábito de alimentación) y tratamiento. Los tratamientos incluidos son temperatura (T), H₂O, y especies de plantas (*Lespedeza* y *Festuca*). Fuente: Kardol (2010)

Un grupo de indicadores de la funcionalidad del ecosistema del suelo son los nematodos. En el estudio anteriormente mencionado, los nematodos tuvieron mayor impacto por el cambio en la disponibilidad de agua (2 mm o 25 mm por semana) que por la elevación de CO₂ o el calentamiento.

2.1.2. Sistema de producción en el Valle de Guadalupe

La producción en el Valle de Guadalupe, como se mencionó anteriormente, es importante dentro de la industria vinícola de México. Cada empresa tiene un sistema de producción definido; sin embargo, a continuación se detalla lo observado en campo, así mismo en la figura 3 se ilustran las particularidades de los ranchos muestreados.

La gran mayoría de fincas proporcionan agua al cultivo a través de sistema de riego, el sistema de conducción de las plantas de vid es cordón bilateral, el injerto se realiza cuando la planta está en dormancia, evitando que sea en época de heladas y que la planta haya iniciado la brotación, para favorecer el injerto.

Se usan diferentes patrones, depende de la necesidad; pueden ser para resistencia a filoxera, a salinidad, a sequías, a nematodos. Los patrones más usados son Freedom, Salt Creek, 1103.140RU (Le Ruggiere 140) y 1103 (LE Paulsen 1103), ésta última es la que mayormente se utiliza en el valle. También existen variedades plantadas directamente, sin el uso de un patrón, las denominadas "pie franco".

Las podas se hacen de enero a marzo, antes de la brotación. El seguimiento fenológico, lo constituyen el inicio de brotación, brotación completa, inicio de floración, floración completa, inicio de envero (o pinta), envero completo o pinta completa y cosecha. El tiempo de cada fase del seguimiento depende de la variedad, el clima, los riegos y las fertilizaciones.

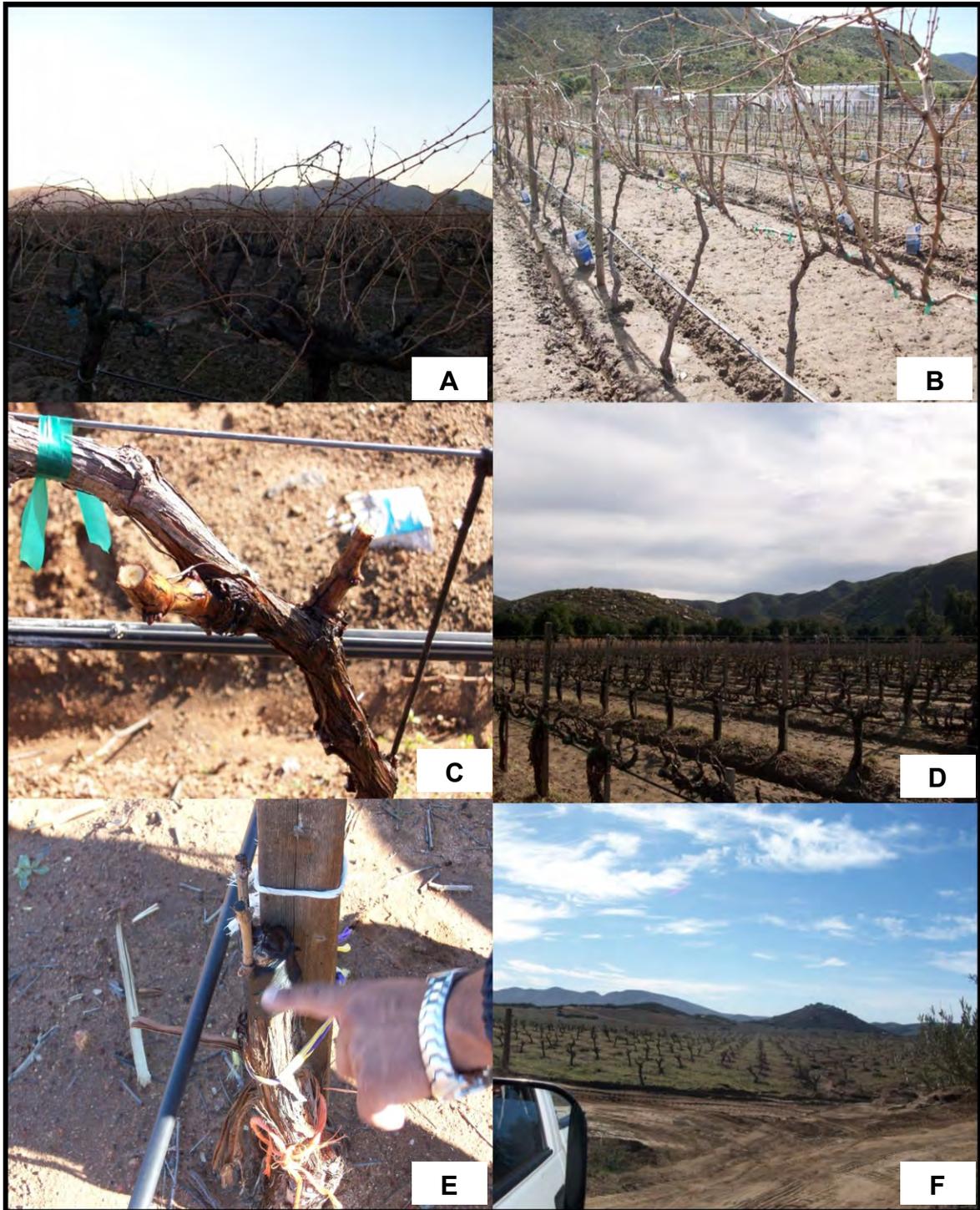


Figura 3. Características de producción en los ranchos evaluados del Valle de Guadalupe, Baja California; durante el primer trimestre del año 2010. **A y B:** Época de muestreo: Dormancia (RANCHO GRANDE); **C:** Poda (VIÑA ALEGRE); **D:** Sistema de conducción: Doble cordón; **E y F:** Injerto de yema (EL CARRILLO)

2.1.3. Factores limitantes del sector

Según la Comisión Nacional del Agua CONAGUA, (2010); la escasez de agua en el estado de Baja California, está determinada por la disminución en la reserva actual del acuífero, que es de 218 millones m³. Cada año, el acuífero recibe recargas por lluvias, escurrimientos y otras fuentes, en promedio 24 ml de lámina, pero se extraen 30 ml, lo que significa que se sobreexplotan anualmente 6 ml.

La baja capacidad de exportación de las empresas del sector. Sólo las firmas más grandes, como Santo Tomás, L.A. Cetto, Domecq y Monte Xanic, que concentran 90% de la producción de vino de Baja California, así como las bodegas boutique, como Casa de Piedra o Cavas Valmar, tienen la capacidad de exportar.

Otro factor limitante es la importación de vinos del extranjero, según estadísticas de la Asociación Nacional de Vinicultores, desde 2002 México produce un promedio de 1.5 millones de cajas al año, de las cuales Baja California aporta alrededor de 80% de la producción. En 2008, la producción apenas rebasó el millón de cajas mientras que la importación alcanzó 2.7 millones de cajas.

2.2. El cultivo de la vid

Antes de la llegada de los españoles, en América ya existían variedades de “*Vitis silvestres*”, actualmente se ha identificado como *Vitis rupestris*, *V. berlandieri* y *V. candicans* (Pratt, 2001). Alrededor de 1530 los conquistadores llevaron pasas de uva, semillas, vástagos de viñas (Vid europea: *V. vinífera*) y olivos a México, sin demasiado éxito (Lanzarini y Mangione, 2009).

Las especies americanas se han cruzado con la especie europea para crear tanto patrones como cultivares. La inclusión de vid franco-americanas (híbrido francés) que son más resistentes al frío y filoxera, menos sensibles a enfermedades fúngicas que las *V. vinífera* (Pratt, 2001).

2.2.1. Características generales

La vid, *Vitis vinífera* L., es un arbusto sarmentoso y trepador, una liana; provista de órganos naturales que le permiten fijarse a tutores naturales o artificiales. Se reproduce mediante estacas obtenidas de la misma planta (Reyner, 2005).

Cada variedad de uva tiene particularidades que permiten diferenciar los distintos cepajes: por ejemplo al Malbec del Cabernet Sauvignon o a éste de una variedad blanca como el Chardonnay o Viogner. Estas diferencias se expresan en la forma, textura y color de las hojas, el tamaño y forma de los racimos, el color, gusto y aroma del grano; entre otros rasgos distintivos que varían, además, según el clima y el suelo del lugar de cultivo (Martínez de Toda, 2008).

2.2.2. Morfología

En la vid se distinguen claramente dos partes. La subterránea, formada por las raíces de mayor o menor grosor. En la parte aérea se diferencian el tronco, los brazos, los sarmientos, los brotes, hojas, frutos y zarcillos. La figura 4 ilustra las partes de la planta de vid.

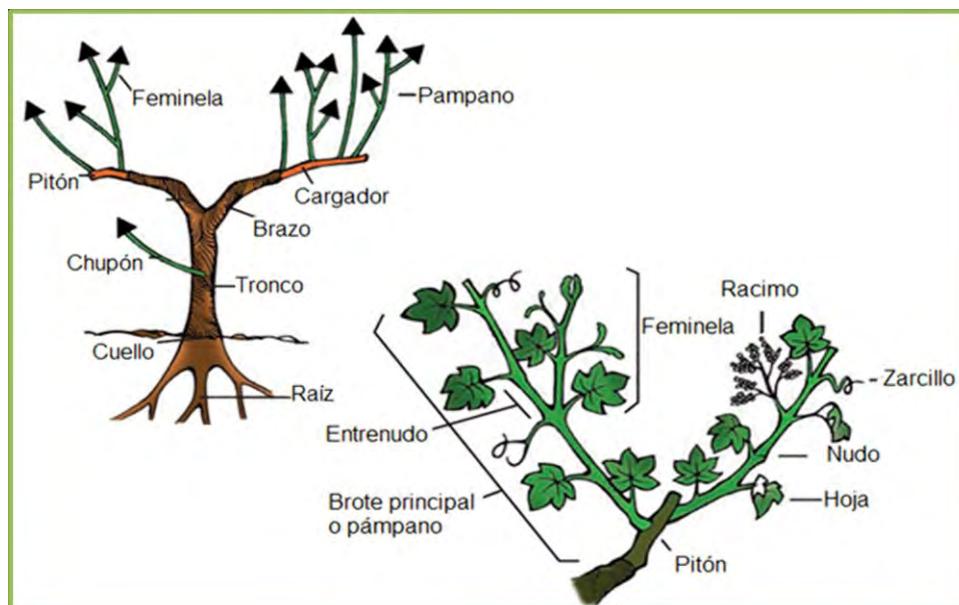


Figura 4. Partes de la planta de vid *Vitis vinífera* L. (Fuente: Lanzarini y Mangione, 2009)

Raíces: Tienen la función de sostén, absorción y reserva. En el extremo de una raicilla se encuentra la zona de pelos absorbentes, único lugar de ingreso de agua y nutrimentos, desde el suelo a la planta (Hidalgo, 2003).

Troncos y brazos: Su estructura es prácticamente igual a la de los brotes y sarmientos y no difieren demasiado de la radical. Su función es la de sostén y conducción. Los troncos también respiran y almacenan reservas.

Pámpanos y sarmientos: Apenas brota la yema latente se origina un brote que en la vid se suele denominar pámpano. El pámpano se convierte en sarmiento después que se lignifica, este proceso se denomina maduración del sarmiento o “agostamiento”. En la figura 5, se describe la morfología de los pámpanos, éstos se ensanchan en la zona donde se insertan yemas, hojas, zarcillos y, en algunos casos, también racimos (Hidalgo, 2003).

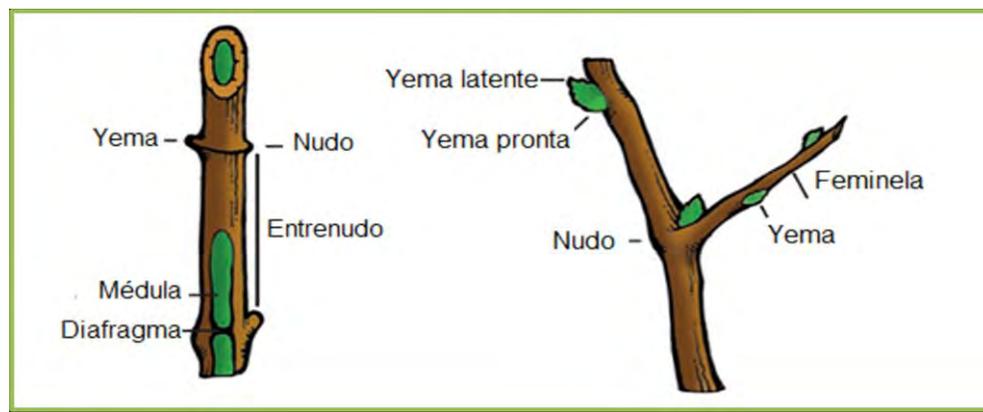


Figura 5. Secciones de un pámpano de vid. (Fuente: Lanzarini y Mangione, 2009)

Hojas: Hay una hoja en cada nudo. Formadas por el pecíolo y la lámina o limbo. En su cara superior, tiene una cutícula y pocos estomas. La inferior está mucho menos cutinizada y posee gran cantidad de estomas (100 a 300 .mm^{-2}).

Zarcillos: Se originan de una yema y se encuentran en forma opuesta a la hoja. Al principio, los zarcillos son verdes y tiernos, después y por un crecimiento desigual, se enroscan sobre un sostén que se retuerce y luego lignifican. Su función es de sostén.

Yemas: Como se puede observar en la figura 6, la yema tienen varias escamas, en su interior un cono vegetativo con un meristema terminal con sus hojas, zarcillos, racimillos de flor y bosquejos de yemas. Se distinguen yemas latentes, prontas y de madera vieja. Las yemas latentes se desarrollan al año siguiente de su formación, las prontas pueden desarrollarse el mismo año de su formación dando origen a las femineles o nietos; las de madera vieja (adventicias o no endógenas), son yemas latentes por muchos años y dan origen a los chupones (Hidalgo, 2003).

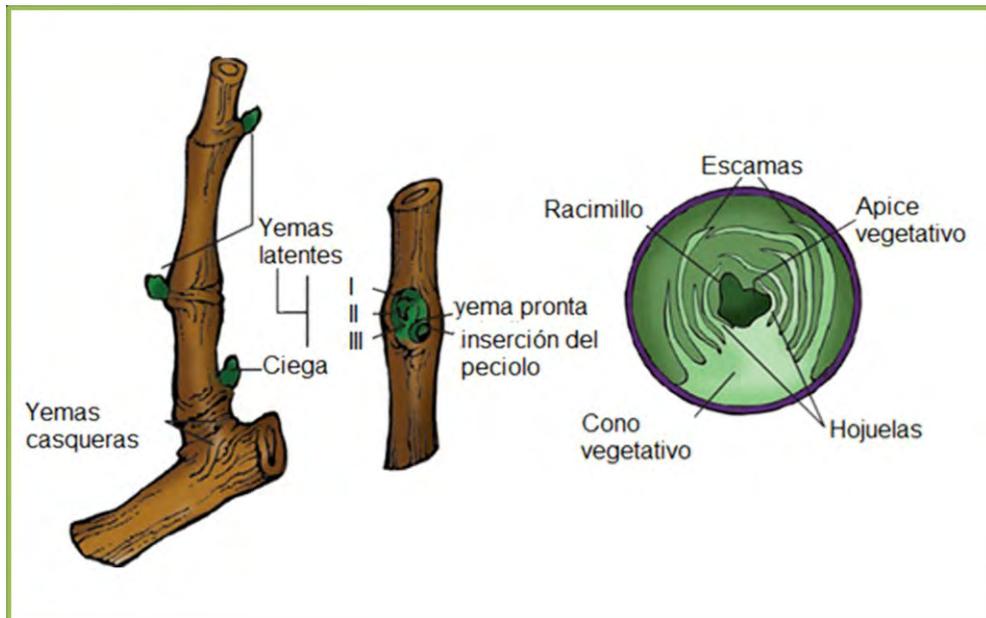


Figura 6. Estructura de una yema. (Fuente: Lanzarini y Mangione, 2009)

Flores: Flores hermafroditas en la mayoría de variedades, son órganos evolucionados dispuestos en una inflorescencia (Pratt, 1971).

Racimo: Formado por el escobajo, raquis o raspón, y los granos o bayas. Granos o bayas: Aparecen una vez cumplida la fecundación, formado por el hollejo o piel (epicarpio), hacia adentro sigue la pulpa (mesocarpio) con células de gran tamaño que contienen el mosto; y por último, las semillas (endocarpio), óvulos fecundados que llegan a un máximo de cuatro semillas por grano (Martínez de Toda, 2008).

Escobajo, raquis o raspón: Tiene un pedúnculo, un eje principal y ramificaciones primarias, secundarias y terciarias. El largo y disposición del eje y de las ramificaciones hacen que los racimos tengan distintas forma y tamaño, lo cual también es importante a la hora de diferenciar variedades. En algunas variedades suele aparecer una ramificación en el pedúnculo, que puede o no tener granos y se denomina “viuda”. En las variedades de uvas destinadas al consumo en fresco, esta “viuda” se corta, pues las deprecia comercialmente (Pratt, 1971).

2.2.3. Labores en el cultivo

En el cultivo de vid para vinificar las labores específicas normalmente realizadas son: poda, desbrote, acomodo y recorte de pámpanos, raleo de racimos y cosecha. Además de otras labores más generales como: riegos, control de heladas, fertilización, control de malezas y control fitosanitario (Martínez de Toda, 2008).

2.2.4. Ciclo de producción de vid

En la planta de vid existen zonas llamadas meristemas que conservan permanentemente la capacidad de división celular. Existe tejido meristemático en los ápices de tallos, raíces y en las yemas axilares; estos constituyen el meristema primario, preformados en el embrión de la semilla; y son responsables del crecimiento en largo de los brotes y raíces, la formación de nuevas hojas, yemas y flores. El crecimiento a lo ancho se debe al meristema secundario (cambium y felógeno) (Reyner, 2005).

Cada año, terminada la dormición verdadera (pasado el invierno), la yema latente (axila de las hojas) da origen a un brote con cierto número de yemas y hojas. Un número variable de esas hojas y yemas están ya preformados en las yemas. El meristema apical hará que se formen hojas y yemas restantes (Reyner, 2005).

Martínez de Toda (2008) indica que la temperatura, luz, estado hídrico y reguladores de crecimiento; son factores que afectan el crecimiento de los brotes en la planta de vid.

Temperatura: Es uno de los más influyentes. Una vez que brota la yema, el crecimiento del pámpano es mayor cuanto mayor es la temperatura. Esto ocurre hasta los 25° a 30°C. A partir de ahí, empieza a decrecer. La temperatura del suelo también influye en la velocidad de crecimiento del brote.

Luz: El crecimiento de las plantas de vid está influenciado por la duración (fotoperíodo), la intensidad y calidad de la luz (longitud de onda, color).

Estado hídrico: Afecta el crecimiento de la planta en forma directa e indirecta (cierre estomático).

Reguladores de crecimiento: Todos los procesos de crecimiento y desarrollo de los vegetales están regulados por una o más hormonas.

2.2.4.1. Envero y Madurez.

La palabra “envero” procede del término enverar, madurar. Puede considerarse también como el cambio de color que sufren las uvas cuando empiezan a madurar. La maduración se suele definir como el período comprendido entre el envero y la vendimia (Reyner, 2005).

2.2.4.2. Reposo Vegetativo

Luego de la cosecha, comienzan procesos hormonales internos en la planta y se modifican sus estructuras. Las hojas comienzan a perder su clorofila y a tomar los colores del otoño: amarillos, marrones, ocre. Cuando las hojas caen, la planta entra en reposo vegetativo hasta la próxima primavera, deja de alimentarse, de extraer del suelo los nutrientes indispensables que transporta a través de la savia (Martínez de Toda, 2008).

2.2.4.3. Poda

Es una operación muy antigua y fundamentalmente es la práctica mediante la cual se eliminan ciertas partes de la planta (sarmientos, brazos, etc.) intentando modificar el desarrollo natural de la cepa, equilibrar su vigor y producción para adecuarlos a las necesidades del productor y haciéndolos sostenibles en el tiempo (Hidalgo, 2003).

2.3. Nematodos fitopatógenos al cultivo de vid

2.3.1. Generalidades de los nematodos

De todas las especies descritas de nematodos, aproximadamente 13000 especies, el 10% representan a nematodos fitoparásitos. El 15% aproximadamente son parásitos de animales, cerca del 50% nematodos marinos y 25% de vida libre (Malcolm y Charles, 2000).

Los nematodos, por sí solos, se mueven pobremente en el suelo; su movimiento puede ser de unos centímetros a máximo un metro por estación. Sin embargo, se mueven fácilmente con cualquier agente que lleve partículas de suelo como equipos de jardinería y/o agricultura, la irrigación, las inundaciones y el drenaje de agua. La diseminación en largas distancias ocurre, principalmente, a través del movimiento de plántulas infectadas, una planta contaminada puede transmitir nematodos a las plantas cercanas. (Malcolm y Charles, 2000).

2.3.2. Método de extracción: Flotación-centrifugación

En el método de flotación-centrifugación, los nematodos son separados del suelo y suspendidos en agua, y la suspensión es centrifugada para concentrar los nematodos, la cual es centrifugada nuevamente en una solución de sacarosa de gravedad específica, que permita la flotación del nematodo, este método permite recuperar la mayoría de nematodos del suelo, incluyendo los activos y los inactivos, además de obtener las muestras limpias (Coyne *et al.*, 2007).

Si se quiere obtener especies que son más grandes (*Longidorus*, *Xiphinema*), se debe aumentar el peso específico de la sacarosa. La precaución es no permitir que los nematodos estén más de 2 min en la solución de sacarosa, la presión osmótica puede destruirlos o inclusive matarlos y esto dificulta la identificación (Malcolm y Charles, 2000).

Las características de los nematodos que permiten su extracción a través de este método son las siguientes:

Movilidad activa: los nematodos endoparásitos y ectoparásitos vermiformes, emigrarán de los tejidos de las plantas y de las partículas del suelo en suspensión, fuera del sedimento (Malcolm y Charles, 2000).

Tamaño: las muestras suspendidas son filtradas a través de mallas de apertura conocida, para separar las partículas gruesas del suelo de las finas.

Peso específico: el peso específico de la mayoría de los nematodos es 1.05 kg.m⁻³, ligeramente superior a la del agua (1.0 kg.m⁻³), es por ello que de una manera lenta tienen a irse al fondo de un recipiente con agua, si la densidad del líquido se incrementa con la adición de sacarosa, 1.18 kg.m⁻³, flotará en la superficie. El peso específico de la arcilla es de 1.2 a 1.6 kg.m⁻³ (Coyne *et al.*, 2007).

2.3.3. Identificación de nematodos

Diferencias en la morfología, anatomía y en las estructuras finas, se usan para la identificación de géneros y especies de nematodos fitoparásitos (Malcolm y Charles, 2000). La identificación de especies de *Meloidogyne* por patrones perineales es una técnica rápida y de bajo costo (Guzmán-Plazola *et al.*, 2008).

Electroforesis en gel, serología, pruebas de ADN, reacción en cadena de la polimerasa con amplificaciones polimórficas al azar de ADN (PCR-RAPD), RFLP y otros procesos tienen aplicación para la identificación de nematodos, sin embargo no son usadas en los diagnósticos (Carneiro *et al.*, 1996).

2.3.4. Daño que ocasionan los nematodos en las plantas

El nivel de daño que causan los nematodos depende de una amplia gama de factores tales como la densidad poblacional, la virulencia de las especies o aislados, y la resistencia (habilidad de la planta de reducir la población del nematodo) o tolerancia (habilidad de la planta de rendir una cosecha a pesar del ataque del nematodo) de la planta huésped (Coyne *et al.*, 2007). Así como el estrés de la planta producido por sequía, inadecuada nutrición, o el ataque por otros patógenos y plagas (Malcolm y Charles, 2000).

Aunque exista conocimiento de la relación nematodo-cultivo y los factores que la modifican, aún existen aspectos por estudiar. Por ejemplo, en la mayoría de los casos se desconoce los umbrales del nematodo que causan daño en diversos cultivos en varias partes del mundo y la amenaza que estos representan para los mismos (Coyne *et al.*, 2007)

En la planta, los síntomas del ataque por nematodos son aéreos y subterráneos. Los síntomas aéreos, en el caso de nematodos de raíces, son síntomas secundarios se puede observar amarillamiento, reducción del crecimiento. Los subterráneos en cambio dependen de la especie de nematodo.

El daño que ocasionan los nematodos en cultivos anuales está relacionado con la densidad de la población al momento de la siembra. Mientras que para cultivos perennes como la vid una población baja no ocasiona un daño severo, pero tiene el potencial de convertirse en un serio problema para los ciclos posteriores (Malcolm y Charles, 2000).

Los diferentes géneros que se han reportado afectando a vid, lo hacen en partes específicas de la planta, existen pocos reportes de síntomas en vid; aunque se conoce de manera general el daño que ocasiona los géneros, es necesario comprobar esos daños en vid.

Ferris y Mckenry (1975) asociaron los géneros *Meloidogyne* spp. y *Pratylenchus* spp. con el declinamiento prematuro de viñedos y la inhabilidad para el establecimiento de los replantes. En el mismo trabajo en condiciones de invernadero se concluyó que *Longidorus africanus* y *Xiphinema americanum* retardan el desarrollo de las raíces en plantas jóvenes de vid.

2.3.5. Lista de nematodos fitopatógenos en el cultivo de vid

Se han identificado 16 especies y 15 géneros asociados al daño en vid (CPC, 2005; Raski, 2001; Crozzoli, 2002), se detalla en el cuadro 2.

Cuadro 2. Géneros y especies de nemátodos reportados como fitopatógenos en el cultivo de vid.

ESPECIES	Mundial CPC (2005)	México Cid del Prado- Vera <i>et al.</i> , (2001)	Estados Unidos Raski, (2001)	Venezuela Crozzoli (2002)
<i>Meloidogyne incognita</i>		X	X	X
<i>Meloidogyne arenaria</i>	X	X	X	
<i>Meloidogyne javanica</i>		X	X	
<i>Meloidogyne hapla</i>			X	
<i>Tylenchulus semipenetrans</i>	X	"Distribución de Especies y Razas de <i>Meloidogyne</i> en México" por ello no incluye otros géneros	X	X
<i>Xiphinema americanum</i>	X		X	X
<i>Xiphinema diversicaudatum</i>	X		X	
<i>Xiphinema index</i>	X		X	
<i>Xiphinema rivesi</i>	X			
<i>Xiphinema italiae</i>				X
<i>Helicotylenchus H. dihystra</i>	X			
<i>Paratrichodorus porosus</i>	X			
<i>Pratylenchus pratensis</i>	X			
<i>Pratylenchus vulvus</i>	X			
<i>Trichodorus</i>	X			
<i>Longidorus</i>				X
<i>Rotylenchus</i>				X
<i>Criconemella xenoplax</i>				X
<i>Paratylenchus hamatus</i>				X
<i>Hoplolaimus</i>				X
<i>Tylenchorhynchus</i>			X	
<i>Aphelenchus</i>				X

Los géneros que contienen más especies son *Meloidogyne* y *Xiphinema*; las especies de nematodos agalladores que causan un daño directo sobre las raíces de vid son *M. incognita*, *M. arenaria*, *M. hapla* y *M. javanica* (CPC, 2005; Cid del Prado-Vera *et al.*, 2001); y de los nematodos que causan daños indirectos al ser vectores de virus, están *Xiphinema americanum*, *X. diversicaudatum*, *X. rivesi*, *X. index* (CPC, 2005) y *X. italiae* (Raski, 2001).

Los géneros semiendoparásitos son *Helicotylenchus* y *Tylenchulus*, diversos nematodos ectoparásitos *Criconemella xenoplax*, *Paratylenchus hamatus* y *P. neoamblycephalus*; *Rotylenchulus* spp; *Hoplolaimus* spp. (Raski, 2001). Sin embargo en esta revisión de literatura se incluyen las características únicamente de los géneros que se identificaron en el muestreo del Valle de Guadalupe.

2.3.6. Nematodos agalladores: *Meloidogyne* spp.

2.3.6.1. Generalidades

Bessey fue el primero en encontrar y describir estos nematodos atacando al género *Vitis* en la Florida en 1911 (Raski, 2001).

En la república mexicana, los nematodos agalladores se encuentran ampliamente distribuidos, con registros en al menos 23 de los 32 estados en este país (Cid del Prado-Vera *et al.*, 2001), en la figura 7 se detalla la ubicación, se resalta en el círculo rojo, la superficie de estudio en el Valle de Guadalupe.

2.3.6.2. Síntomas

Meloidogyne rara vez mata a las plantas de vid, pero si es común la reducción en vigor y como consecuencia que muestren mayor sensibilidad al estrés. Como daños económicos las cosechas disminuyen hasta niveles marginales, siendo mayores los daños en viñedos recientemente plantados (Raski, 2001).

Aunque los síntomas se confunden a menudo con el estrés hídrico o con deficiencias nutritivas, la respuesta característica de la planta al ataque es la formación de pequeñas hinchazones o agallas en las raíces absorbentes, raíces jóvenes o en las raíces secundarias (García de Lujan y Bernabé, 1998).



Figura 7. Distribución de especies y razas de *Meloidogyne* en la República Mexicana. Se marca en rojo, el área de muestreo del presente estudio. Fuente (Cid Del Prado-Vera et al., 2001)

Agallas más grandes pueden aparecer como consecuencia de múltiples infecciones. Por lo general, cuando *Meloidogyne* está atacando a una planta de vid, el sistema radical es muy reducido y gran parte de las raíces absorbentes están muertas (Malcolm y Charles, 2000). La presencia de agallas provoca que la planta frene su crecimiento, se debilite, tome aspectos raquíticos con amarillosos, sarmientos delgados, cortos y mal agostados en su extremidad (García de Lujan y Bernabé, 1998).

El crecimiento y reproducción de *Meloidogyne incognita*, representa 15% de pérdida energética para la planta, ocasionada por la alta reproducción y parasitismo obligado del nematodo, además de su habilidad para afectar los tejidos vasculares que alteran la translocación del agua y los solutos hacia los brotes en la planta (Melakeberhan y Ferris, 1989). El resultado es la reducción del área foliar, consecuentemente baja el ingreso energético a través de la fotosíntesis; disminuyendo la productividad de las vides infectadas por nematodos.

2.3.6.3. Organismos causales

M. incognita, *M. javanica*, *M. arenaria* y *M. hapla*, son las especies de los nematodos agalladores que afectan la producción de la vid (Raski, 2001).

Para distinguir entre las especies del género *Meloidogyne*, se utilizan los patrones perineales de las hembras adultas, así como la observación de la parte anterior de los machos, características de los juveniles, el uso de plantas hospedantes diferenciales, además estudios bioquímicos han demostrado que la mayoría de especies de *Meloidogyne* pueden ser diferenciadas por la enzima de fenotipos especie-específico usando la isoesterasa (est) y la malato deshidrogenasa (Mdh) (Carneiro *et al.*, 1996).

Meloidogyne incognita está presente en climas templados y tropicales, dentro del género es el nematodo más dañino a nivel mundial (Guzmán-Plazola *et al.*, 2008)

2.3.6.4. Ciclo biológico y Epidemiología

Las hembras de los nematodos endoparásitos sedentarios generalmente producen una gran cantidad de huevos, que permanecen dentro de su cuerpo (*Heterodera* spp.) o se acumulan en masas de huevos (*Meloidogyne* spp.) (Coyne *et al.*, 2007).

Las hembras depositan los huevos fuera de su cuerpo, en una matriz gelatinosa hasta de 1500 huevos. El ciclo de huevo a huevo dura 25 días a 27°C, son posibles varias generaciones por año. Los machos son escasos o no existen en el suelo, pueden aparecer cuando las raíces son abundantes o como respuesta a otras condiciones estresantes para los nematodos (CPC, 2005).

Melakeberhan *et al.* (1989) señalaron que las hembras adultas de *M. incognita*, se encuentran dentro del tejido de la raíz en todas las etapas de desarrollo de vida, incluyendo la dormancia; se pueden observar huevos en todas las etapas de embriogénesis. Antes de la brotación existe un movimiento en el floema de la savia elaborada hacia las raíces, esta demanda energética de las hembras es importante dentro de las reducciones de la energía del hospedero; coincidiendo con la etapa en la que se estimulará la emisión de raíces de la planta de vida.

2.3.6.5. Asociación con otros organismos

La asociación entre *Meloidogyne incognita* y otros organismos fitopatógenos en vida, producen problemas significativos. El enanismo de las plantas de vida, es importante en la etapa de propagación, Walker (1997) identificó como agente causal la asociación del nematodo y *Rhizoctonia solani*.

2.3.6.6. Susceptibilidad de variedades

La variedad Colombard es susceptible a *M. incognita* y *M. javanica*; el crecimiento de las nuevas raíces fue suprimida en 35% por *M. incognita* (Walker, 1997).

2.3.7. Nematodos de las lesiones

2.3.7.1. Generalidades

Se han identificado 5 especies asociadas al daño en vida. La especie más importante *Pratylenchus vulnus* se ha encontrado en el Valle de San Joaquín California y también está distribuido en Australia. *P. pratensis* se encuentra en la Unión Soviética. Las otras tres especies tienen una distribución limitada en Australia y California (Raski, 2001).

2.3.7.2. Síntomas

Al extraer una planta atacada por este género, se muestra un pobre desarrollo de las raíces y la presencia de muchas raíces absorbentes muertas. Ocasionalmente las raicillas quedan destruidas, al poco tiempo de emergidas, confiriendo una apariencia de "escoba de bruja" (Raski, 2001).

Frecuentemente, también se desarrollan infecciones bacterianas y fúngicas que contribuyen a la podredumbre, aunque el nematodo por sí solo ocasiona daños (Coyne *et al.*, 2007).

Densidades de *P. hamatus* influyen directamente con el rendimiento, desarrollo y el vigor de las plantas de vid (Ferris y Mckenry, 1975).

2.3.7.3. Organismos causales

Las cinco especies asociadas con la vid son *P. vulnus*, *P. brachyurus*, *P. scribneri*, *P. neglectus* y *P. pratensis* (Raski, 2001).

2.3.7.4. Ciclo de vida y Epidemiología

Las hembras depositan los huevos individualmente en el suelo o en los tejidos de raíz, son migratorios y endoparásitos en sus hábitos de vida. Las larvas se desarrollan, mudan una vez, y emergen de los huevos como segundo estado juvenil (CPC, 2005).

Estos juveniles penetran en las raíces de los huéspedes y se mueven a través del córtex, penetrando, alimentándose en él y matando las células. Conforme el nematodo se alimenta y emigra dentro de las raíces, destruye células de la planta y también interrumpe las funciones celulares normales causando la muerte del tejido. (Coyne *et al.*, 2007). En algunos huéspedes ciertos compuestos polifenólicos se oxidan, produciendo necrosis y la formación de lesiones. Los machos son frecuentes y la reproducción es sexual (Raski, 2001).

Los juveniles carecen de estilete y esófago plenamente formado, pudiendo sobrevivir en el suelo por largos periodos de tiempo sin alimentación (Malcolm y Charles, 2000).

2.3.8. Nematodo de los cítricos

2.3.8.1. Generalidades

La primera cita de estos nematodos en la vid se hizo en California, en el año 1956, y el mismo año se encontró en viñedos de Australia. Desde entonces ha sido referido en viñedos de India, Egipto y Filipinas. Este nematodo está considerado como una de las especies de nematodos más patógenos de la vid, las cosechas disminuyen gradual e inevitablemente y los viñedos resultan antieconómicos (Raski, 2001).

2.3.8.2. Síntomas

El principal efecto es la muerte de las raíces absorbentes, aunque algunas raicillas laterales pueden soportar grandes poblaciones. Los nematodos producen una profusa masa gelatinosa a la cual se adhieren partículas de suelo.

2.3.8.3. Organismo Causal

Tylenchulus semipenetrans

2.3.8.4. Ciclo de vida y Epidemiología

La hembra es semiendoparásito sedentario, permanece fija en la raíz por el extremo de la cabeza. El ciclo de vida dura de cuatro a ocho semanas para completarse. Las larvas emergen de los huevos como segundo estado larvario. Los machos llevan a cabo tres mudas rápidamente sin alimentarse, tiene un estilete degenerado y un sistema esofágico, se encuentran solamente en el suelo y no son necesarios para la reproducción.

Las hembras se alimentan en los tejidos corticales y también mudan tres veces, antes de hacerse adultos embebidos en la raíz durante el resto de su ciclo vital (Raski, 2001).

2.3.9. Nematodos ectoparásitos

Los nematodos ectoparásitos se alimentan sobre la superficie de la planta, generalmente lo hacen de los pelos radicales o de los tejidos corticales. Se encuentran en grandes densidades poblacionales pero no siempre constituyen un problema, pueden causar un daño grave cuando la planta está sufriendo otros estreses bióticos o abióticos (Coyne *et al.*, 2007).

Los nematodos ectoparásitos asociados al cultivo de vid son: Nematodo anular *Criconemella xenoplax*, nematodos aguja *Paratylenchus hamatus* y *P. neoamblycephalus*; nematodos reniformes *Rotylenchulus* spp; nematodos espirales *Helicotylenchus* spp.; nematodos lanza *Hoplolaimus* spp. y algunas especies del género *Rotylenchus*; el nematodo atrofiador de raíces *Paratrichodorus christiei* y los nematodos *Tylenchorynchus* spp (Raski, 2001).

No existía ninguna información válida de estos parásitos en la vid hasta 1950, en los últimos años la identificación de nematodos en muchos países han elevado una amplia recolección de ectoparásitos en los suelos (Raski, 2001).

2.4. Comunidad de nematodos

El término “población” se define como “un grupo de individuos de la misma especie que ocupan un área determinada y que realizan intercambio de genes” (Sutton y Harmon, 1998). El estudiar las poblaciones ofrece indicios para comprender y controlar las enfermedades epidémicas, todas las poblaciones comparten varias características. La primera es su distribución, que incluye tamaño, forma y localización del área que ocupa. Se caracteriza así mismo, por el número de individuos que la componen y su densidad (Molles, 2005).

Norton (1978) en su capítulo 4: *Comunidades*, introduce el concepto de Valor de importancia o "Prominence Value", actualmente usado para analizar las poblaciones de nematodos, como ejemplo se cita el trabajo de Mekete *et al.* (2008) en Etiopía, un muestreo en una zona cafetalera, otros trabajos que se usaron en esta revisión continúan utilizando los conceptos propuestos por Norton.

La población de nematodos que se alimentan de raíces puede aumentar en tamaño y densidad, el daño en el tejido de nematodos inicia y permite que los tejidos de las plantas sean atacados por hongos, bacterias y otros organismos, siendo este, un daño indirecto.

Conceptos como estabilidad, diversidad y estructura, son importantes características dentro de comunidad (Molles 2005).

La estabilidad, implica la resistencia al cambio de las especies o de la comunidad. En el nematodo depende de la estabilidad del ambiente abiótico y la interacción entre los componentes bióticos, incluyendo el hospedante (Norton, 1978).

La diversidad, es el número de especies de un taxón, o el número de taxas en una comunidad (Molles, 2005).

La estructura, se refiere a la composición faunística, se relaciona con la composición estructural. Diferentes especies presentes en niveles verticales, esto es llamado estratificación de especies o estructura vertical (Molles, 2005).

Poblaciones mezcladas de nematodos pueden constituir una comunidad, considerándose que la población es natural. El parasitismo, se da entre la interrelación de al menos dos miembros de la comunidad, el patógeno y el hospedante, sin interacción la comunidad no está estructurada.

Los grupos de especies pueden ser estructurados distintamente en tiempo o localización debido a las diferencias ambientales y a la edad de los nematodos. La mayoría de los nematodos fitopatógenos no dependen de otros organismos a excepción del hospedante, pero otros organismos sí dependen parcial o totalmente de ellos. Los nematodos modifican su ambiente y los cambios en la estructura de la comunidad (Norton, 1978).

2.4.1. Métodos para el Análisis de Comunidades

¿Cómo transferir las propiedades biológicas en números matemáticos? La respuesta a esta interrogante, permite pesar las propiedades biológicas para proveer un logro razonable de su impacto económico.

En los análisis de comunidades, es difícil incluir toda la información necesaria para el análisis y al mismo tiempo poder seleccionar las características que en realidad estén interactuando con la presencia del nematodo.

Sin embargo, existen conceptos generales, que se han utilizado en estudios de comunidades de nematodos, que permite explicar el comportamiento de las poblaciones. Entre estos conceptos están los siguientes:

Frecuencia, cuántas veces una especie está presente en las muestras, es una medida de uniformidad en la distribución, no abundancia, la de frecuencia absoluta se expresa en %. Es importante tanto para un individuo o mil presentes en las muestras (Norton, 1978).

$$Frecuencia\ Absoluta = \frac{\text{Número de muestras que contienen una especie}}{\text{Número de muestras recolectadas}} * 100$$

$$Frecuencia\ Relativa = \frac{\text{Frecuencia absoluta de especies}}{\text{Suma de frecuencias absolutas de toda las especies}} * 100$$

Densidad, es la abundancia, una medida cuantitativa de las entidades en una muestra o un promedio para un grupo de muestras por unidad de suelo, por ejemplo 30 *Hoplolaimus* por 100 cm³ de suelo, es una medida de densidad absoluta (Norton, 1978).

$$\text{Densidad Relativa} = \frac{\text{Número de individuos de una especie en una muestra}}{\text{Total de todos los individuos en una muestra}} * 100$$

Valor de importancia (Prominence value), PV . Es una combinación entre los dos grupos de información que proporcionan la frecuencia y la densidad, para tener una figura que relacione aspectos de cada uno (Norton, 1978).

$$PV = \text{Densidad Absoluta} \sqrt[2]{\text{Frecuencia absoluta (no en \%)}}$$

La densidad es más importante que la frecuencia, y la frecuencia modifica la densidad en el espacio (siempre que hablemos de densidades bajo el nivel de daño). No siempre los nematodos que tengan los valores más altos de PV son los más importantes (Norton, 1978).

Indice de Similitud, con el índice de similaridad se compara la fauna de nematodos que existen en dos áreas.

$$\text{Indice de Similitud} = \frac{2c}{a + b}$$

c= # de especies comunes en los dos lugares, a y b es el número de especies de cada uno de los lugares (Barker *et al.*, 1985).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Materiales

A continuación se enlistan los materiales y equipos usados dentro de cada uno de los procesos del presente estudio.

3.1.1. Muestreo

Pala, cuchillos para cortar las raíces, tijeras, bolsas de plástico de polietileno, etiquetas, GPS.

3.1.2. Extracción de nematodos

Centrífuga, tubos para centrífuga, juego de tamices, placas de recuento, estereoscopio, microscopio, pescador, portaobjetos, cubreobjetos, recipientes para guardar los nematodos, pipetas, contadores, recipientes con volumen conocido (para obtener el volumen de extracción que contiene los nematodos después del proceso de centrifugación).

3.1.3. Identificación de Géneros

Estereoscopio de disección, con lámpara; pelo de ángel (cerca de 5 mm de largo); pescador (Fibras de bambú o de nylon, pegadas al extremo de un mango o asidor pequeño); pinzas; cajas petri, usadas en la disección de agallas de raíces; portaobjetos y cubreobjetos; placas de recuento de nematodos; barniz de uñas (sin color) para sellar las preparaciones.

3.2. Métodos

Un correcto diagnóstico del daño por nematodos implica extraer, observar, identificar y contar los nematodos asociados a las plantas dañadas (Malcolm y Charles, 2000). Plantear un manejo de nematodos, no es solamente “Qué aplicar”, se trata de lograr efectividad en el manejo. Por ello un estudio debe ser útil para prever y tomar decisiones futuras; es decir, definir estrategias y tácticas de manejo.

3.2.1. Muestreo

3.2.1.1. Ubicación de los sitios de muestreo

La figura 8, es una imagen satelital de la zona de muestreo, usando el software Google Earth; muestra una imagen general del área que se muestreó.

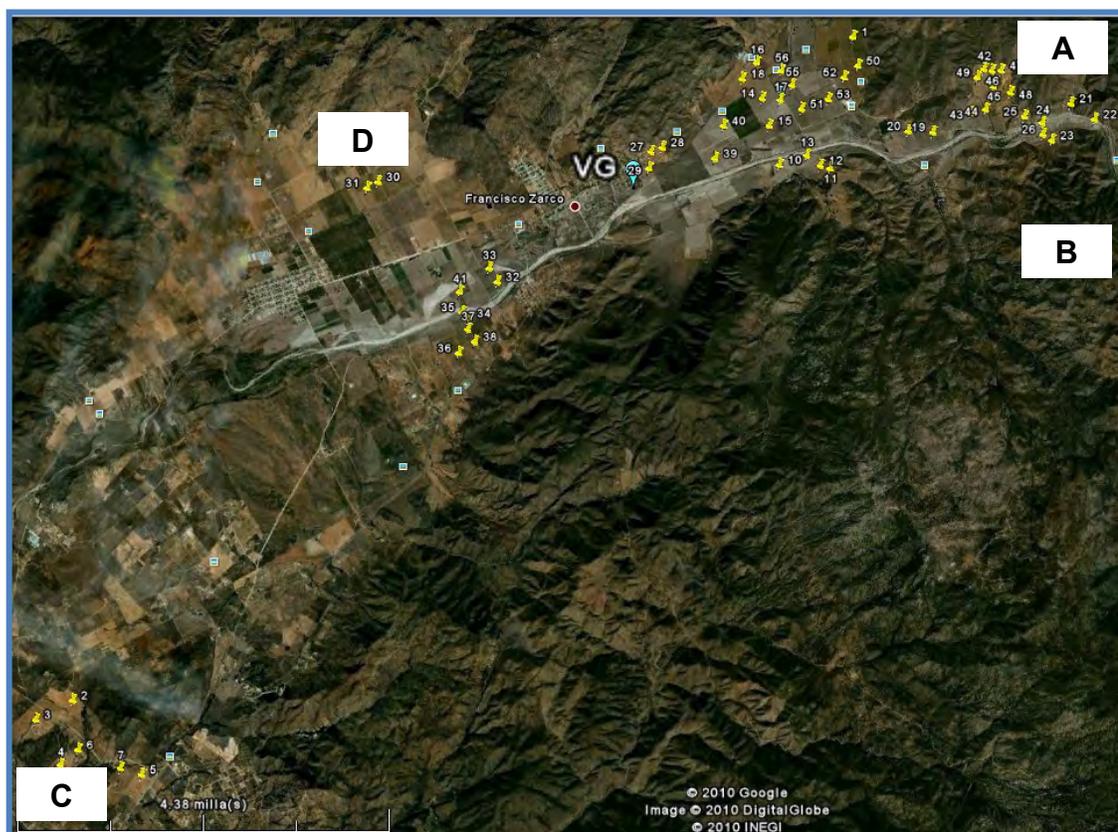


Figura 8. Zona de muestreo, en el Valle de Guadalupe, Baja California: durante el primer trimestre del 2010. 56 sitios muestreados; los íconos de color amarillo, representan cada punto. Escala 1.2cm:4.38 millas (7.05 km). **A=** NE, **B=** SE, **C=** SO y **D=** NO.

Se muestrearon 654.64 ha (22% de la superficie total sembrada en el Valle de Guadalupe), las coordenadas límites NE: 32°07'54"N y 116°28'17"O, SE: 32°06'34"N y 116°28'16"O, SO: 31°59'04"N y 116°40'25"O, NO: 32°05'55"N y 116°36'49"O. Los 14 ranchos pertenecen a la empresa L.A. CETTO (Ver figura 9). El rancho de mayor extensión fue "EL CARRILLO" con 107.7 ha (figura 10), con ocho sitios de muestreo (Sitios: 2,3,4,5,6,7,8 y 9).

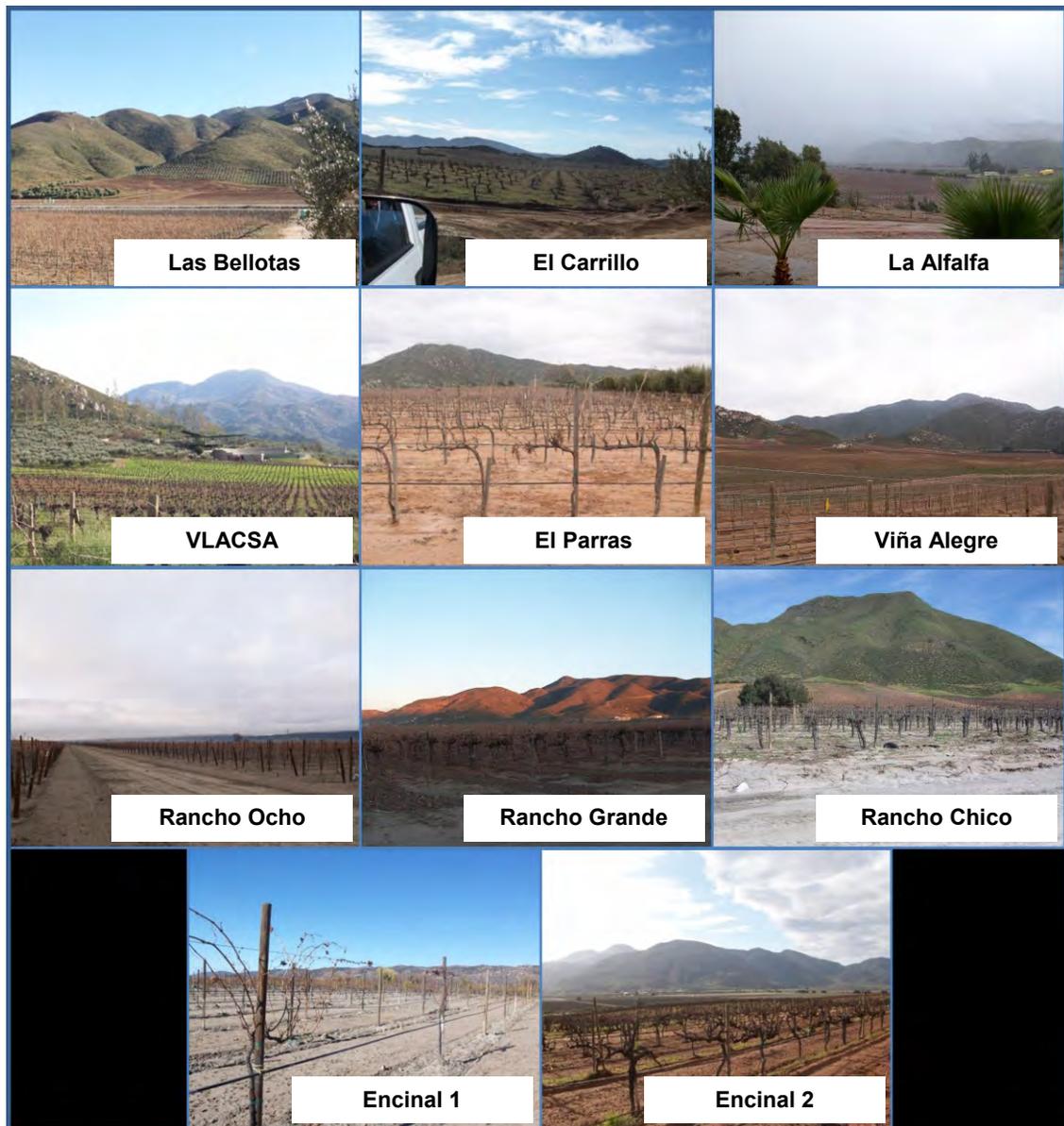


Figura 9. Vista panorámica de los ranchos muestreados en el Valle de Guadalupe, Baja California: durante el primer trimestre del 2010. (No incluyen los ranchos: Las Lomitas, Agua Honda y Valle Verde).



Figura 10. Vista satelital del rancho EL CARRILLO. Esta rancho tiene ocho sitios de muestreo: 2,3,4,5,6,7,8 y 9 (íconos amarillo). Escala: 1.4cm=3942millas(1.202 km).

La figura 11, indica la distribución de la superficie muestreada, por ranchos. Veinticinco variedades de vid fueron el objeto de muestreo, en la figura 12 se ilustra la distribución de la superficie que ocupan las variedades en el área total de muestreo. Cabernet Sauvignon, Nebbiolo y Chenin Blanc; fueron las variedades que ocuparon mayor superficie.

La distribución de las variedades dentro de los ranchos, se detalla en el cuadro 3. En el área de muestreo 654.64 ha, las muestras en total fueron 488, el promedio de muestreo de $0.75 \text{ muestras.ha}^{-1}$.

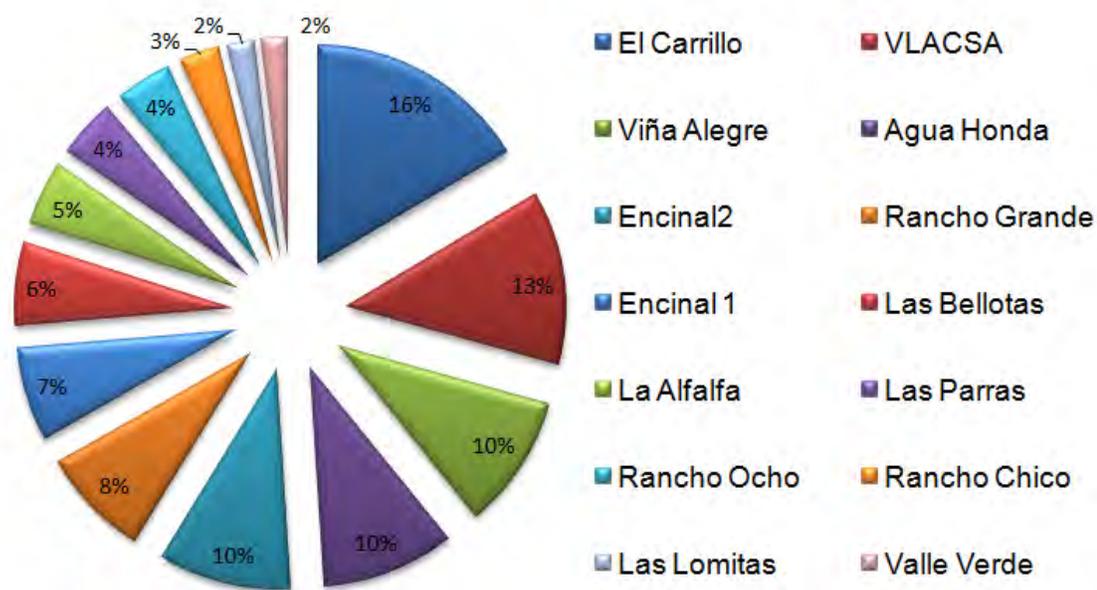


Figura 11. Distribución por ranchos de la superficie muestreada en el Valle de Guadalupe, Baja California: durante el primer trimestre del 2010.

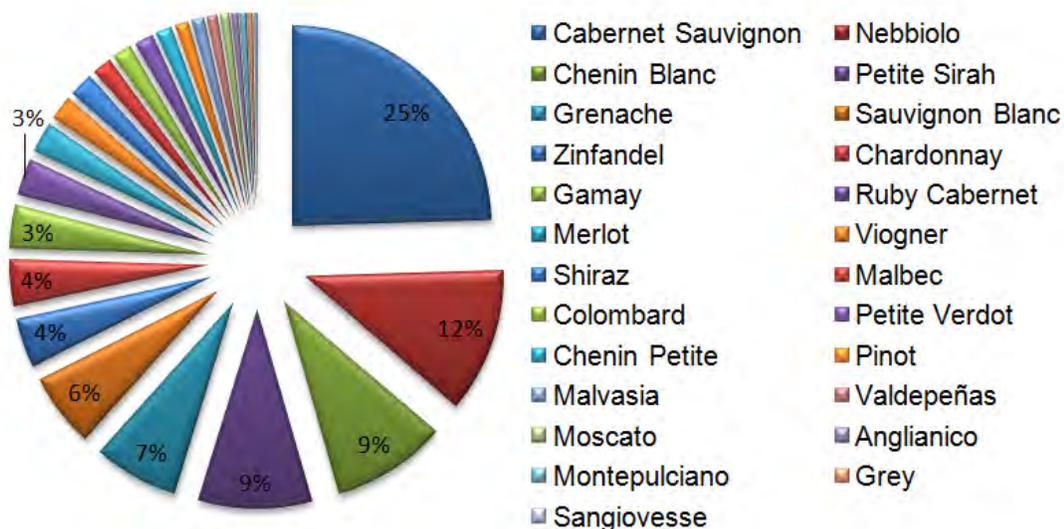


Figura 12. Distribución por variedades de la superficie muestreada en el Valle de Guadalupe, Baja California: durante el primer trimestre del 2010.

Cuadro 3. Variedades existentes en los ranchos muestreados en el Valle de Guadalupe, Baja California: durante el primer trimestre del 2010.

Nombre	Sup (ha)	# Muestras	Variedades
El Carrillo	107.7	57	Cabernet Sauvignon* Chenin* Colombard* Gamay Grey* Moscato Pinot* Zinfandel*
VLACSA	83.92	56	Cabernet Sauvignon Chenin Blanc Chenin Petite Chardonnay Petite Sirah Ruby Cabernet Sauvignon Blanc
Viña Alegre	65	61	Anglianico Cabernet Sauvignon Chardonnay Malbec Merlot Montepulciano Nebbiolo Sangiovesse
Agua Honda	64.04	45	Cabernet Sauvignon
Encinal 2	63.95	45	Cabernet Sauvignon Chenin Blanc Malvasia Nebbiolo Petite Sirah
Rancho Grande	52.88	45	Chenin Blanc Nebbiolo Petite Sirah Sauvignon Blanc Zinfandel
Encinal 1	45.14	45	Grenache Merlot Shiraz Viogner
Las Bellotas	39.67	29	Malbec Nebbiolo Petite Sirah Petite Verdot Shiraz Sauvignon Blanc
La Alfalfa	31.42	21	Chardonnay Nebbiolo
Las Parras	28.58	21	Ruby Cabernet Nebbiolo

Continuación del cuadro 3.

Nombre	Sup (ha)	# Muestras	Variedades
Rancho Ocho	27.42	24	Grenache Petite Sirah
Rancho Chico	19.47	18	Chenin Blanc Nebbiolo
Las Lomitas	13.35	10	Grenache Petite Sirah Valdepeñas
Valle Verde	12.1	11	Grenache

*Todas las fincas cuentan con sistema de riego por goteo a excepción de los lotes con el asterisco en el Rancho EL CARRILLO, que posee riego rodado.

Los sitios de muestreo fueron 56, correspondientes a las variedades dentro del rancho, se detalla en el cuadro 4, incluye la ubicación geográfica a la que corresponde cada uno de los sitios de muestreo, en la figura 8 están representados por los íconos de color amarillo.

Cuadro 4. Ubicación geográfica de los 56 sitios de muestreo en el Valle de Guadalupe, Baja California, primer trimestre del 2010.

#	Ubicación		SUP (ha)	RANCHO	VARIEDAD
	Latitud	Longitud			
1	32.13	-116.52	64.04	Agua Honda	Cabernet Sauvignon
2	32.00	-116.66	19.18	El Carrillo	Cabernet Sauvignon
3	32.00	-116.67	10.35	El Carrillo	Chenin
4	31.99	-116.66	27.47	El Carrillo	Colombard
5	31.99	-116.65	22.79	El Carrillo	Gamay
6	31.99	-116.66	2.50	El Carrillo	Grey
7	31.99	-116.65	4.98	El Carrillo	Moscato
8	31.99	-116.66	7.28	El Carrillo	Pinot
9	31.99	-116.66	13.15	El Carrillo	Zinfandel
10	32.10	-116.53	21.25	Encinal 1	Grenache
11	32.11	-116.52	9.82	Encinal 1	Merlot
12	32.11	-116.52	0.85	Encinal 1	Shiraz
13	32.11	-116.53	13.22	Encinal 1	Viogner
14	32.12	-116.54	17.82	Encinal2	Cabernet Sauvignon
15	32.11	-116.53	15.34	Encinal2	Chenin Blanc
16	32.12	-116.54	6.65	Encinal2	Malvasia
17	32.12	-116.53	9.30	Encinal2	Nebbiolo
18	32.12	-116.54	14.84	Encinal2	Petite Sirah
19	32.11	-116.50	14.51	La Alfalfa	Chardonnay
20	32.11	-116.51	16.91	La Alfalfa	Nebbiolo

Continuación del cuadro 4.

#	Ubicación		SUP (ha)	RANCHO	VARIEDAD
	Latitud	Longitud			
21	32.12	-116.47	2.58	Las Bellotas	Malbec
22	32.12	-116.47	3.38	Las Bellotas	Nebbiolo
23	32.11	-116.48	1.09	Las Bellotas	Petite Sirah
24	32.12	-116.48	10.26	Las Bellotas	Petite Verdot
25	32.12	-116.48	10.26	Las Bellotas	Shiraz
26	32.11	-116.48	12.10	Las Bellotas	Sauvignon
27	32.10	-116.56	3.40	Las Lomitas	Grenache
28	32.11	-116.55	4.35	Las Lomitas	Petite Sirah
29	32.10	-116.56	5.60	Las Lomitas	Valdepeñas
30	32.10	-116.61	12.21	Las Parras	Chenin/Ruby
31	32.09	-116.61	16.37	Las Parras	Nebbiolo
32	32.08	-116.58	6.71	Rancho Chico	Chenin
33	32.08	-116.59	12.76	Rancho Chico	Nebbiolo
34	32.07	-116.59	2.69	Rancho Grande	Chenin
35	32.07	-116.59	7.84	Rancho Grande	Nebbiolo
36	32.07	-116.59	3.95	Rancho Grande	Petite Sirah
37	32.07	-116.59	25.25	Rancho Grande	Sauvignon
38	32.07	-116.59	13.15	Rancho Grande	Zinfandel
39	32.10	-116.54	8.34	Rancho Ocho	Grenache
40	32.11	-116.54	19.08	Rancho Ocho	Petite Sirah
41	32.08	-116.59	12.10	Valle Verde	Grenache
42	32.12	-116.49	3.62	Viña Alegre	Anglianico
43	32.12	-116.49	25.81	Viña Alegre	Cabernet Sauvignon
44	32.12	-116.49	5.92	Viña Alegre	Chardonnay
45	32.12	-116.49	7.79	Viña Alegre	Malbec
46	32.12	-116.49	6.36	Viña Alegre	Merlot
47	32.12	-116.49	3.62	Viña Alegre	Montepulciano
48	32.12	-116.49	10.18	Viña Alegre	Nebbiolo
49	32.12	-116.49	1.70	Viña Alegre	Sangiovesse
51	32.11	-116.53	4.62	VLACSA	Chenin Blanc
52	32.12	-116.52	8.87	VLACSA	Chenin Petite
53	32.12	-116.52	8.66	VLACSA	Chardonnay
54	32.12	-116.53	16.65	VLACSA	Petite Sirah
55	32.12	-116.53	7.57	VLACSA	Ruby Cabernet
56	32.12	-116.53	3.81	VLACSA	Sauvignon Blanc

3.2.1.2. Recolección de muestras

Se determinaron las coordenadas geográficas mediante un geoposicionador marca Maguellan Promark X-CM. El número de muestras que se extrajeron de cada una de los sitios de muestreo fue acorde a la superficie de las mismas. Coyne *et al.* (2007) menciona que con mayor sea el número de sub-muestras por cada muestra en un campo, mayor exactitud tendrá la evaluación. Sin embargo en grandes extensiones, es necesario un equilibrio con la logística, y los medios disponibles. El promedio de muestreo fue de 0.7 muestras.ha⁻¹.

Durante el muestreo se mantuvo el mismo procedimiento y modelo, con la finalidad que al momento de las comparaciones entre ranchos, variedades se expongan la significancia estadística, en caso de existir. La época de muestreo fue desde el 15 de enero hasta el 15 de marzo; durante la época de dormancia de la planta, en la figura 13 se ilustra el proceso, así como la etapa en la que se encontraba el cultivo.

Después de formar la muestra compuesta, se colocó en una bolsa, se etiquetó, cerrándose correctamente. Las muestras de raíces se recolectaron al mismo tiempo y de los mismos puntos que las muestras de suelo, se guardaron en la misma bolsa que el suelo para evitar la desecación de las raíces.

3.2.2. Procesamiento de suelo

3.2.2.1. Extracción de nematodos de suelo

Las muestras compuestas se conservaron a 10°C de temperatura, a los 30 días de recolectadas se inicio la extracción. La técnica de extracción utilizada fue la de tamizado-centrifugado de Cobb, a continuación detallado.

Se homogeneizó el suelo de cada una de las muestras (56). Se pesaron 100 cm³ y se colocó en una bandeja de plástico con un litro de agua, mezclando durante 20 segundos y reposo de 30-40 segundos. Posteriormente se decantó el contenido sobre un juego de siete tamices cuyo tamaño de malla en orden descendente es de 20, 40, 60, 100, 200, 325 y 400 mallas.

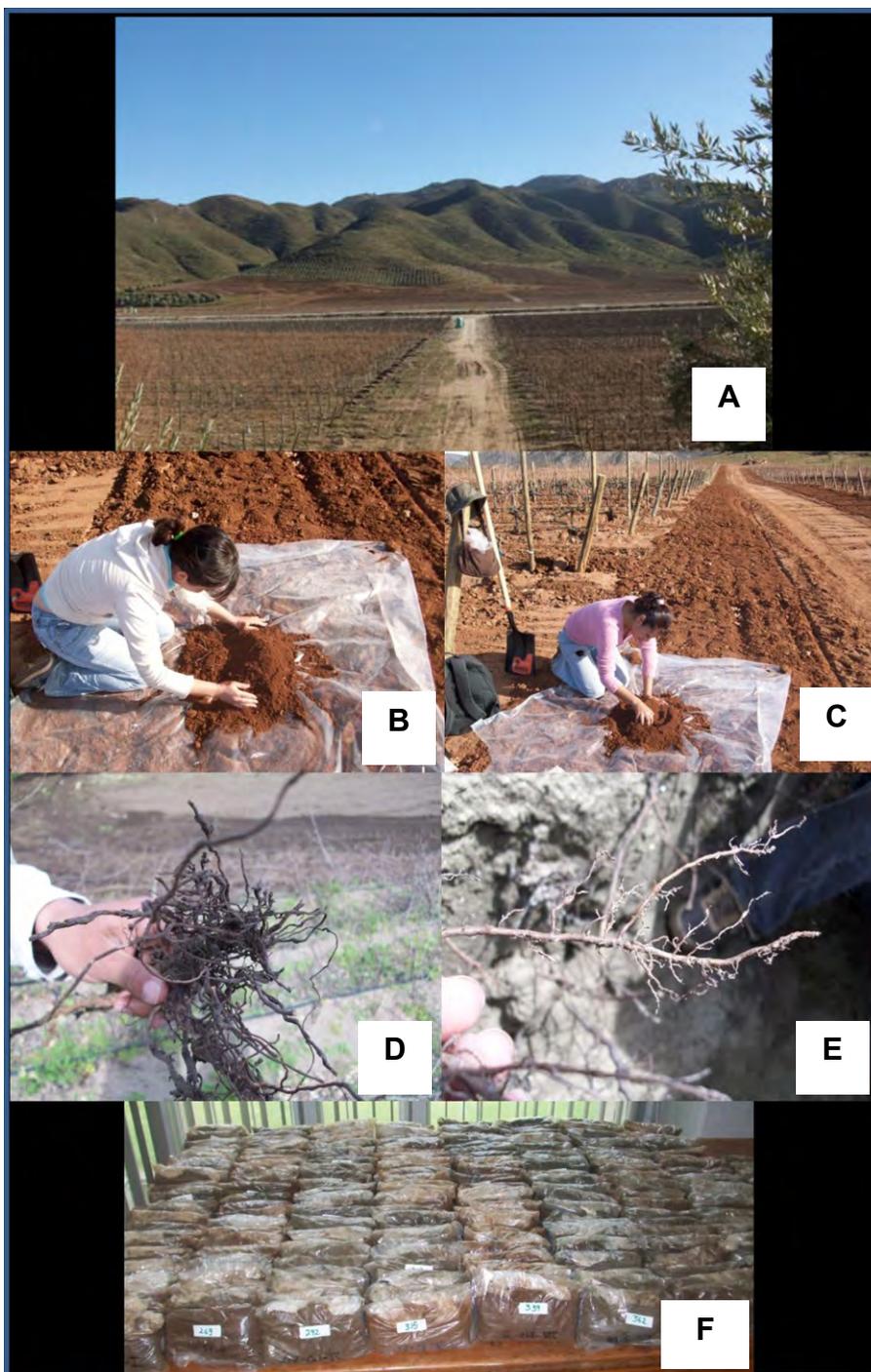


Figura 13. Esquema del procedimiento de muestreo. **A:** Etapa de muestreo (Dormancia de la planta, rancho LAS BELLOTAS), **B y C:** preparación de muestras compuestas de suelo; **D y E:** Extracción de muestras de raíces. **F:** Muestras compuestas en el laboratorio, previo al procesamiento, Valle de Guadalupe, Baja California; 2010.

Se desechó los residuos de suelo de los tamices 20, 40, 60 y 100; y se recolectó de los tamices 200, 325 y 400 en un vaso de precipitado de 100 ml.

Se dejó reposar por dos horas y se midió la altura de arcilla, posteriormente se agitó la suspensión y se colocó en el tubo de centrifuga de 50 ml.

Se agregó un gramo de caolín a la suspensión contenida en el tubo y se colocó en el cabezal de la centrifuga. Las muestras se centrifugaron en número par, el peso de los tubos fue similar. Se centrifugó a 3500 rpm durante 5 minutos, terminada la centrifugación, se eliminó el sobrenadante de los tubos y se pesó la cantidad de arcilla de cada una de las muestras, teóricamente las arcillas $\leq 74 \mu\text{m}$ se retuvieron, debido a que se recolectó desde la malla # 200.

Se colocó una solución de sacarosa al 45% (450g de azúcar en un litro de agua) en un volumen equivalente al 75% de la capacidad del tubo; y se re-suspendió el precipitado agitándolo. Se centrifugó a 3500 rpm durante 3 minutos.

Inmediatamente se decantó la solución azucarada sobre el tamiz # 400 y se lavó con agua. Dejando los residuos en el fondo del tubo. Cuidadosamente se arrastró con agua los nematodos a un vaso de precipitados de 150 ml por medio de una pizeta y sosteniendo ligeramente inclinado el tamiz. Se procuró mantener en el vaso de precipitados un volumen final de agua menor a 25 ml. Se colocó la muestra de agua de nematodos en un tubo con capacidad de 25 ml, se determinó el volumen de la extracción.

3.2.3. Procesamiento de raíces

3.2.3.1. Evaluación de agallamiento de raíces

Coyne *et al.* (2007), refieren que cuando se evalúa el daño causado por el nematodo es necesario adoptar un criterio y tomar algunas decisiones. Las raíces presentaron una infección grave con presencia de agallas, así como una cantidad reducida de sistema radical en las plantas evaluadas, como se observa en la figura 14.



Figura 14. Daños en raíces de *Vitis vinífera* en el Valle de Guadalupe, Baja California; (primer trimestre del 2010). **A:** Raicillas emergiendo con presencia de agallas, **B y C:** Torceduras en las raíces y necrosis de tejido, **D y H:** Torcedura de raíces (4x), **E:** Raicillas emergiendo de una raíz con agallas en desarrollo (4x), **F:** Raicilla agallada emergiendo (4x), **G:** Raíces con agallas (4x).

Las muestras no fueron un sistema radical completo de la planta, sino raíces localizadas de plantas que fueron muestreadas, la cantidad fue variable de 20 a 40 g de raíces.

El índice fue calculado en función del total de raíces que existía en la muestra, tomando en cuenta el número de raíces que mostraban agallas, desde los niveles de torceduras, agallas y necrosis; en la figura 15 se puede observar el daño en las raíces, al compararlos con raíces sanas de la misma variedad.



Figura 15. Comparación de las raíces sanas y enfermas, variedad Chenin Blanc. Valle de Guadalupe, Baja California (Primer trimestre del 2010). **A y B:** Raíces sanas: emergencia de raicillas, color blanco y forma definida. **C:** Raicilla con agalla, **D:** Emergencia de raicilla, áreas necróticas de color café y deformación de raíz.

Las raíces llegaron frescas, se separaron del suelo, se humedecieron para retirarles el exceso de suelo y visualizar el daño en las mismas. Se calculó el % de raíces que presentaron daño Vs el número total de las raíces en la muestra.

3.2.3.2. Extracción de nematodos de raíces

En una bandeja de plástico se colocaron dos litros de agua, se introdujo raíces con agallas y con movimientos leves se retiró la mayor parte de suelo. Se pesaron 100 g de raíces en pedazos (2 cm de longitud). Se colocaron sobre la malla (Ver figura 16) y dentro de la cámara de nebulización, después de someterlos a una exposición de 60 horas, con nebulización de agua durante cinco segundos, en lapsos de cinco minutos.



Figura 16. Esquema de la extracción de nematodos de las raíces de vid. **A:** Selección de raíces con agallas, codificadas y con peso registrado (Código E1-GR3-IV) Raíces del rancho ENCINAL 1, variedad Grenache, bloque 3, muestra compuesta #4). **B:** Preparación de 100 g de raíz. **C:** Ubicación de las muestras en el embudo dentro de la cámara de nebulización. **D y E:** Exposición por 60 horas a nebulización de agua, emisión de agua por 5 segundos cada 5 minutos. Chapingo, México. Abril 2010.

Una vez transcurrido ese tiempo se recogieron los tubos, y se dejaron reposar por dos horas. Posteriormente se eliminó el agua, dejando los últimos 15 ml de agua, en la cual se encuentran suspendidos los nematodos. Se extrajeron 10 ml del agua y se colocaron en un tubo con tapa y con capacidad para 15 ml, se conservaron los tubos previamente etiquetados a una temperatura de 10°C.

3.2.4. Identificación de nematodos

Las características del nematodo que permiten la identificación son: el tamaño, la proporción entre el largo y ancho del cuerpo, la forma y tamaño del estilete, el tipo de esófago, la posición de la vulva, la configuración de las gónadas y la forma de la cola (Malcolm y Charles, 2000).

3.2.4.1. Identificación a nivel de género

Al identificar el hospedero, *Vitis vinifera*, fue necesaria la revisión de la lista de nematodos reportados que causan enfermedades en el hospedante.

Se determinó que el nematodo es fitopatógeno con las siguientes características; la presencia de estilete, tipo de movimiento suave y ondulado en el plano dorsoventralmente (los organismos que se mueven rápidamente usualmente son de vida libre), no son segmentados, sin presencia de apéndices. Se determinó el estadio del nematodo (juveniles o adultos).

Las dimensiones morfológicas, se determinaron aproximadamente en el estereoscopio: el largo del nematodo en ambos sexos, el largo del estilete en relación al ancho del cuerpo del nematodo en la altura de los nódulos del estilete (estilete pequeño, menos de 2.4 veces el ancho del cuerpo, desde la base del estilete; estilete largo, más de 2.5 veces).

Además también se analizó el estilete por la presencia de nódulos basales. Se determinó la forma del esófago, la presencia o ausencia del bulbo medio y la característica de la válvula.

Se determinó la distancia aproximada entre la vulva y los labios como un porcentaje de la longitud del cuerpo. Una vulva cerca de la mitad ($V=50$) normalmente indica la presencia de dos ovarios, y una vulva cerca del final del cuerpo indica la presencia de un ovario. La forma de la cola: larga, puntiaguda, redondeada o truncada. La longitud de la cola en las hembras se mide desde el ano hasta el final de la misma, y en los machos desde la cloaca hasta el final de la cola (Malcolm y Charles, 2000).

Se hicieron montajes temporales en agua de los nematodos vivos. Al observar las especies vivas se puede distinguir las estructuras del estilete, esqueleto cefálico y lumen del esófago; por lo general son menos visibles en montajes permanentes. Los montajes en agua deben observarse inmediatamente después de la preparación, el deterioro de especímenes puede ocurrir en las horas inmediatas. Los nematodos montados en agua pueden conservarse en mejores condiciones si se mantienen en una atmósfera húmeda como en cajas Petri provistas de papel filtro humedecido (Zuckerman *et al*, 1985).

Para la identificación a nivel de género, se utilizó la clave ilustrada de Mai *et al.* (1996). Se encontraron varios géneros de nematodos de vida libre, así como fitoparásitos en el suelo.

3.2.4.2. Identificación a nivel de especie

El género de mayor frecuencia fue *Meloidogyne*, por lo tanto se procedió a la identificación a nivel de especie.

Se separaron las muestras que presentaron larvas de segundo estadio de *Meloidogyne*, se mezclaron 100 g de suelo contaminado (suelo y raíces agalladas) con sustrato (25% Materia Orgánica Y 75% tezontle). Se sembraron plantas de tomate (*Lycopersicon sculentum*) variedad "Española" de 25 días de edad. En la figura 17, se ilustran las raíces de jitomate a los 50 días de la inoculación, éstas se lavaron y se examinaron las agallas. Se extrajeron las hembras de *Meloidogyne*, y se examinaron los patrones perineales para identificar las especies.

Los cortes perineales son necesarios en la identificación de especies de algunos géneros como *Meloidogyne*. El procedimiento que se utilizó fue el descrito en Barker *et al.*, (1985).

Se seleccionaron nódulos con hembras maduras y se colocaron en una caja Petri con un poco de agua. De preferencia, se escogen nódulos simples.

Con la ayuda de pinzas y una navaja de media hoja, se desprendió el tejido de la raíz para sacar las hembras adultas.

Una vez extraída la hembra, se rompió la cutícula de la hembra cerca del cuello, apretando ligeramente para sacar los tejidos del cuerpo. En la figura 18, se esquematiza el procedimiento.

En una caja Petri de plástico, se puso la cutícula en una gota de ácido láctico al 45%. El ácido láctico facilita la remoción de los tejidos del cuerpo que hayan quedado adheridos a la cutícula después de haberla apretado.

Se reunió 10 cutículas en una gota y se las dejó remojando en el ácido por 30 minutos.

Se cortó la cutícula por la mitad (ecuatorialmente), se sacó del ácido con el corte perineal y se colocó junto a la gota recortando el modelo perineal en forma de cuadro. Se volvió a colocar el corte perineal en el ácido.

Se transfirieron los cortes perineales en una gota de glicerina a un portaobjeto, alineados de manera que todos queden con el ano orientado hacia abajo.

La superficie inferior de la cutícula debe colocarse contra la superficie del portaobjetos. Con la ayuda de una aguja de disección, se presionó ligeramente el modelo perineal contra el portaobjetos.

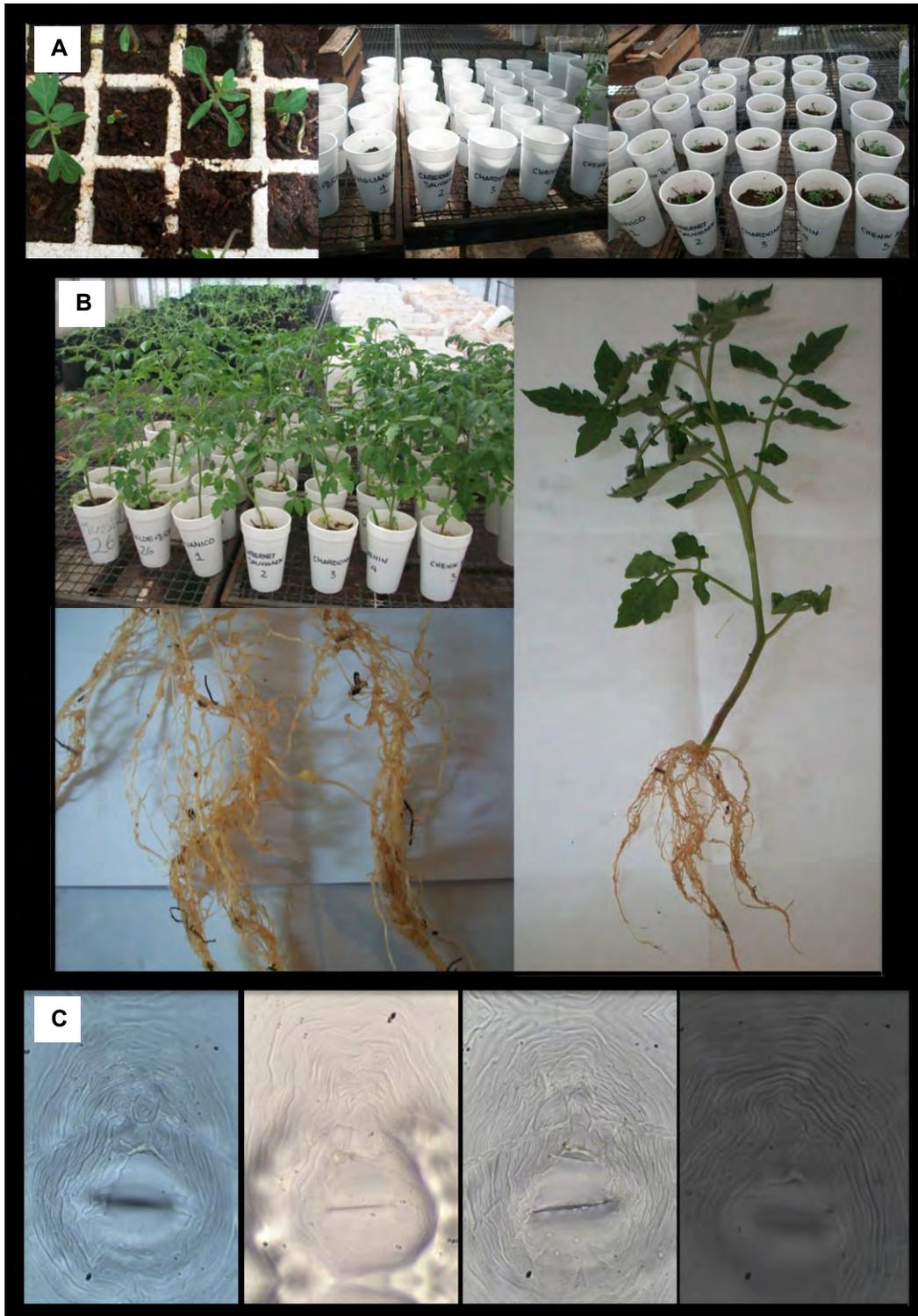


Figura 17. Procedimiento para identificar especies de *Meloidogyne* (Cultivo de vid del Valle de Guadalupe, Baja California). **A:** Transplante de plántulas sanas de jitomate Variedad Española (25 dds) en sustrato inoculado con *Meloidogyne* spp. **B:** A los 50 días, presencia de agallas en raíces de jitomate. **C.** Cortes perineales que permite identificar las especies de *Meloidogyne* (Chapingo, México. 2010).

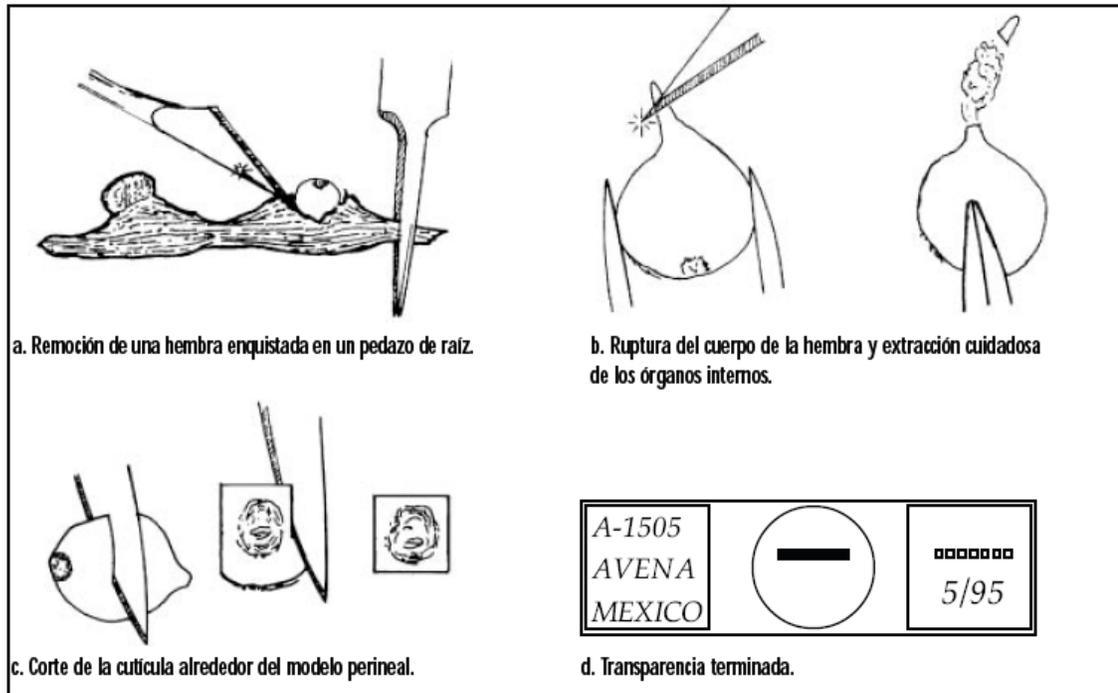


Figura 18. Procedimiento para realizar cortes perineales. Fuente: (Gilchrist-Saavedra *et al.*, 2005)

1.1.1. Análisis estadísticos

Los datos obtenidos de las variables evaluadas se sometieron a un análisis de varianza y se determinaron las diferencias entre las medias empleando la prueba de LSD al 95% de confiabilidad ($\alpha=0.05$), utilizando el Programa Statistical Analysis System (SAS) Versión 9.12 (SAS, 2008).

1.1.2. Mapas de distribución de nematodos en el Valle de Guadalupe

La exploración e interpolación espacial de las diferentes variables y de la distribución de las especies de *Meloidogyne* y los principales géneros de nematodos, se realizó mediante el software SURFER, los módulos que se emplearon para construir semivariogramas para elegir y ajustar el modelo que mejor describiera el patrón espacial de cada variable de interés, y para realizar la interpolación por kriging ordinario.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Géneros de nematodos asociados al cultivo de vid en el Valle de Guadalupe

En las muestras de suelo predominan los estados juveniles de los nematodos, las características de éstos son menos específicas que los estados adultos, esto dificulta la identificación a nivel de especie (Malcolm y Charles, 2000).

En el Valle de Guadalupe se encontraron once géneros asociados a vid (Ver figura 19a y 19b) *Meloidogyne*, *Aphelenchus*, *Tylenchulus*, *Pratylenchus*, *Tylenchus*, *Trichodorus*, *Criconemoides*, *Helicotylenchus*, *Paratylenchus*, *Ditylenchus* y *Hoplolaimus*. A nivel mundial se han reportado estos géneros como fitopatógenos en el cultivo (CPC, 2005; Raski, 2001; Crozzoli, 2002, Cid del Prado-Vera, 2001); otros géneros fitopatógenos son *Xiphinema*, *Paratrichodorus*, *Longidorus*, *Rotylenchus*, *Criconemella* y *Tylenchorynchus*, éstos no se encontraron en el muestreo.

La distribución del total de nematodos encontrados en el Valle de Guadalupe se resume en la figura 20. La distribución de los principales 5 géneros se encuentran en el capítulo VIII ANEXOS.

La identificación positiva del género del nematodo depende de las características de la hembra adulta en la mayoría de géneros, los machos y los juveniles pueden solamente confirmar una identificación basada en las hembras adultas. Los géneros que se identificaron de las muestras de raíces, fueron *Meilodogyne* y *Tylenchulus*.

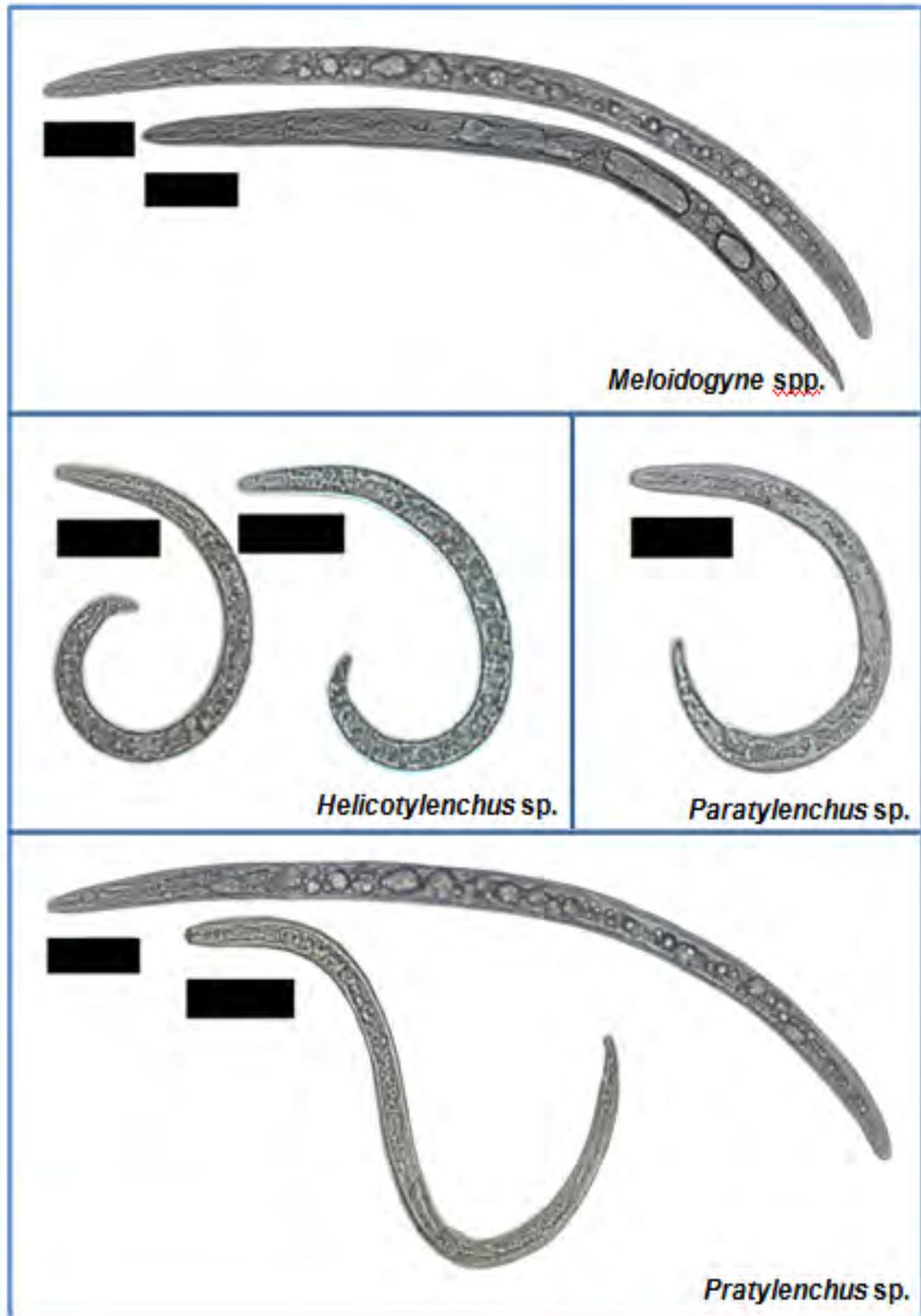


Figura 19a. Algunos de los géneros de nematodos, procedentes del cultivo de vid del Valle de Guadalupe, Baja California, durante el primer trimestre del 2010. La barra representa 50 μm .

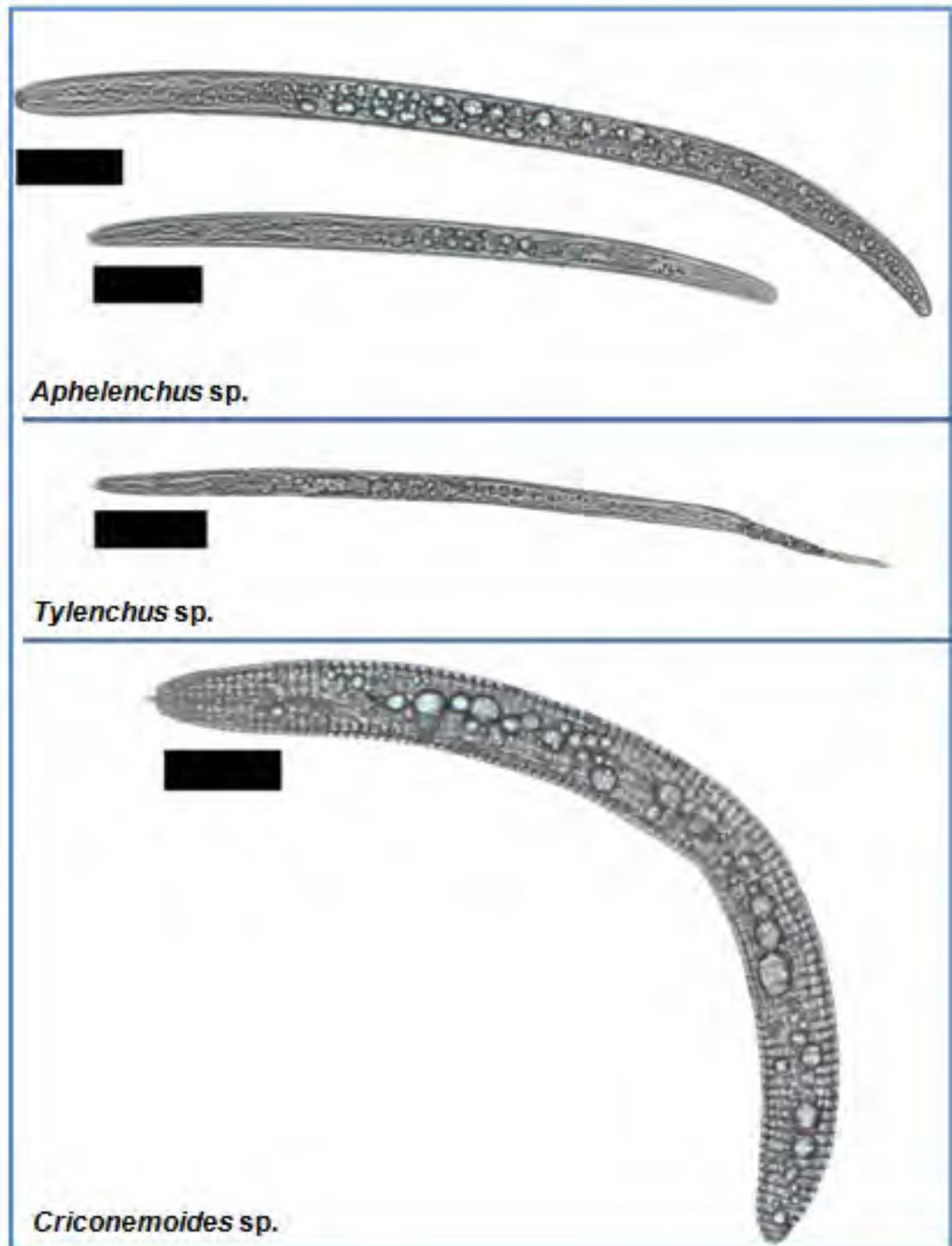


Figura 19b. Algunos de los géneros de nematodos, procedentes del cultivo de vid del Valle de Guadalupe, Baja California, durante el primer trimestre del 2010. La barra representa 50 µm.

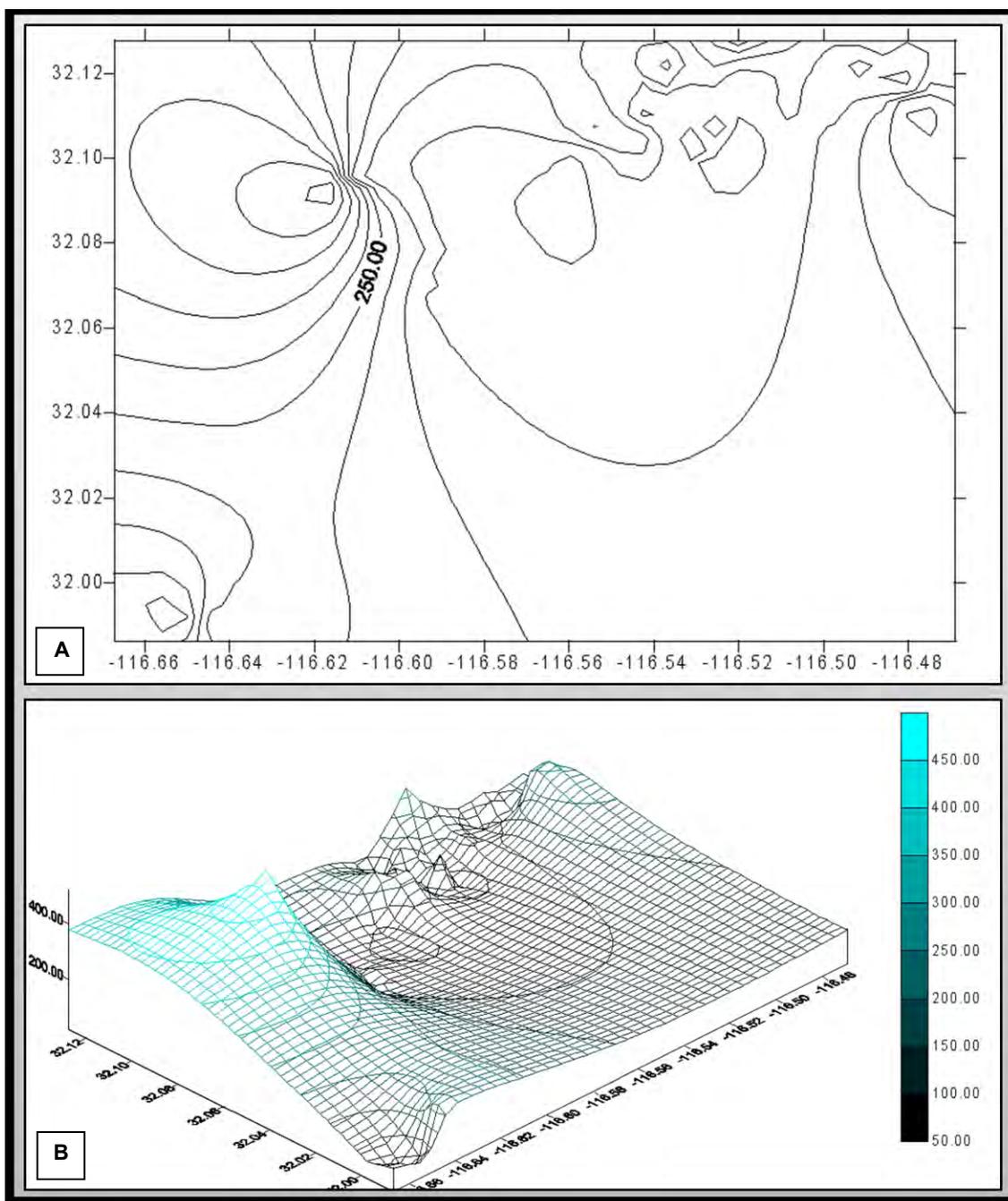


Figura 20. Distribución de nematodos fitopatógenos en la zona de muestreo del Valle de Guadalupe, Baja California (Primer trimestre del 2010). **A:** Mapa en segunda dimensión del número de nematodos en 100 g de suelo (Eje X y Y representa las coordenadas geográficas longitud y latitud, respectivamente). **B:** Mapa en tercera dimensión del número de nematodos en 100 g de suelo (Eje X y Y representa las coordenadas geográficas longitud y latitud, respectivamente. Eje Z representa el número de individuos, barra a la derecha).

4.2. Comparación de diferentes estrategias para el análisis de varianza.

Dado que los resultados obtenidos presentan una gran cantidad de ceros, difícilmente se satisface la suposición de normalidad de los residuales implícita en la estadística paramétrica, usando la estrategia clásica del modelo lineal general, por ello fue necesario recurrir a metodologías específicas más adecuadas a estas características de los datos. El cuadro 5, resume cinco análisis de varianza (ANOVA) empleando diferentes modelos teóricos que se realizaron para comparar el ajuste de los datos. Dos fueron usando el modelo lineal general (PROC GLM, de SAS) y tres empleando la teoría del modelo lineal generalizado (PROC GENMOD de SAS).

Cuadro 5. Comparación de los análisis de varianza, en los diferentes modelos estadísticos empleados.

GLM con covariables								
Variables	%Agallamiento	Meloidogyne	Aphelenchus	Tylenchulus	Pratylenchus	Tylenchus	Total	Rendimiento
Rancho	0.1065†	0.0501‡	0.0085	0.6158	0.2308	0.2264	0.1232	0.5050
Variedad	0.4740	0.8622	0.7468	0.4832	0.0868	0.8781	0.8781	0.9009
Arcilla	0.2429	0.9594	0.9883	0.3718	0.1994	0.8863	0.8863	0.4350
Rancho		0.0501	0.0053	0.6262	0.0607	0.2259	0.1084	0.4336
Variedad		0.7591	0.7303	0.5431	0.0049	0.9717	0.7748	0.8768
Agalla		0.9566	0.6381	0.9492	0.0016	0.2973	0.6496	0.3172
GLM sin covariable								
Variables	%Agallamiento	Meloidogyne	Aphelenchus	Tylenchulus	Pratylenchus	Tylenchus	Total	Rendimiento
Rancho	0.1301	0.0345	0.0030	0.5829	0.3126	0.1873	0.0845	0.4876
Variedad	0.4381	0.7110	0.7056	0.4876	0.1118	0.9863	0.7486	0.9099
GENMOD								
Variables	Modelo	Meloidogyne	Aphelenchus	Tylenchulus	Pratylenchus	Tylenchus	Total	Rend
Rancho	Modelo Poisson	0.0001	----€	----	----	----	0.0001	0.0001
Variedad	Estandar	0.0001	----	----	----	----	0.0001	0.0003
Rancho	Modelo Poisson	0.0007	----	----	----	----	0.0005	0.2865
Variedad	Sobredispersión	0.0912	----	----	----	----	0.0277	0.9594
Rancho	Modelo Binomial	0.0002	0.0001	0.5777	----	----	----	----
Variedad	negativa	0.0001	0.0001	0.0966	----	----	----	----

†: Probabilidad de error tipo 1 (falso positivo) o nivel de significancia.

‡: Las celdas con relleno gris, corresponden a valores estadísticamente significativos.

€: No se logró convergencia de los modelos.

En el análisis de varianza utilizando el Modelo Lineal General (GLM por sus siglas en inglés) los resultados no presentaron diferencias significativas para las variedades (Prob>0.05) para ninguno de los géneros de nematodos analizados. Para los ranchos se encontró diferencia altamente significativa para *Aphelenchus* (Prob = 0.0085, 0.0053 y 0.0030), mientras que la significancia fue marginal para *Meloidogyne* (Prob = 0.0501, 0.0501 y 0.0345), cuando se usó al contenido de arcilla, el porciento de agallas como covariable y sin covariable, respectivamente. Ninguna de las covariables utilizadas, arcilla o agallas, resultaron significativas.

Cuando se analizaron los datos con el Modelo Lineal Generalizado (GENMOD por sus siglas en inglés), se encontraron diferencias significativas tanto para ranchos como para variedades en los tres diferentes modelos empleados (Cuadro 5).

4.3. Variables respuesta

Es difícil incluir toda la información o covariables que expliquen el comportamiento de las poblaciones de nematodos y al mismo tiempo seleccionar las que estén interactuando con la presencia del nematodo (Norton, 1978).

4.3.1. Tipos de vino

De las 25 variedades de vino, existen cinco cuya finalidad es vino blanco y las 20 restantes son para producir vino tinto.

Las de vino blanco son: Chardonnay, Chenin Blanc, Chenin Petite, Sauvignon Blanc y Viogner.

Se realizaron también análisis de varianza usando como criterio de agrupación el tipo de vid y el nivel de rendimiento (Cuadro 6), no se encontraron diferencias significativas para los dos géneros de mayor frecuencia *Meloidogyne* y *Aphelenchus*.

Cuadro 6. Análisis de varianza para comparar las agrupaciones “Tipo de vid”

Análisis individual para tipo	F	R²
Entre los dos tipos de vid (vino blanco, vino tinto)		
<i>Meloidogyne</i> = f (Tipo de vid)	0.7939	0.0030
<i>Aphelenchus</i> = f (Tipo de vid)	0.3382	0.0399
Análisis combinado para rendimiento		
<i>Meloidogyne</i> = f (Rendimiento)	0.1657	0.2107
<i>Aphelenchus</i> = f (Rendimiento)	0.3675	0.1368
Análisis individual por nivel de rendimiento Tipo 1(Vino Blanco)		
<i>Meloidogyne</i> = f (Rendimiento)	0.5162	0.1521
<i>Aphelenchus</i> = f (Rendimiento)	0.3684	0.2710
Análisis individual por nivel de rendimiento Tipo 2(Vino Tinto)		
<i>Meloidogyne</i> = f (Rendimiento)	0.1246	0.2945
<i>Aphelenchus</i> = f (Rendimiento)	0.3770	0.1713

Los géneros *Meloidogyne* y *Aphelenchus*, no tienen preferencia por uno de los dos grupos de variedades (vino blanco y vino tinto).

4.3.2. Relación de nematodos con las variedades de vid

Una vez que se descartó la significancia de las covariables, se analizó la variable “variedades” con el GLM sin usar covariables, con la finalidad de explicar el comportamiento de las variables dependientes (% de agallamiento, rendimiento y los 5 géneros de nematodos de mayor frecuencia: *Meloidogyne*, *Aphelenchus*, *Tylenchulus*, *Pratylenchus*, *Tylenchus*).

Aballay *et al.* (2009), demostró en un ensayo en viñedos chilenos que la variación en las poblaciones de nematodos, está relacionada con las variedades (18%) más que con el tipo de suelo (0.5%), aunque la varianza no explicada fue del 81.3%; esto sugiere una alta incidencia de otros factores ambientales del suelo y manejo.

En el presente estudio, la relación se presentó al analizarse las variedades a través del “rendimiento”. Esta relación existió con el género *Meloidogyne*, (F=0.0927), como se detalla en el cuadro 7. Se puede aceptar hasta este valor en *Meloidogyne* debido al comportamiento que tienen los nematodos, la diseminación lenta de forma natural.

Cuadro 7. Análisis combinados GLM, Variable respuesta RENDIMIENTO

ANALISIS COMBINADO GLM		
Rendimiento = $f(\dots)$	F	R ²
Rancho	0.2395	
Variedad	0.6891	
Agalla	0.1175	0.8057
<i>Meloidogyne</i>	0.0927	
<i>Aphelenchus</i>	0.9579	
<i>Tylenchulus</i>	0.4658	

Las variedades Gamay, Montepulciano, Ruby Cabernet, Viogner, Grenache y Nebbiolo; presentaron una población de *Meloidogyne* mayor a 100 especies en 100g de suelo.

Las variedades Cabernet Sauvignon, Chardonnay, Shiraz y Merlot tuvieron más de 30 individuos en 100 g de suelo. Aballay *et al.* (2009) las reportaron como las más perjudicadas en el ataque de *Meloidogyne* asociadas a las raíces de las vides. En el cuadro 8, se detallan el promedio del número de especies de *Meloidogyne* por 100 g de suelo, en las diferentes variedades.

Los ranchos muestreados en el Valle de Guadalupe, pertenecen a la empresa L.A. CETTO, cuya finalidad es la elaboración de vino. Posteriormente en el apartado 4.4.2, se explica el daño impactante (alto porcentaje de agallamiento) que presentaron las plantas de vid; como respuesta de la presencia de nematodos del género *Meloidogyne*.

El género *Meloidogyne* al influir en la disminución del rendimiento, no sólo disminuye el volumen de uvas cosechadas, sino que afecta también a la calidad de vino.

Del Valle-Leguizamón *et al.* (2005) reportó que al bajar el rendimiento de la vid, las antocianinas cambian, su función se asocia con la coloración de la fruta y con la protección ante el estrés lumínico.

Se podría mencionar que para evitar este problema, se puede utilizar portainjertos que sean resistentes a nematodos, sin embargo, es necesario considerar que también el cambio de portainjertos modifican las antocianinas.

Cuadro 8. Comparación de medias (LSD), para el rendimiento de las variedades

LSD para rendimiento (GLM), con un alfa=0.05				
Variedades	# <i>Meloidogyne</i> en 100g suelo	Medias		
Chenin Petite	82	21.260	A	
Chenin Blanc	54.8	13.084	A	B
Malvasia	0	12.500	A	B
Chardonnay	48.3	10.990	A	B
Valdepeñas	0	10.950	A	B
Shiraz	41	9.675	A	B
Grenache	112.5	9.473	A	B
Petite Verdot	23	9.400	A	B
Petite Sirah	99.3	9.303	A	B
Anglianico	43	9.070	A	B
Sauvignon Blanc	98.3	8.547	A	B
Merlot	33.5	8.270	A	B
Malbec	70	7.155		B
Viogner	115	6.880		B
Nebbiolo	109.9	6.816		B
Cabernet Sauvignon	72	6.410		B
Zinfandel	51.5	3.880		B
Montepulciano	128	3.720		B
Ruby Cabernet	125	3.225		B
Moscato	0	3.180		B
Colombard	15	2.640		B
Sangiovesse	24	2.130		B
Gamay	138	1.890		B
Grey	17	1.300		B
Pinot	16	0.770		B

4.3.3. Relación de nematodos con los ranchos muestreados

Existen diferencias significativas entre los ranchos para explicar el comportamiento de *Meloidogyne* y *Aphelenchus* tanto mediante el análisis con covariables o sin ellas, igual en el GLM, o GENMOD. En el cuadro 5, para el caso de *Meloidogyne* y *Aphelenchus*, existen diferencias significativas para la variable “rancho” con el modelo sin covariables, 0.0345 y 0.0030; respectivamente.

La presencia de *Meloidogyne*, es diferente y mayor en el rancho LAS PARRAS, los otros ranchos pertenecen a un grupo de población, estadísticamente, diferente; esto se detalla en el cuadro 9.

En el rancho LAS PARRAS, se siembran dos variedades Ruby Cabernet y Nebbiolo. El promedio de individuos de *Meloidogyne* por 100 g de suelo, fueron de 125 y 110 respectivamente para las dos variedades. Estas variedades se encuentran dentro de las seis que presentaron mayor densidad de nematodos de este género (ver cuadro 8).

Cuadro 9. Comparación de medias, para *Meloidogyne* en los ranchos muestreados del Valle de Guadalupe (LSD con alfa al 5%)

<i>Meloidogyne</i>		
Grupo	Media	Rancho
A	271.00	Las Parras
B	149.00	Agua Honda
B	143.00	Valle Verde
B	116.67	Las Lomitas
B	116.50	Las Bellotas
B	90.00	La Alfalfa
B	71.50	Rancho Ocho
B	65.50	Rancho Chico
B	59.86	VLACSA
B	59.63	Viña Alegre
B	53.20	Rancho Grande
B	42.00	Encinal 1
B	40.60	Encinal2
B	32.75	El Carrillo

La población del género *Aphelenchus*, es mayor y diferente en el rancho AGUA HONDA (ver cuadro 10), en este rancho se siembra Cabernet Sauvignon. En esta variedad, el promedio de individuos de *Aphelenchus* por 100 g de suelo fue de 42. Cabernet Sauvignon, se encuentra en tercer lugar y además presentó mayor densidad de este género.

Cuadro 10. Comparación de medias, para *Aphelenchus* en los ranchos muestreados del Valle de Guadalupe (LSD con alfa al 5%)

<i>Aphelenchus</i>		
Grupo	Media	Rancho
A	149.00	Agua Honda
B	28.50	El Carrillo
B	21.86	VLACSA
B	15.33	Las Lomitas
B	13.50	Las Parras
B	13.40	Encinal2
B	12.60	Rancho Grande
B	11.50	Encinal 1
B	9.00	Rancho Ocho
B	8.50	La Alfalfa
B	4.33	Las Bellotas
B	0.00	Rancho Chico
B	0.00	Valle Verde
B	0.00	Viña Alegre

4.4. Efecto de las covariables

El porcentaje de arcilla, el porcentaje de agallamiento no fueron indicadores explicativos del comportamiento de las poblaciones. Esto se puede observar en el cuadro 5, que resume las salidas del ANOVA, las celdas que están resaltados en tono turquesa.

Sin embargo existen otras variables como el pH del suelo, el nitrógeno total, el contenido de humus, las bases intercambiables; que podrían explicar las variaciones en la composición de las comunidades de nematodos.

Un solo factor de los mencionados no puede ser determinante en la población (Popovici y Ciobanu. 2000). Estas variables no fueron consideradas en el presente estudio, pero se recomienda evaluarlas en ejercicios posteriores.

4.4.1. Relación de nematodos con el contenido de arcilla

Como variable independiente % de arcilla, no es significativa para ninguna de las variables respuesta. La figura 21, detalla la variabilidad en el % de arcilla del Valle de Guadalupe, diferencia visual pero no estadística.

En el cultivo de la vid no se ha podido relacionar las características del suelo con la presencia de nematodos. Ferris y Mckenry (1975) intentaron relacionar el comportamiento de los nematodos directamente con las características del suelo (pH, conductividad eléctrica y textura) que causan daño en la vid en plantas de diferentes edades de la variedad “Thompson Seedless” en California; en datos de dos años no encontraron correlaciones positivas de las características del suelo con la densidad de nematodos, ni con el desarrollo de las plantas.

En cuanto a la textura del suelo, las condiciones que favorecen el movimiento y reproducción de los nematodos son el incremento en la cantidad de arena y porosidad del suelo (Jones *et al.*, 1969, citado por Aballay *et al.*, 2009). Guzmán-Plazola *et al.* (2008) señalaron que en el caso de las especies de *Meloidogyne*, la distribución se correlaciona positivamente con la textura del suelo, existiendo la más alta frecuencia e índices de agallamiento en suelos de textura arenosa, aunque esta especie tenga un amplio rango de adaptación en el tipo de suelo (CPC, 2005).

La predominancia de macroporos repercute en el movimiento rápido de aire y agua, situación que favorece la movilidad e infectividad de *Meloidogyne*; caso contrario ocurre en suelos arcillosos, en los cuales los niveles de oxígeno son más bajos, consecuentemente el metabolismo, movimiento e infectividad de los juveniles es afectado, además del efecto negativo sobre el crecimiento y reproducción de las hembras (Guzmán-Plazola *et al.*, 2008).

En el presente estudio no se logró relacionar la presencia de nematodos con los factores analizados, lo cual coincide con los trabajos de Ferris y Mckenry (1975) realizados en vid, y son contrarios a los que Guzmán-Plazola *et al.* (2008) encontró en sus trabajos en jitomate. Sin embargo, este preliminar ayudará a que se proponga nuevos ensayos o muestreos en los que se incluyan otras características del suelo.

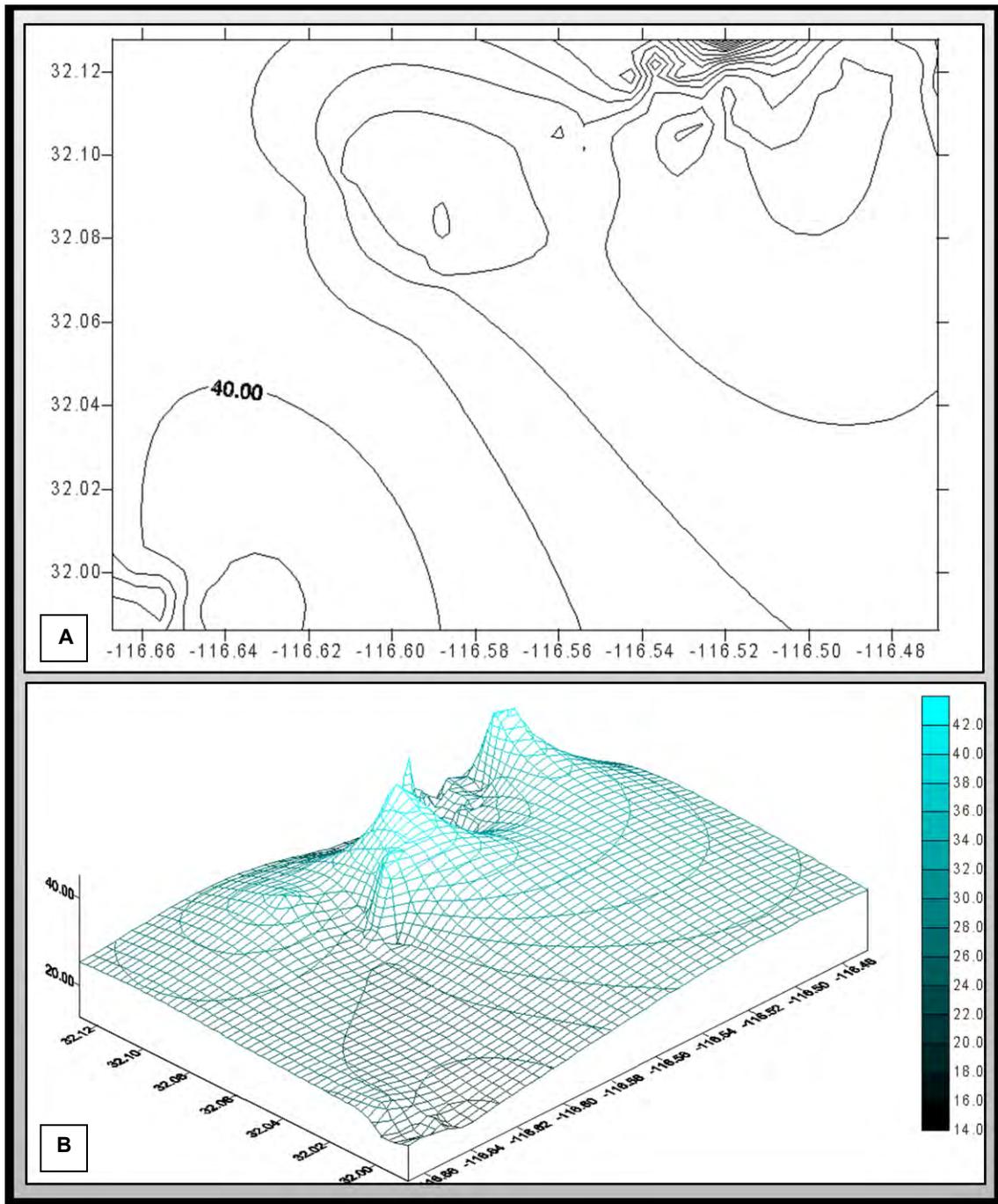


Figura 21. Contenido de arcilla en la zona de muestreo del Valle de Guadalupe, Baja California (Primer trimestre del 2010). **A:** Mapa en segunda dimensión del % de arcilla en 100 g de suelo (Eje X y Y representa las coordenadas geográficas longitud y latitud, respectivamente). **B:** Mapa en tercera dimensión del % de arcilla en 100 g de suelo (Eje X y Y representa las coordenadas geográficas longitud y latitud, respectivamente. Eje Z representa % de arcilla, barra a la derecha).

4.4.2. Relación de nematodos con el porcentaje de agallamiento

Meloidogyne fue el género de mayor frecuencia en el muestreo del Valle de Guadalupe. En términos biológicos, de los nematodos que se encontraron en el presente estudio; únicamente el género *Meloidogyne* produce agallas en las raíces de vid (Raski, 2001). La disminución de la producción de la planta es una reacción biológica normal como respuesta al daño en las raíces por las agallas.

La época de recolección de las muestras fue en la etapa de dormancia de las plantas; periodo en el cual, la población juvenil de este género de nematodos presentes en el suelo, disminuye por falta de raíces para alimentarse.

Por ello, estadísticamente, la población de juveniles presentes no explica el agallamiento de las raíces. No obstante, desde un punto de vista biológico, al utilizar las raíces agalladas de vid como fuente de inóculo en raíces sanas de jitomate (este proceso se describe en el apartado 3.2.4.2 *Identificación a nivel de especie*) a los 50 días se obtuvo agallas en éstas últimas plantas, en las que se identificó como el agente causal a las siguientes especies *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* y *M. arenaria*.

En el cuadro 5, se detallan los valores de F, para $Agalla=f(Meloidogyne)$ el valor es 0.9566 ($\alpha=0.05$), estadísticamente no significativo, el porcentaje de agalla no es explicado por la densidad de *Meloidogyne*. Únicamente el género *Pratylenchus* con probabilidad 0.0016 ($\alpha=0.05$) es estadísticamente significativo; debido a la frecuencia absoluta baja (0.1250, el dato se encuentra en el cuadro 11) que tiene este género en el muestreo, 12% de muestras si se relaciona. Malcolm y Charles (2000) señalan que *Pratylenchus* es un nematodo lesionador que utiliza las “entradas” a la raíz, generadas por otro agente causal; como puede ser el caso de *Meloidogyne*, cuya presencia en el muestreo fue 91% (0.9107 de frecuencia absoluta, revisar cuadro 11).

La figura 22 ilustra la uniformidad en el % de agallamiento, hace referencia al daño generalizado en la zona de muestreo. Las raíces presentan más del 80% de agallamiento.

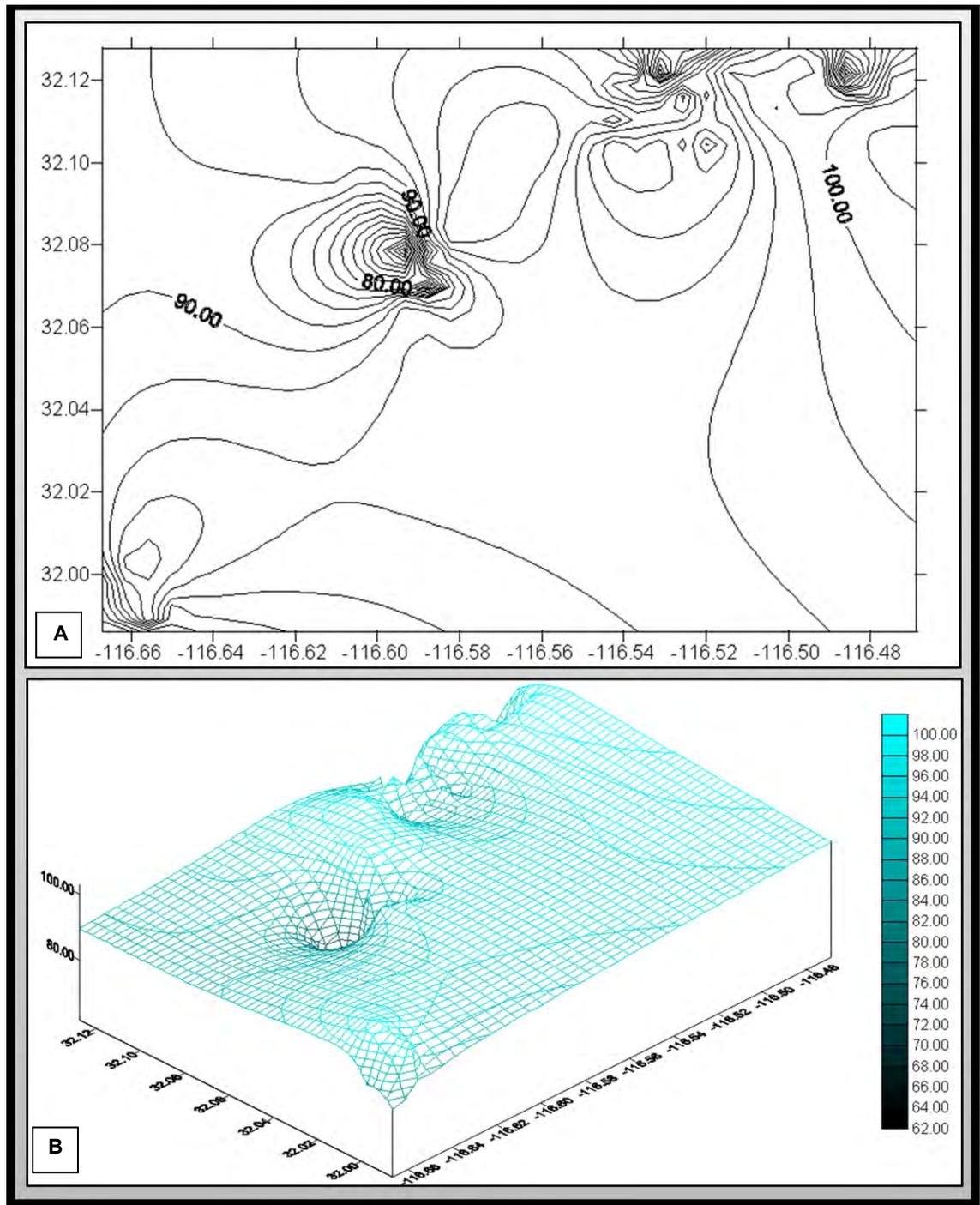


Figura 22. Agallamiento en las muestras de raíz del Valle de Guadalupe, Baja California (Primer trimestre del 2010). **A:** Mapa en segunda dimensión del % de agallamiento (Eje X y Y representa las coordenadas geográficas longitud y latitud, respectivamente). **B:** Mapa en tercera dimensión del % de agallamiento (Eje X y Y representa las coordenadas geográficas longitud y latitud, respectivamente. Eje Z representa % de agallamiento, barra a la derecha).

4.5. Las especies de *Meloidogyne* en el Valle de Guadalupe

En el análisis morfológico de la región perineal, *M. incognita* presentó arco dorsal alto y cuadrado, con estrías lisas a onduladas, líneas laterales no visibles, sin alas y sin puntuaciones subcuticulares en el término de la cola; esta descripción coincide con la que presentaron Guzmán-Plazola *et al.* (2008). En la figura 23, se presenta estas particularidades citadas.



Figura 23. *Meloidogyne incognita* en el Valle de Guadalupe, Baja California (Junio, 2010). **A:** Raíz infectada emergiendo (Variedad Cabernet Sauvignon), **B:** Raíces agalladas de vid (Variedad Nebbiolo), **C:** Juveniles extraídos del suelo, **D:** Corte perineal de una hembra inoculada de las raíces agalladas de la variedad Chenin Blanc

M. javanica presentó un arco dorsal redondo a aplanado, con estrías lisas a onduladas, líneas laterales visibles, sin alas y sin puntuaciones subcuticulares en el término de la cola. En la figura 24, se detalla *M. javanica*, y en la figura 25 *M. arenaria*.

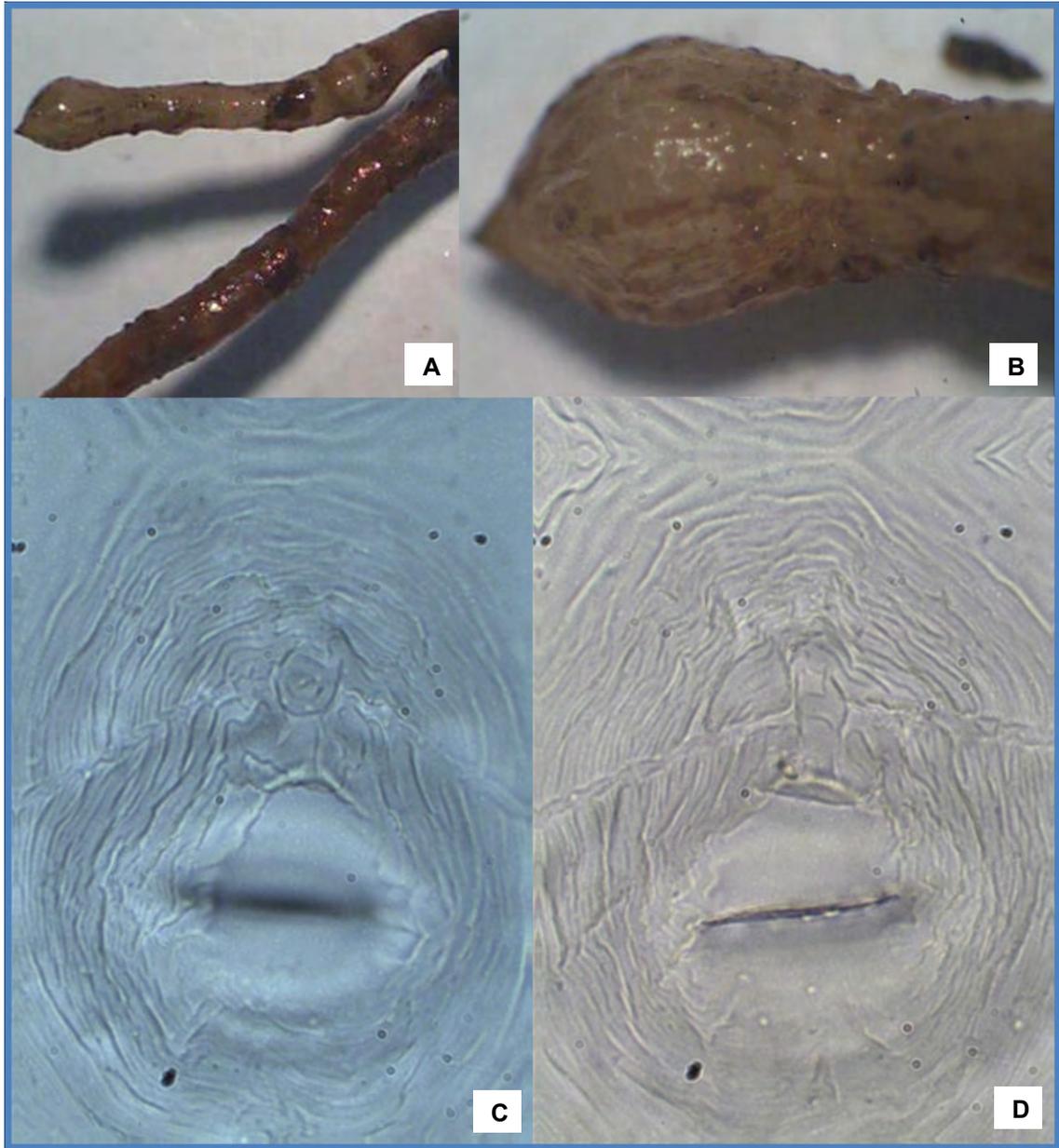


Figura 24. *Meloidogyne javanica* en el Valle de Guadalupe, Baja California (Junio, 2010). **A y B:** Raíz infectada emergiendo (Variedad Angliabico), **C y D:** Cortes perineales de hembras inoculadas de las raíces agalladas de la variedad Anglianico

M. arenaria presentó un arco dorsal aplanado a redondeado, con estrías lisas a onduladas, con “hombreras”, líneas laterales no visibles, sin alas y sin puntuaciones subcuticulares; descripciones coinciden con la que presentaron Guzmán-Plazola *et al.* (2008) en la identificación de *Meloidogyne* en jitomate.

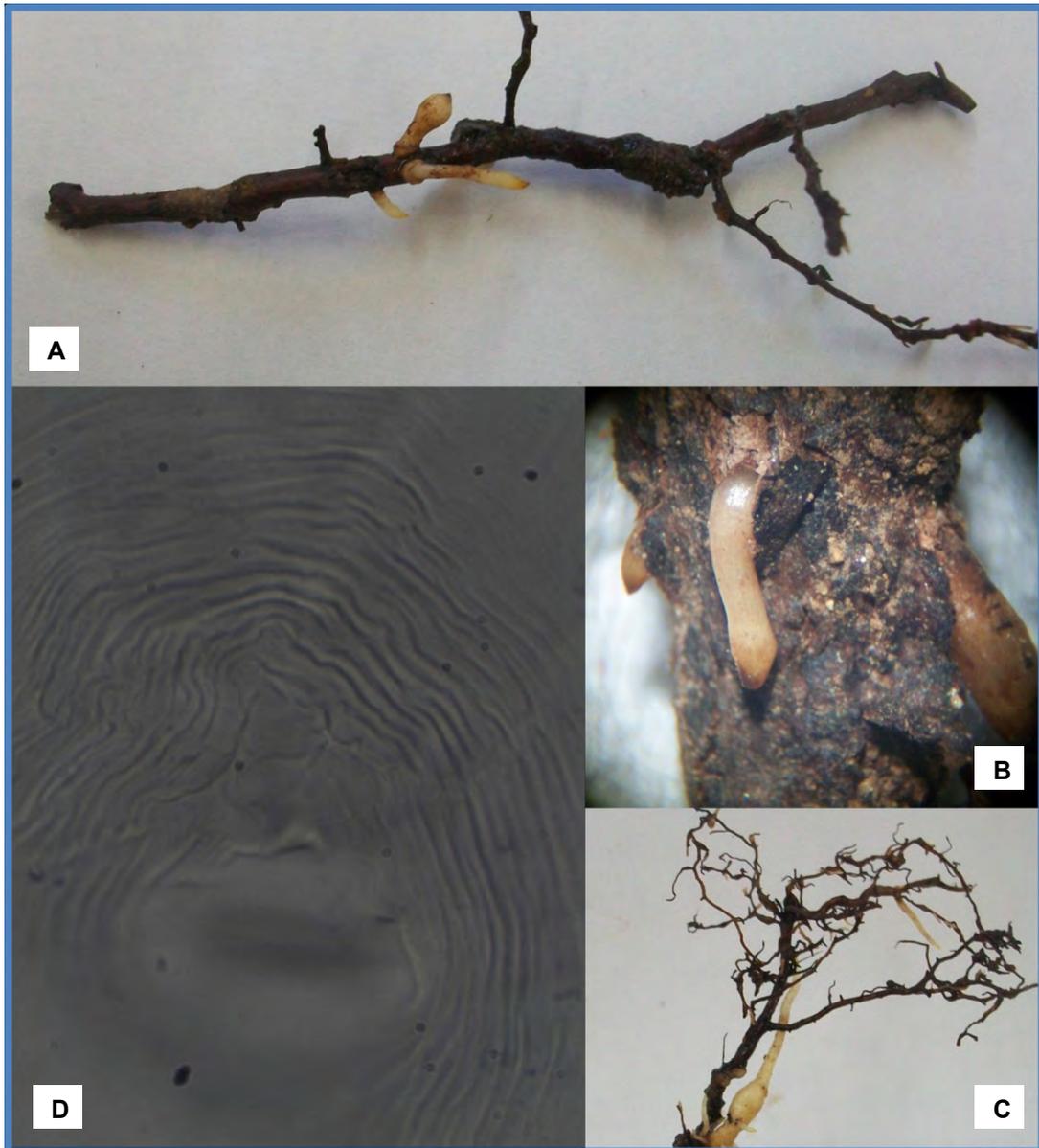


Figura 25. *Meloidogyne arenaria* en el Valle de Guadalupe, Baja California (Junio, 2010). **A y B:** Raíz infectada emergiendo (Variedad Cabernet Sauvignon), **C:** Raíces agalladas, variedad Cabernet Sauvignon, **D:** Corte perineal de hembras inoculadas de las raíces agalladas (variedad Cabernet Sauvignon)

Concluyendo, las especies del género *Meloidogyne* que se encontraron en el Valle de Guadalupe son *M. incognita*, *M. arenaria*, *M. javanica*; estas especies en el 2001 se reportaron como asociados al cultivo de vid en Orebalma y Tepeyac (Sonora-México), en la figura 26, están ubicados los puntos de evaluación en Sonora (Cid Del Prado-Vera *et al.*, 2001).

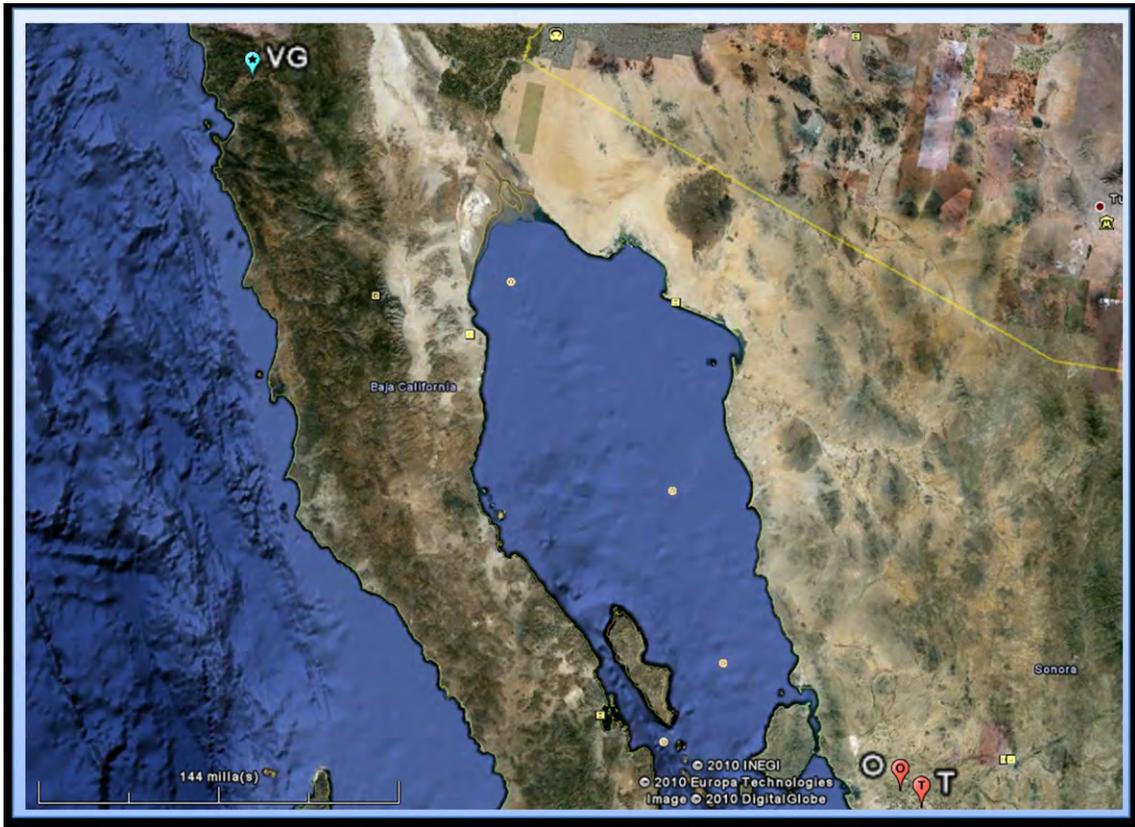


Figura 26, Ubicación de las especies de *Meloidogyne* presentes en la zona de Sonora y la del Valle de Guadalupe en B.C

Especies en Sonora: íconos rojos (inferior derecho), especies en el Valle de Guadalupe: ícono azul (superior izquierdo)

Las especies de *Meloidogyne* se encontraron mezcladas en los diferentes ranchos evaluados en el Valle de Guadalupe, Baja California, México. Dicha mezcla es frecuente dado que *M. incognita*, *M. javanica* y *M. arenaria* suelen coincidir en su distribución, principalmente si se trata de regiones cálidas; este hecho también fue reportado en el 2008 en un estudio realizado por Guzmán-Plazola *et al.* sobre el comportamiento de *Meloidogyne* en el cultivo de jitomate, en la Vega de Metztitlán, Hidalgo, México.

4.5.1. Dormancia de hembras de *Meloidogyne*

Las hembras adultas de *M. incognita* se encuentran dentro del tejido de la raíz en todas las etapas de desarrollo de la vid, siendo posible inocular con raíces en dormancia. Melakeberhan *et al.* (1989) obtuvieron los mismos resultados.

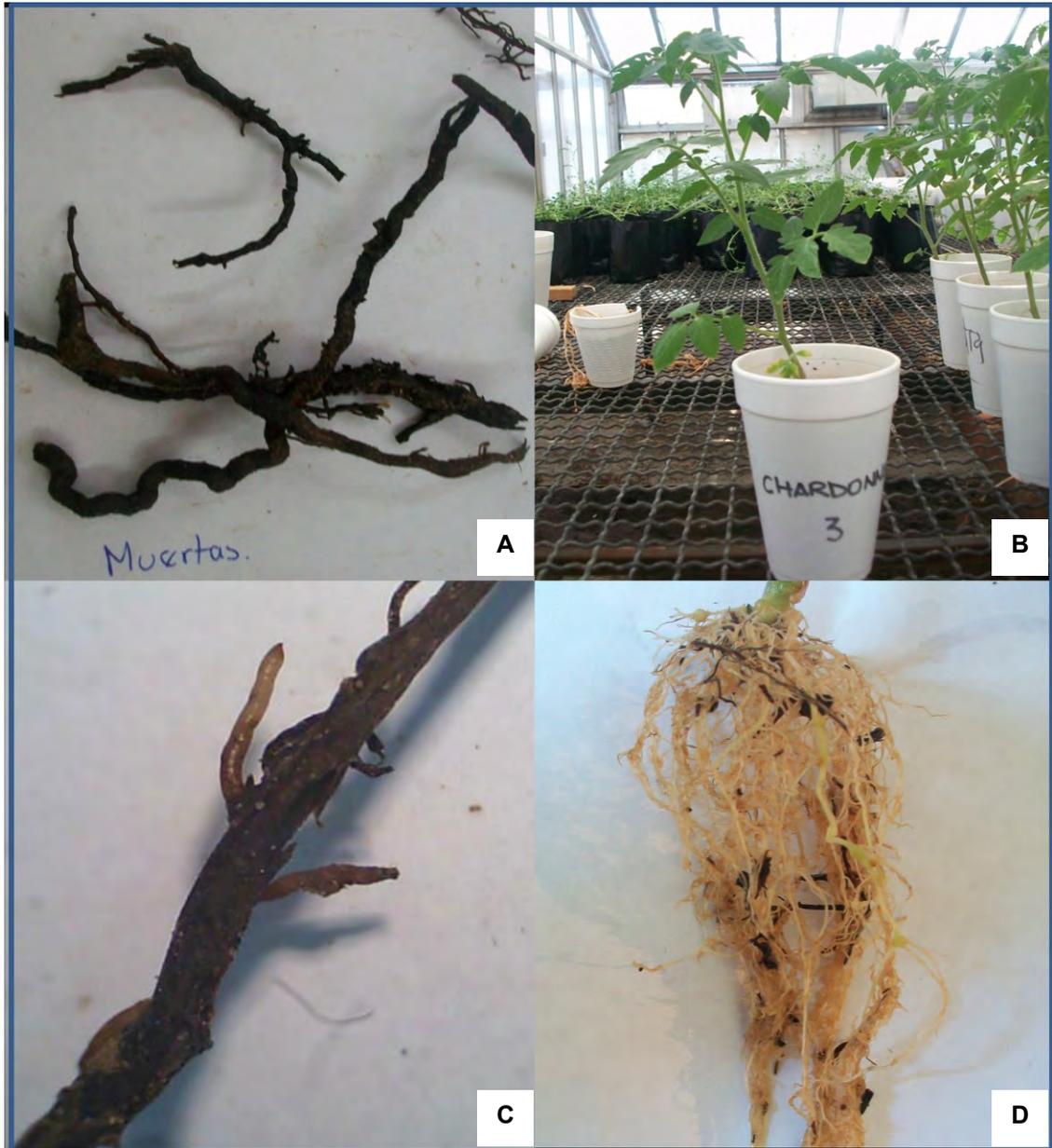


Figura 27. Hembras de *Meloidogyne* spp. de plantas de vid (Variedad Chardonnay) inoculadas en plantas de jitomate. **A:** Raíces de vid con presencia de agallas. **B:** Plantas de jitomate inoculadas con hembras *Meloidogyne* spp. **C:** Emergencia de raicillas de vid con presencia de agallas. **D:** Raíz de jitomate con presencia de agallas, 50 días después de la inoculación.

El cálculo de la biomasa que adquiere el nematodo en el desarrollo de su vida, permite determinar la cantidad de alimentación que el nematodo realiza de la planta, que es usada para transformar en masa del nematodo (Norton, 1978). Estas características de las hembras, es necesario considerarla al momento de establecer un plan de manejo de nematodos en vid.

4.6. VALOR DE IMPORTANCIA (PROMINENCE VALUE)

El valor de importancia explica la presencia de los géneros en los sitios de muestreo, así como la abundancia de cada uno de ellos. La densidad es más importante que la frecuencia, y la frecuencia modifica la densidad en el espacio (Norton, 1978). Es un valor adimensional. Los géneros de mayor predominancia en la zona de muestreo fueron *Meloidogyne* (3943.22) y *Aphelenchus* (572.36). Además existieron géneros y especies de nematodos de importancia para la vid, el cuadro 11 señala los valores de importancia para cada género encontrado.

Cuadro 11. Géneros de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de vid en el Valle de Guadalupe, Baja California, 2010.

Valor de importancia (Prominence Value: PV), en base a densidad y frecuencia absoluta			
Género	Frecuencia Absoluta	Densidad Absoluta	PV
Meloidogyne	0.9107	4132	3943.22
Aphelenchus	0.4643	840	572.36
Tylenchulus	0.2143	340	157.39
Pratylenchus	0.1250	141	49.85
Tylenchus	0.0893	157	46.91
Trichodorus	0.0714	73	19.51
Criconemoides	0.0714	67	17.91
Helicotylenchus	0.0536	72	16.66
Hoplolaimus	0.0179	16	2.14
Paratylenchus	0.0179	15	2.00
Ditylenchus	0.0179	15	2.00

El género de mayor frecuencia u ocurrencia en el Valle de Guadalupe, fue *Meloidogyne*. En el cuadro 12 se pueden observar los valores para los diferentes géneros, y en la figura 28 se detalla la frecuencia relativa.

Cuadro 12. Frecuencia de nematodos en el cultivo de vid del Valle de Guadalupe, Baja California, 2010.

Frecuencia de nematodos en 56 muestras de suelo, en Vid			
Género	# de muestras que contienen el género	Frecuencia Absoluta	Frecuencia Relativa (%)
<i>Meloidogyne</i>	51	91.07	44.35
<i>Aphelenchus</i>	26	46.43	22.61
<i>Tylenchulus</i>	12	21.43	10.43
<i>Pratylenchus</i>	7	12.50	6.09
<i>Tylenchus</i>	5	8.93	4.35
<i>Trichodorus</i>	4	7.14	3.48
<i>Criconemoides</i>	4	7.14	3.48
<i>Helicotylenchus</i>	3	5.36	2.61
<i>Paratylenchus</i>	1	1.79	0.87
<i>Ditylenchus</i>	1	1.79	0.87
<i>Hoplolaimus</i>	1	1.79	0.87
TOTAL	115	205.36	100

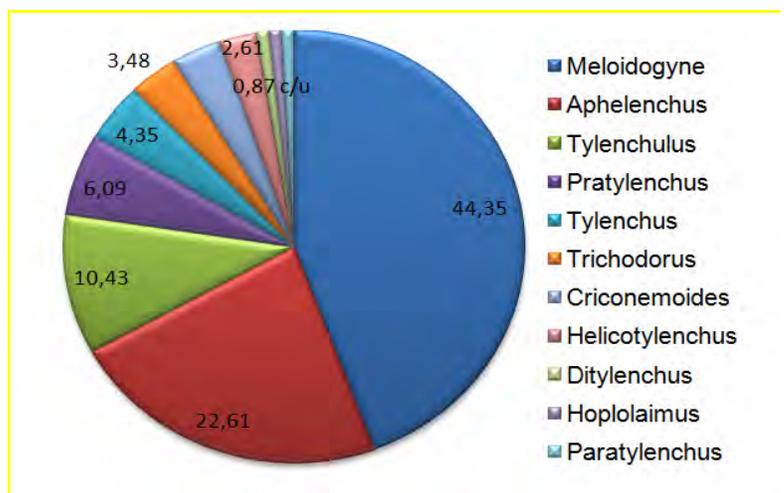


Figura 28. Frecuencia relativa de la presencia de los géneros de nematodos en el cultivo de vid del Valle de Guadalupe, Baja California, 2010.

El concepto de densidad es importante en nematodos, debido a que algunos géneros, como el caso de *Meloidogyne*, son capaces de tener varias generaciones por año. En el CPC (2005) se menciona que el ciclo de huevo a huevo dura 25 días a 27°C. En el cuadro 13, se detalla la densidad absoluta de los once géneros, y en la figura 29 se detalla la frecuencia relativa.

Cuadro 13. Densidad de nematodos en el cultivo de vid del Valle de Guadalupe, Baja California, 2010.

Densidad absoluta y relativa de nematodos por 100 g de suelo en 56 muestras		
Género	Densidad Absoluta	Densidad Relativa (%)
<i>Meloidogyne</i>	4132	70.42
<i>Aphelenchus</i>	840	14.31
<i>Tylenchulus</i>	340	5.79
<i>Tylenchus</i>	157	2.68
<i>Pratylenchus</i>	141	2.40
<i>Trichodorus</i>	73	1.24
<i>Helicotylenchus</i>	72	1.23
<i>Criconemoides</i>	67	1.14
<i>Hoplolaimus</i>	16	0.27
<i>Paratylenchus</i>	15	0.26
<i>Ditylenchus</i>	15	0.26
TOTAL	5868	100.00

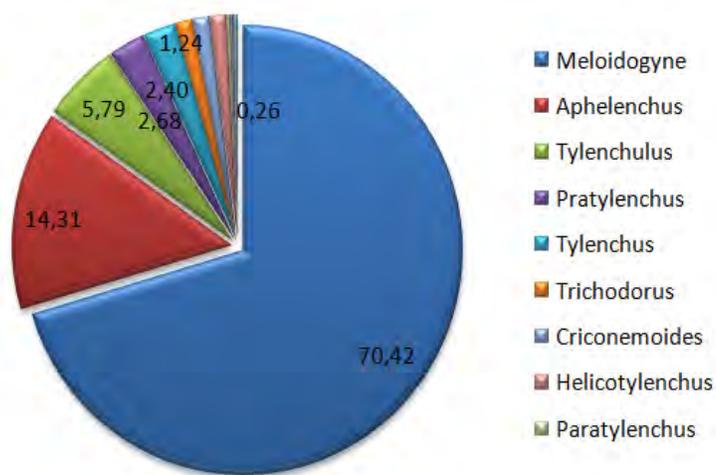


Figura 29. Densidad relativa de la presencia de los géneros de nematodos en el cultivo de vid del Valle de Guadalupe, Baja California, 2010.

Se agrupó el valor de importancia conforme a las características de migración y alimentación de los nematodos parasíticos (Ver cuadro 14).

Cuadro 14. Valor de importancia de los géneros de nematodos en el cultivo de vid del Valle de Guadalupe, Baja California, 2010; en función a las características de migración y alimentación.

Características de migración y alimentación	Género	PV
Ectoparásitos sedentarios	<i>Criconemoides</i>	17.91
	<i>Paratylenchus</i>	2.00
Ectoparásitos migratorios	<i>Trichodorus</i>	19.51
Semiendoparásitos sedentarios	<i>Tylenchulus</i>	157.39
Semiendoparásitos migratorios	<i>Helicotylenchus</i>	16.66
	<i>Hoplolaimus</i>	2.14
Endoparásitos sedentarios obligados	<i>Meloidogyne</i>	3943.22
	<i>Pratylenchus</i>	49.85
Endoparasitos migratorios	<i>Ditylenchus</i>	2.00
Presentes en la rizosfera	<i>Aphelenchus</i>	572.36
	<i>Tylenchus</i>	46.91

En el Valle de Guadalupe existen mayor valor de importancia o Prominece Value para los nematodos que son endoparásitos sedentarios obligados. Esto constituye una limitante en el manejo, debido a que únicamente los estadios juveniles se encuentran en el suelo, mientras que las hembras están en el interior de las raíces y difícilmente son afectadas. Este aspecto se debe tomar en cuenta al establecer las tácticas de manejo.

V. CONCLUSIONES

En el Valle de Guadalupe existe un complejo de nematodos asociados al cultivo de vid, de los cuales; las especies *M. incognita*, *M. javanica* y *M. arenaria*, ocasionan daños severos en las raíces, con porcentajes de agallamiento mayores a 80%. Gamay es la variedad de vid más susceptible a la presencia de nematodos de este género.

Meloidogyne, *Tylenchulus*, *Pratylenchus* y *Trichodorus*, géneros encontrados en el Valle de Guadalupe, han sido reportados en otros países como patógenos importantes de este cultivo.

El nivel de daño que causan los nematodos depende de una amplia gama de factores tales como su densidad poblacional, la virulencia de las especies y la resistencia o tolerancia de la planta huésped. Otros factores que también contribuyen, aunque en menor medida, son el clima, disponibilidad de agua, condiciones edáficas, fertilidad del suelo, y la presencia de otras enfermedades y plagas.

Este tipo de estudios, son de carácter básico; y son importantes porque constituyen una herramienta que permita plantear ensayos futuros, en los que se mida variables de comportamiento de los géneros y especies aquí encontrados, que permitan finalmente ampliar el conocimiento y permita desarrollar programas de manejo cuyo objetivo sea reducir las pérdidas en las cosechas.

Las variables evaluadas no proveyeron de suficiente información para identificar los factores que regulan la distribución y densidad de los nematodos en el Valle de Guadalupe.

Al definir las variables a medirse en los muestreos, es difícil incluir la información necesaria y al mismo tiempo seleccionar las características que en realidad estén interactuando con la presencia del nematodo.

VI. RECOMENDACIONES

Los ranchos muestreados en el presente trabajo, pertenecen a la empresa L.A.CETTO, se recomienda en siguientes muestreos hacerlo con diferentes dueños; con la finalidad de evaluar distintos tipos de manejo, variable que puede explicar el comportamiento de los nematodos.

Evaluar otro tipo de variables ambientales, variables de las plantas y variables del suelo como el pH, el nitrógeno total, el contenido de humus, las bases intercambiables; que podrían explicar las variaciones en la composición de las comunidades de nematodos. Un solo factor de los mencionados no puede ser determinante en la población. Estas variables no fueron consideradas en el presente estudio, pero se recomienda evaluarlas en estudios posteriores.

Es necesario considerar un mayor número de repeticiones de las observaciones en el laboratorio, al procesar las muestras e identificar los géneros de los nematodos. Aunque el trabajo se incrementa, sin embargo, estas repeticiones posibilitarían que los análisis estadísticos tengan más grados de libertad; consecuentemente se posibilitaría diversos análisis, en los cuales los datos puedan ser sustentados y explicar el comportamiento de los nematodos.

Es recomendable realizar un estudio más exhaustivo de la fauna nematológica en las principales zonas vitícolas del país con el fin de determinar el papel que juegan con estos organismos en el cultivo de vid en México.

Plantear ensayos que permitan conocer los umbrales del nematodo en los que causan daño y la amenaza que estos representan para el cultivo de vid. Es prioritario establecer este conocimiento, debido al incremento de la superficie de siembra en el cultivo de vid, así como la importancia que tiene el sector vitivinícola en el país.

VII. LITERATURA CITADA

- Aballay, E.; Persson, P. y Martensson, A. 2009. Nematodos fitoparásitos en viñedos de Chile. *Nematropica* 39:85-97.
- Alatorre, A. (2010, 3 de mayo). Reta el clima a vitivinicultores. *REFORMA*, p 16.
- Anwar, S. A., McKenry, M.V., Yoel, K. Y., y Anderson, A.J. 2003. Induction of tolerance to root-knot nematode by Oxycom tm. *Journal of Nematology* 35:306-313.
- Barker, K. R.; Carter, C. C.; y Sasser, J. N. 1985. An advanced treatise on *Meloidogyne*: Volumen II Methodology. Department of Plant Pathology and the United States Agency for International Development. North Carolina State University Graphics. USA.
- Carneiro, R. M. D. G.; Almeida, M. R. A. y Carneiro, R. G. 1996. Enzyme phenotypes of Brazilian populations of *Meloidogyne* spp. *Fundam. appl. Nematol.* 19(6):555-560.
- Cid Del Prado-Vera, I.; Tovar-Soto, A.; Hernández, J. A. 2001. Distribución de Especies y Razas de *Meloidogyne* en México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 19(1):32-39.
- Coyne, D.L.; Nicol, J.M.; Claudius-Cole, B. 2007. *Practical Plant Nematology: a field and laboratory guide*. SP-IPM Secretariat, International Institute of Tropical Agriculture (IITA), Cotonou, Benin.
- CPC. 2005. *Crop Protection Compendium*, edición 2005. CAB International, Wallingford, UK. <http://cabicompendium.org/cpc/home.asp>.
- Crozzoli, R. 2002. Especies de nematodos fitoparasíticos en Venezuela. *Interciencia* 27(7):354-364.

- Del Valle-Leguizamón, G.; González-León, A.; Báez-Sañudo, R. 2005. Antocianinas en Uva (*Vitis vinifera*) y su relación con el color. *Revista Fitotecnia Mexicana*, Vol 28 (4):359-368.
- Duniway, J. 2005. Alternatives to Methyl Bromide for strawberry production in California, USA. VI International Symposium on Chemical and Non-Chemical Soil and Substrate Disinfestation. Ed. A. Vanachter. *Acta Hort.* 698:27-32.
- Ferris, H.; Mckenry, M. V. 1975. Relationship of Grapevine Yield and Growth to Nematode Densities. *Journal of Nematology* 7(3):295-304.
- García de Lujan, A.; Bernabé, G. 1998. Capítulo V: Nematodos *en* Los parásitos de la vid: Estrategias de protección razonada. 4 ed. Ed. Mundi Prensa. 328pp. Madrid-España.
- Gilchrist-Saavedra, L.; Fuentes-Dávila, G.; Martínez-Cano, C.; López-Atilano, R. M.; Duveiller, E.; Singh, R. P.; Henry, M.; y García, I. A. 2005. Guía práctica para la identificación de algunas enfermedades de trigo y cebada. Segunda edición. México, D.F. CIMMYT.
- Guzmán-Plazola, R. A.; Hernández-Flores, B.; Franco-Navarro, F.; y Cadena-Hinojosa, M. 2008. Nematodos agalladores en la Vega de Metztitlán, Hidalgo: identificación, distribución espacial y relación con factores edáficos. *Nematropica* 38:47-61.
- Hidalgo, L. 2003. Poda de la Vid. 6° edición. Mundi-Prensa. Madrid, España. 275pp.
- Kardol, P.; Cregger, M. A.; Company, C. E.; Classen, A. T. 2010. Soil ecosystem functioning under climate change: plant species and community effects. *Ecology* 91(3):767-781.

- Lanzarini, J. L.; Mangione, J. 2009. La cultura de la vid y el vino: La vitivinicultura hace escuela 1ª ed. Fondo Vitivinícola Mendoza. Mendoza, Argentina. 190 pp.
- Mai, F. W., Mulli, G. P., Lyon, H. H. and Loeffler, K. 1996. Plant-parasitic nematodes: A pictorial key to genera. 5ª ed. Comstock Publishing Associates-Cornell University Press. Ithaca, New York. 269 p.
- Malcolm, C. S.; Charles, W. A. 2000. Diagnosing plant diseases caused by nematodes. Cap.3. Classification and Descriptions of Plant-Parasitic Nematodes. p.21. The American Phytopathological Society. Minnesota, Estados Unidos.
- Martínez de Toda, F. 2008. Claves de la Viticultura de calidad: Nuevas técnicas de estimación y control de la calidad de la uva en el viñedo. Ediciones Mundi-Prensa. 214p. Madrid, España.
- McKenry, M.V, Anwar, S. A. 2006. Nematode and grape rootstock interactions including an improved understanding of tolerance. Journal of Nematology 38: 312-318.
- Mekete, T.; Sikora, R. A.; Kiewnick, S.; y Hallmann, J. 2008. Plant-parasitic nematodes associated with coffee (*Coffea Arabica* L., Rubiaceae) in Ethiopia. Nematropica 38:177-186.
- Melakeberhan, H.; Ferris, H. 1989. Impact of *Meloidogyne incognita* on Physiological Efficiency of *Vitis vinifera*. Journal of Nematology 21(2):74-80.
- Melakeberhan, H.; Ferris, H.; Mckenry, M. V; y Gaspard, T. 1989. Overwinter Stages of *Meloidogyne incognita* in *Vitis vinifera*. Journal of Nematology 21(1):92-98.
- Molles, M. 2005. Ecología: Conceptos y aplicaciones. Tercera edición. Ed. Mac Graw-Hill. Barcelona-España. 239pp.

- Morales-Pérez, Marbán-Mendoza, N; Vargas-Hernández, M y Segura-Miranda, A 2004. Evaluación de sustancias antinematodos en *Meloidogyne incognita* Chitwood 1949 asociada a viñedos de Hermosillo, Sonora. *Tesis maestría*.
- Norton, D. C. 1978. Ecology of plant-parasitic nematodes. New York: John Willey Sons, Inc. 268pp.
- Popovici, I. y Ciobanu, M. 2000. Diversity and distribution of nematode communities in grasslands from Romania in relation to vegetation and soil characteristics. *Applied Soil Ecology* 14:27-36.
- Pratt, C. 1971. Reproductive Anatomy in Cultivated Grapes - A Review. *American Journal of Enology and Viticulture*. 22:2:92-109.
- Pratt, C. 2001. Estructura de la vid y fases de crecimiento *en* Pearson, R. C.; Goheen, A. C. 2001. Plagas y enfermedades de la vid. The American Phytopathological Society. Ed Mundi-Prensa. Madrid-España. pp 1-7.
- Raski, D. J. 2001. Nematodos parásitos de la Vid *en* Pearson, R. C.; Goheen, A. C. 2001. Plagas y enfermedades de la vid. The American Phytopathological Society. Ed Mundi-Prensa. Madrid-España. pp 55-59.
- Reynier, A. 2005. Manual de Viticultura. 8° edición. Mundi-Prensa. Madrid, España. 487pp.
- Rossi, J. P. y Quénéhervé, P. 1998. Relating species density to environmental variables in presence of spatial autocorrelation: a study case on soil nematods distribution. *Ecography* 21: 117-123.
- Secretaria de Turismo del Estado de Baja California. 2009. Guía Huésped Baja California 2009-2010. Quid Media Services. 114pp. Jalisco, México.
- Sutton, D; Harmon, P. 1998. Fundamentos de ecología. Ed. Limusa. México. 157pp.

- Trudgill, D. L. 1991. Resistance to and tolerance of plant-parasitic nematodes in plants. *Annual Review of Phytopathology* 29:167-192.
- Villa-Sánchez, S. 2005. El culto a Baco: La senda histórica y la organización de la producción vinícola del Balle de Guadalupe, Baja California *en* Contreras-Delgado, C.; Ortega-Ridaura, I. 2005. *Bebidas y Regiones: Historia e Impacto de la cultura etílica en México*. Plaza y Valdés. Primera Edición. 173-199pp.
- Walker, G. E. 1997. Effects of *Meloidogyne* spp. and *Rhizoctonia solani* on the Growth of Grapevine Rootings. *Journal of Nematology* 29(2):190-198.
- Westerdahl B. 2008. Nematodes. *en* University of California. 2008. *Grape Pest Management*. UC Statewide IPM Program. Segunda edición. University of California, Davis.
- Zuckerman, B. M., Mai, W. F., y Harrison, M. B. 1985. *Fitonematología. Manual de laboratorio*. Versión en español: Marbán, M. N. 1985. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 248p.

Páginas electrónicas:

www.siap.sagarpa.gob.mx Consulta de indicadores de producción nacional de vid. 16/julio/2010.

www.conagua.gob.mx, Consulta de indicadores de los Estados, 16/julio/2010.

www.uvayvino.org, Consejo Mexicano Vitivinícola, 2002. Informe anual 2002. 14/mayo/2010.

www.rae.es/rae.html. RAE, 2001. *Diccionario de la lengua española*, Vigésima segunda edición.

VIII. ANEXOS

8.1. Anexo1. Manejo de nematodos

Manejo de nematodos asociados a vid bajo condiciones del Valle de Guadalupe

8.1.1. Estrategia Preventiva

8.1.1.1. Combate legal

Se pretende evitar o excluir a los fitonematodos, evitando el contacto con los nematodos. Puede lograrse lo anterior mediante el establecimiento de cuarentena para las plántulas y/o patrones que ingresan al viñedo, antes del trasplante y/o injerto. Es lo que se conoce como el combate legal porque requiere de normas oficiales.

8.1.1.2. Nematicidas fumigantes

Otras tácticas excluyentes lo constituyen las fumigación de suelo, se puede usar Bromuro de Metilo mezclado con cloropicrina a diversas proporciones (50:50, 60:40, 80:20) como lo indica el Assessment Report (2006) del Protocolo de Montreal (Teap, Report 2006). Aquí mismo se indican efectos similares al Bromuro de Metilo con Telone In line (1,3 Dicloropropeno + cloropicrina) y Metam sodio también mezclado con cloropicrina. En todos los casos, se recomienda el uso de plásticos (en presiembra para viveros) o en campo abierto para replantes. Es probable que a la salida del Bromuro de Metilo para el año 2015, otros fumigantes actualmente en desarrollo como el Iodo metano sean utilizados para desinfectar suelos (Duniway, 2005).

8.1.2. Estrategias de exclusión

8.1.2.1. Replante

Los nematodos fitopatógenos sedentarios que se encuentran en el interior de las raíces, como el caso del género *Meloidogyne*, causan serios daños en las plantas (Coyne *et al.*, 2007).

Las aplicaciones de productos químicos no fumigantes y/o biológicos actúan contra los estadios juveniles de los nematodos, los que se encuentran en el suelo, pero por falta de productos sistémicos que permitan el manejo de las hembras que se encuentran en el interior de las raíces; no se logra bajar la población que está dentro de la planta (Raski, 2001).

McKenry y Anwar (2006) señalan que la población de nematodos que están dentro de la raíz, depende de la resistencia/susceptibilidad de la planta. A una presión de 110 J2 de *Meloidogyne* spp. por vid, en las variedades resistentes existen ≤ 0.6 , en las susceptibles de 0.61 a 180 y en las variedades altamente susceptibles más de 181 nematodos.g⁻¹ de raíz. Aunque es necesario realizar más estudios de ese tipo, sin embargo, en base a lo anteriormente dicho en el cuadro 15 agrupa en categorías a los sitios de muestreo, organizadas por el número de J2 en 100 gramos de suelo.

Por tanto en las áreas con categoría 1 y 2 se recomienda eliminar las plantas existentes y realizar fumigaciones con BrMe. Aunque México tras su firma en el Protocolo de Montreal, tiene el compromiso de dejar de utilizar BrMe en el año 2015, sin embargo existe un capítulo "Usos críticos en el Protocolo de Montreal, en el que se autoriza las fumigaciones para replante de vides en países desarrollados (artículo 2 en la jerga del Protocolo de Montreal). Los países en desarrollo (Artículo 5) tienen planificado acogerse a esta previsión, en caso de no existir alternativas viables a la fumigación.

Malcolm y Charles (2000) señalan que los nematodos no están distribuidos uniformemente en el suelo, sino que presentan un patrón agregado de distribución, gráficamente se ilustra en la figura 29 y en la figura 30.

Con 15555 replantes durante el 2009 en la variedad Cabernet Sauvignon, en la empresa L.A. CETTO, se ejemplifica que las plantas en zona de muestreo, están expuestas a factores adversos.

Uno de los factores de riesgo que en el presente estudio se determinó, es la presencia de densidades altas del género *Meloidogyne*.

Cuadro 15. Sitios de muestreo, agrupados en categorías de riesgo por la presencia de J2 de *Meloidogyne*, en el Valle de Guadalupe, Baja California 2010.

Símbolo	DensidadJ2 en100 g suelo	Rancho	Sitios			
 Riesgo 1	351-400	Las Parras	Nebbiolo			
 Riesgo 2	201-250	Las Bellotas	Petite Sirah			
 Riesgo 3	151-200	Las Bellotas	Sauvignon Blanc			
		Las Lomitas	Grenache Petite Sirah			
 Riesgo 4	101-150	Agua Honda	Cabernet Sauvignon			
		El Carrillo	Gamay			
		Encinal 1	Viogner			
		La Alfalfa	Nebbiolo			
		Las Bellotas	Malbec Nebbiolo			
		Las Parras	Ruby Cabernet			
		Rancho Chico	Chenin Blanc			
		Rancho Ocho	Grenache			
		Valle Verde	Grenache			
		Viña Alegre	Cabernet Sauvignon Montepulciano			
		VLACSA	Ruby Cabernet			
 Riesgo 5	51-100	Encinal2	Cabernet Sauvignon Chenin Blanc			
		La Alfalfa	Chardonnay			
		Rancho Grande	Sauvignon Blanc Zinfandel			
		Viña Alegre	Chardonnay Merlot			
		VLACSA	Chenin Petite Petite Sirah Sauvignon Blanc			
			 Sin riesgo	0 a 50	El Carrillo	Cabernet Sauvignon
						Chenin Blanc
Colombard						
Grey						
Moscato						
Pinot						
Zinfandel						

Símbolo	DensidadJ2 en100 g suelo	Rancho	Sitios
 Sin riesgo	0 a 50	Encinal 1	Grenache
			Merlot
			Shiraz
		Encinal2	Malvasia
			Nebbiolo
			Petite Sirah
		Las Bellotas	Petite Verdot
			Shiraz
		Las Lomitas	Valdepeñas
		Rancho Chico	Nebbiolo
		Rancho Grande	Chenin Blanc
			Nebbiolo
			Petite Sirah
		Rancho Ocho	Petite Sirah
		Viña Alegre	Anglianico
			Malbec
Nebbiolo			
Sangiovesse			
VLACSA	Cabernet Sauvignon		
	Chenin Blanc		
	Chardonnay		

8.1.3. Patrones resistentes

RESISTENCIA: Capacidad de la planta para impedir la reproducción de los nematodos (Trudgill, 1991).

TOLERANCIA: capacidad de la planta para crecer satisfactoriamente en presencia de nematodos (Anwar *et al.*, 2003).

El desarrollo de patrones resistentes o tolerantes a nematodos, son específicos a la especie de nematodo. McKenry y Anwar (2006) señalan que la resistencia genética y los mecanismos que la regulan, se puede romper debido a la densidad de la misma especie de nematodos.

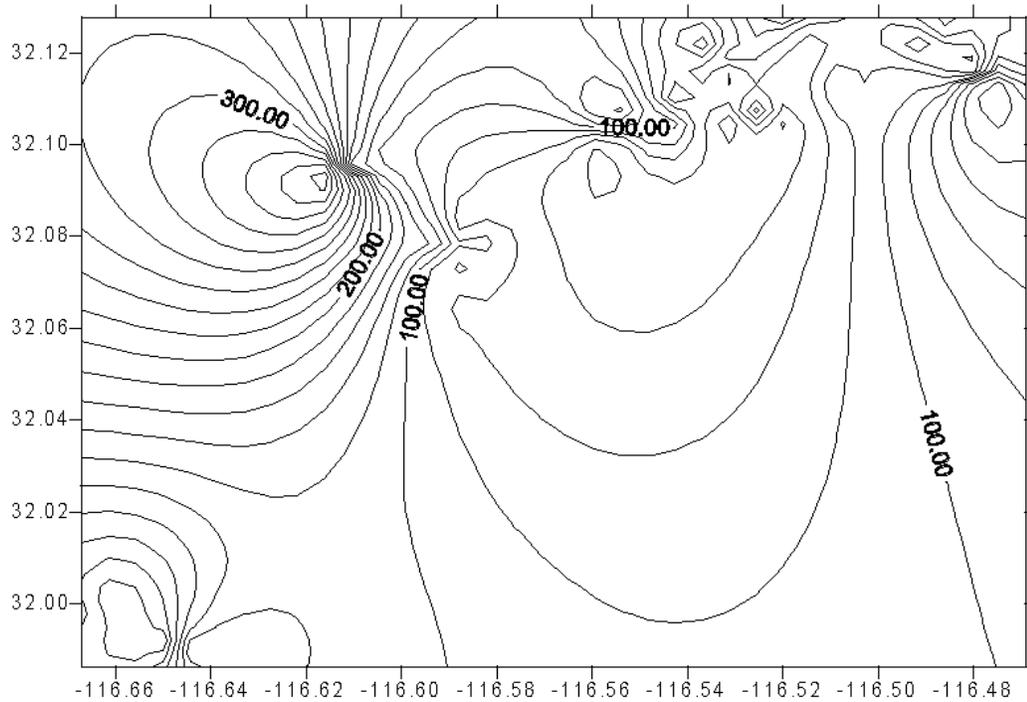


Figura 30. Mapa en segunda dimensión de la densidad de *Meloidogyne*, J2 en 100 g de suelo (Valle de Guadalupe, Baja California. Primer trimestre del 2010). Eje X y Y representa las coordenadas geográficas longitud y latitud, respectivamente.

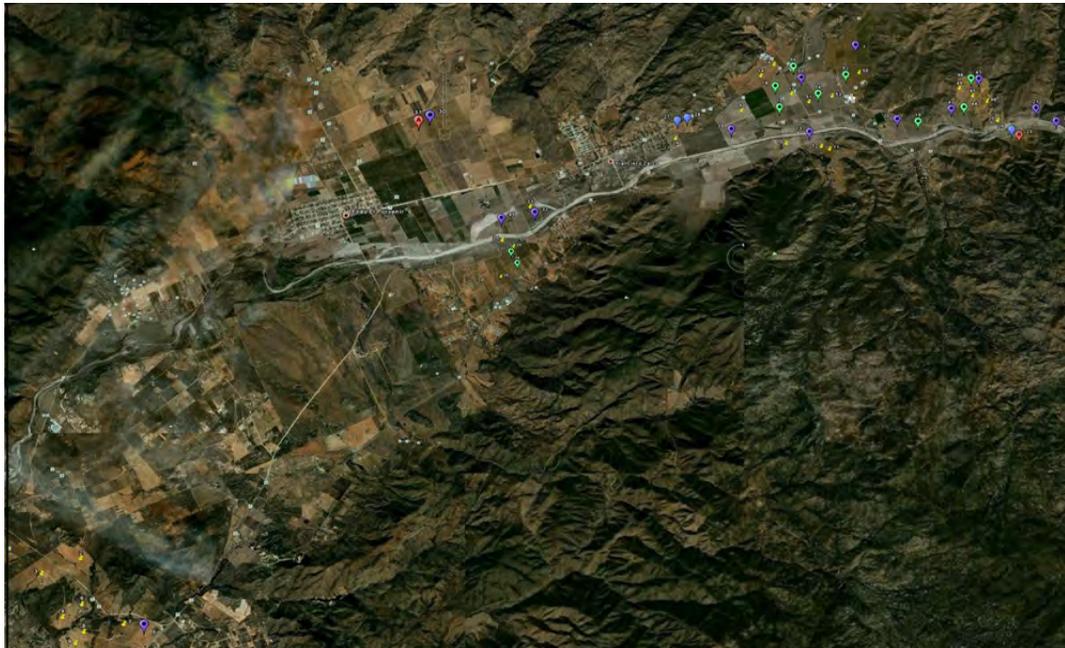


Figura 31. Categoría de riesgo asignada a cada sitio de muestreo, en relación a la densidad de *Meloidogyne* spp. en el Valle de Guadalupe, Baja California; durante el primer trimestre del 2010. Riesgo 1: ícono rojo "A". Riesgo 2: ícono rojo "B". Riesgo 3: Ícono azul. Riesgo 4: Ícono púrpura. Riesgo 5: Ícono Verde. Sin riesgo: ícono amarillo. Escala: 1.4cm=3942 millas (1.202 km).

McKenry y Anwar (2006) puntualizan tres mecanismos usados por las variedades Freedom, Ramsey, K51-32, Dog Ridge, Harmony, 1613C y O39-16 (estas variedades son usadas como patrones en uva de mesa y son resistentes a presentar las agallas producidas por *Meloidogyne* spp. y *Xiphinema index*).

1. Raíces suberizadas, consecuentemente la alimentación y reproducción de los nematodos está restringida a raíces jóvenes, disminuyéndola cantidad de masa vegetal para alimentación.
2. Modificación de las células epidérmicas de las raíces que impiden la penetración profunda de la hembra. El cuello de la hembra no se encuentra sumergido profundamente en las células corticales, el nematodo es menos perjudicial para el tejido vascular más profundo de las raíces.
3. La arquitectura del sistema radical, con las terminaciones muy distantes entre sí. Por consiguiente, existe grandes distancias entre los sitios de alimentación, sumado a esto, el movimiento reducido que tienen los nematodos baja la posibilidad de alimentación de los mismos.

Algunas variedades resistentes a filoxera como 3309C, SO4, Teleki 5C, 99R y Schwarzmann, proveen de tolerancia a la planta frente al ataque de nematodos. Los patrones más usados en el Valle de Guadalupe son Freedom, Salt Creek, 1103.140RU (Le Ruggiere 140) y 1103 (LE Paulsen 1103), ésta última es la de mayor uso.

Sin embargo es importante señalar que los replantes con patrones resistentes y/o tolerantes no son aceptados para adopción por parte de los productores. Del Valle-Leguizamón *et al.* (2005) reportó que el cambio de portainjertos modifican las características de las variedades deseadas (injertos) tanto morfológica y bioquímicamente, una de los principales cambios es en las antocianinas, cuya función está asociada a la coloración de la fruta y la protección ante el estrés lumínico.

Además las variedades de vid que en la actualidad están presentes son el resultado de estudios largos de selección para determinar las especies que mejor se adaptan a las ocho zonas vinícolas del valle con distintas condiciones de tierra, clima, humedad (Villa-Sánchez, 2005). Por ello, la recomendación de “uso de patrones resistentes y/o tolerantes” no es inmediatamente viable, se necesitan años de estudios del comportamiento de los mismos tanto en la zona, como en la repercusión en las variedades de interés.

8.1.4. Estrategias curativas

Son tácticas que abaten o disminuyen las densidades poblacionales en suelo y/po tejido vegetal.

8.1.4.1. Tácticas culturales

Ferris y Mckenry (1975) recalcaron que si cada área del campo pudiera ser manejada de acuerdo a sus necesidades, muchos de los problemas de nematodos en cultivos perennes serían aliviados. Desafortunadamente el manejo en zonas específicas es difícil en la agricultura moderna con la prácticas de mecanización e irrigación.

El **manejo del agua**, influye en la movilidad de los nematodos. Para el caso de la empresa L.A.CETTO, de los 14 ranchos únicamente el rancho EL CARRILLO tiene riego por goteo, por tanto se recomienda su cambio al sistema de riego por goteo. Durante el primer trimestre del 2010, el nivel de nematodos fitopatógenos en este rancho fue de 698 individuos y 262 J2 de *Meloidogyne* en 100 g de suelo. La variedad Gamay que es la más susceptible a *Meloidogyne*, y se encuentra en categoría de riesgo 4 (cuadro 15).

El **manejo de suelo** es importante para reducir el estrés de la vid, se debe evitar la compactación y estratificación de suelo, facilitando el drenaje (Westerdahl, 2008). Coyne *et al.* (2007) puntualizan que en momentos de estrés los nematodos ectoparásitos pueden ocasionar grandes daños y disminución de la producción de la planta de vid.

Programa de nutrición, en el caso particular de L.A. CETTO se recomienda estudios de la demanda de nutrimentos para cada una de las variedades, estos estudios son factibles debido a que la empresa cuenta con riego por goteo que permite suministrar nutrimentos puntuales a la plantación. Usando análisis foliares se puede calibrar curvas de absorción de nutrientes para cada una de las variedades, de esta manera se estaría cubriendo las necesidades de agua y nutrimentos de manera específica.

De esta manera se evita el estrés hídrico o por nutrimentos, una planta estresada es más vulnerable al ataque de nematodos (Malcolm y Charles, 2000).

8.1.4.2. Tácticas químicas

Se recomienda el uso de nematicidas no fumigantes en la etapa de brotación de raíces de la planta, periodo posterior al agostamiento de la vid y previo al crecimiento vegetativo. La finalidad es proteger las raicillas delgadas que está emitiendo la planta y que fácilmente penetra las hembras de *Meloidogyne*. Las raicillas nuevas son las encargadas de la absorción de nutrientes en el ciclo siguiente.

Melakeberhan *et al.* (1989) señalaron que las hembras adultas de *M. incognita*, se encuentran dentro del tejido de la raíz en todas las etapas de desarrollo de la vid, existe movimiento en el floema de la savia elaborada hacia las raíces. Melakeberhan y Ferris (1989) señalaron que las hembras de *Meloidogyne* absorben el 15% de la energía asimilada por la planta.

Morales-Perez *et al.*, (2004), encontró que el producto comercial QL Agri 35 (30 l.ha⁻¹) suprime las poblaciones de *M. incognita* en viñedos comerciales hasta los 30 días después de la aplicación de los tratamientos, además disminuye el porcentaje de agallas en las raíces.

Además del seguimiento fisiológico de la planta basado en su morfología aérea, se recomienda el seguimiento dentro del suelo; es decir, saber con precisión cuáles son los periodos de tiempo en los que las plantas están emitiendo sus raicillas, este conocimiento ayudará a establecer “ventanas de aplicación” de productos que protejan las raíces.

Cuadro 16. Dosis de productos usados antes y después del trasplante para el manejo de nematodos en el cultivo de vid (Fuente Westerdahl, 2008).

Producto	Dosis	T.R. (horas)	I.S. (días)	Observaciones
Antes del trasplante				
Bromuro de Metilo	448-672 Kg/ha	48		Usar sólo para las excepciones en los Usos Críticos, no como medida de manejo continuo
Metam sodio	700 l/ha	48		Una semana antes de la aplicación ajustar el riego, para garantizar la penetración del producto, no plantar antes de los 30 días o 60 días
Tetratiocarbamato de sodio	De acuerdo a la etiqueta		4 días	Hacer aplicaciones 1-4 semanas antes de la siembra
1,3 dicloropropeno	De acuerdo a la etiqueta		5 días	
Después del trasplante				
Fenamifos	19 l/ha	48	2	Aplicación en banda
<i>Myrothecium verrucaria</i> DITERA DF	8-16 Kg/ha	12	Sin límite	Fraccionar las aplicaciones de la dosis total, utilizando la dosis de 2 kg/ha por aplicación, haciendo aplicaciones múltiples durante los periodos de desarrollo de raíces.

El producto Adicarb (TEMIK ®) sin duda uno de los más eficaces en la categoría de no fumigantes, dejará de fabricarse en el año 2014 y saldrá en consecuencia del mercado. Por esta razón, no se incluye el producto en el cuadro anterior.

8.2. Anexo2: Distribución de *Tylenchulus* sp., zona de muestreo del Valle de Guadalupe, Baja California. Primer trimestre del 2010.

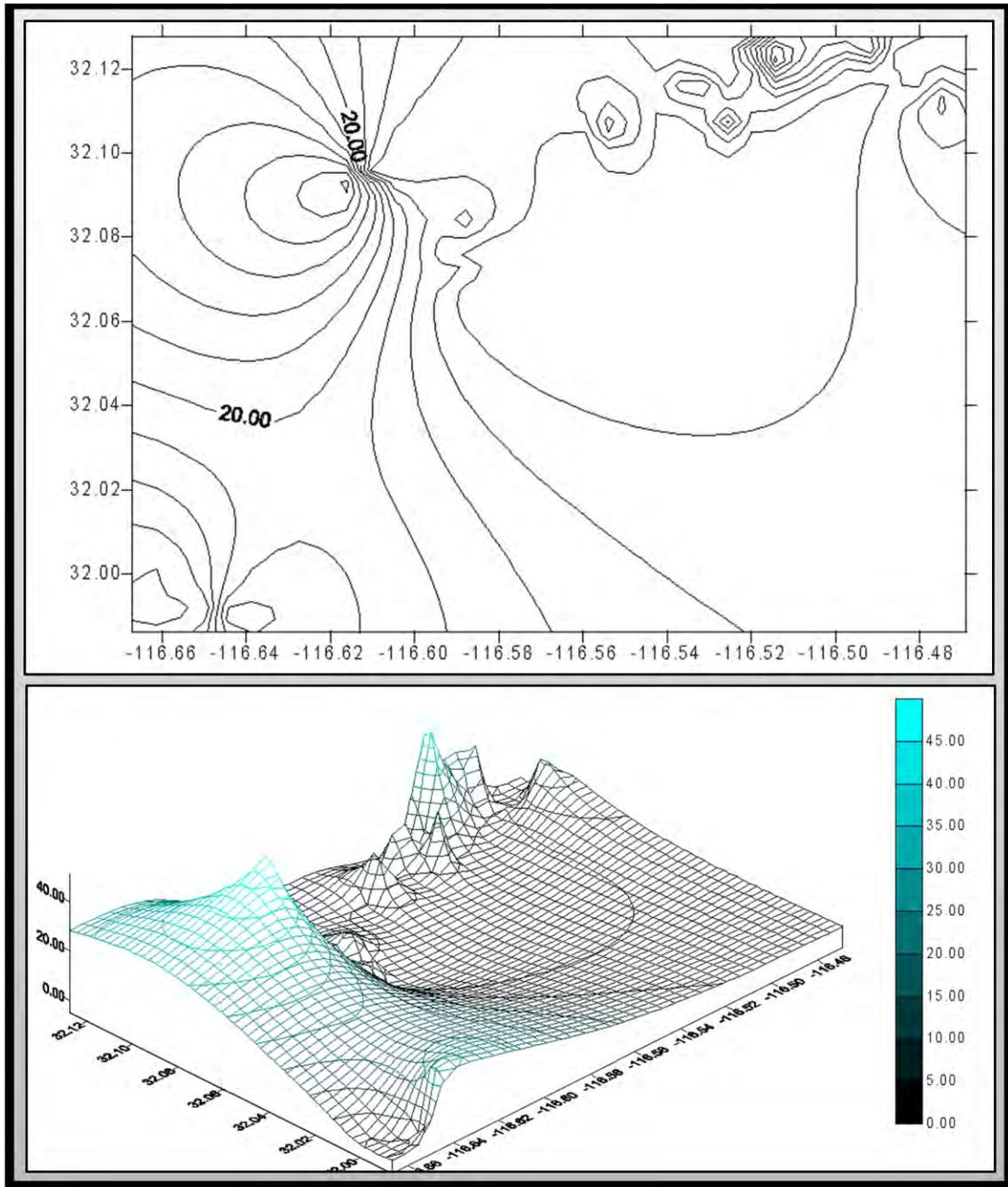


Figura 32. Distribución de *Tylenchulus* sp. **A:** Mapa en segunda dimensión de la densidad en 100 g de suelo (Eje X y Y representa las coordenadas geográficas longitud y latitud, respectivamente). **B:** Mapa en tercera dimensión de la densidad en 100 g de suelo (Eje X y Y representa las coordenadas geográficas longitud y latitud, respectivamente. Eje Z representa el número de individuos, barra a la derecha).

8.3. Anexo 3. Distribución de *Tylenchus* sp., zona de muestreo del Valle de Guadalupe, Baja California. Primer trimestre del 2010.

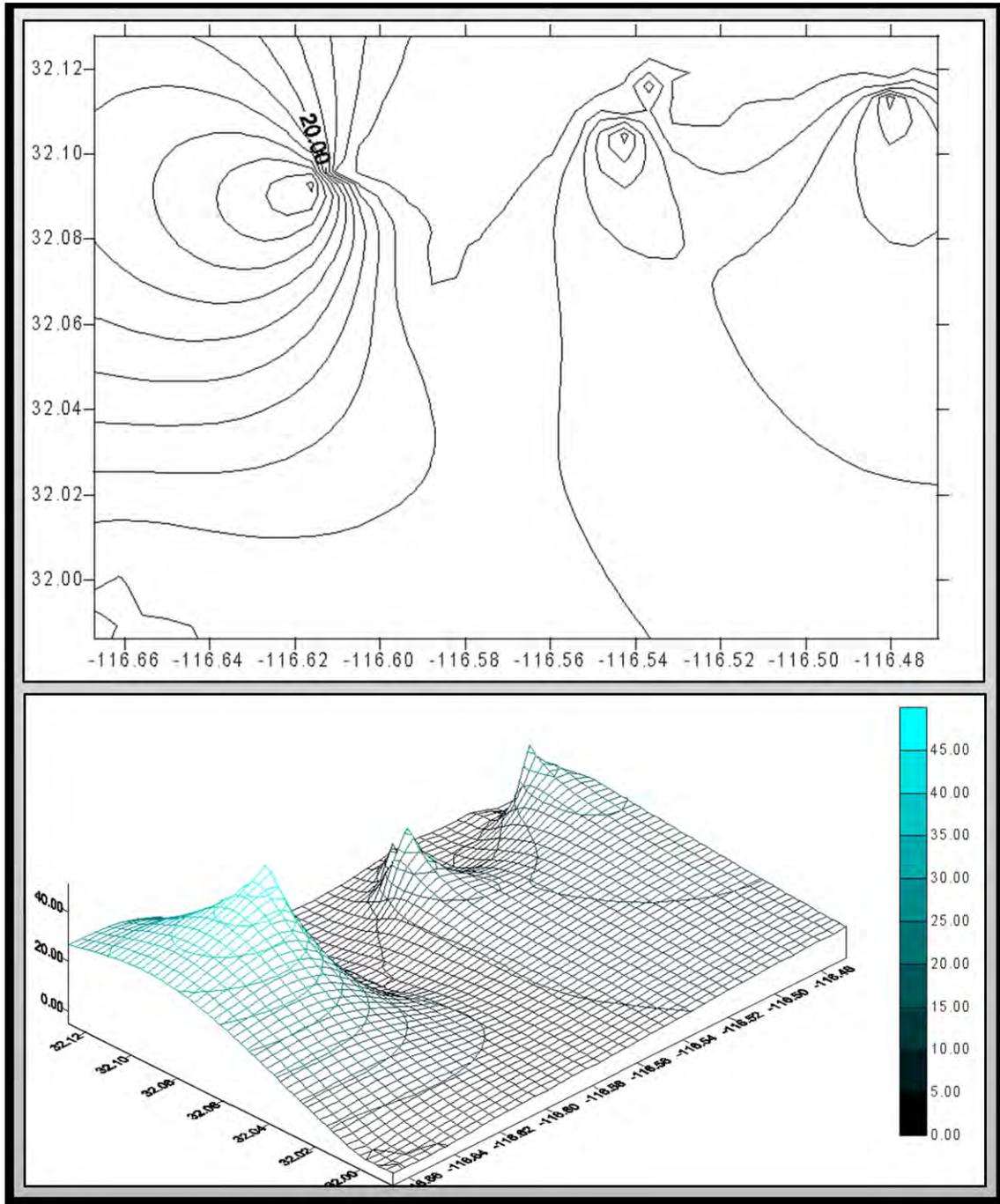


Figura 33. Distribución de *Tylenchus* sp. **A:** Mapa en segunda dimensión de la densidad en 100 g de suelo (Eje X y Y representa las coordenadas geográficas longitud y latitud, respectivamente). **B:** Mapa en tercera dimensión de la densidad en 100 g de suelo (Eje X y Y representa las coordenadas geográficas longitud y latitud, respectivamente. Eje Z representa el número de individuos, barra a la derecha).

8.4. Anexo 4. Distribución de *Aphelenchus* sp., zona de muestreo del Valle de Guadalupe, Baja California. Primer trimestre del 2010.

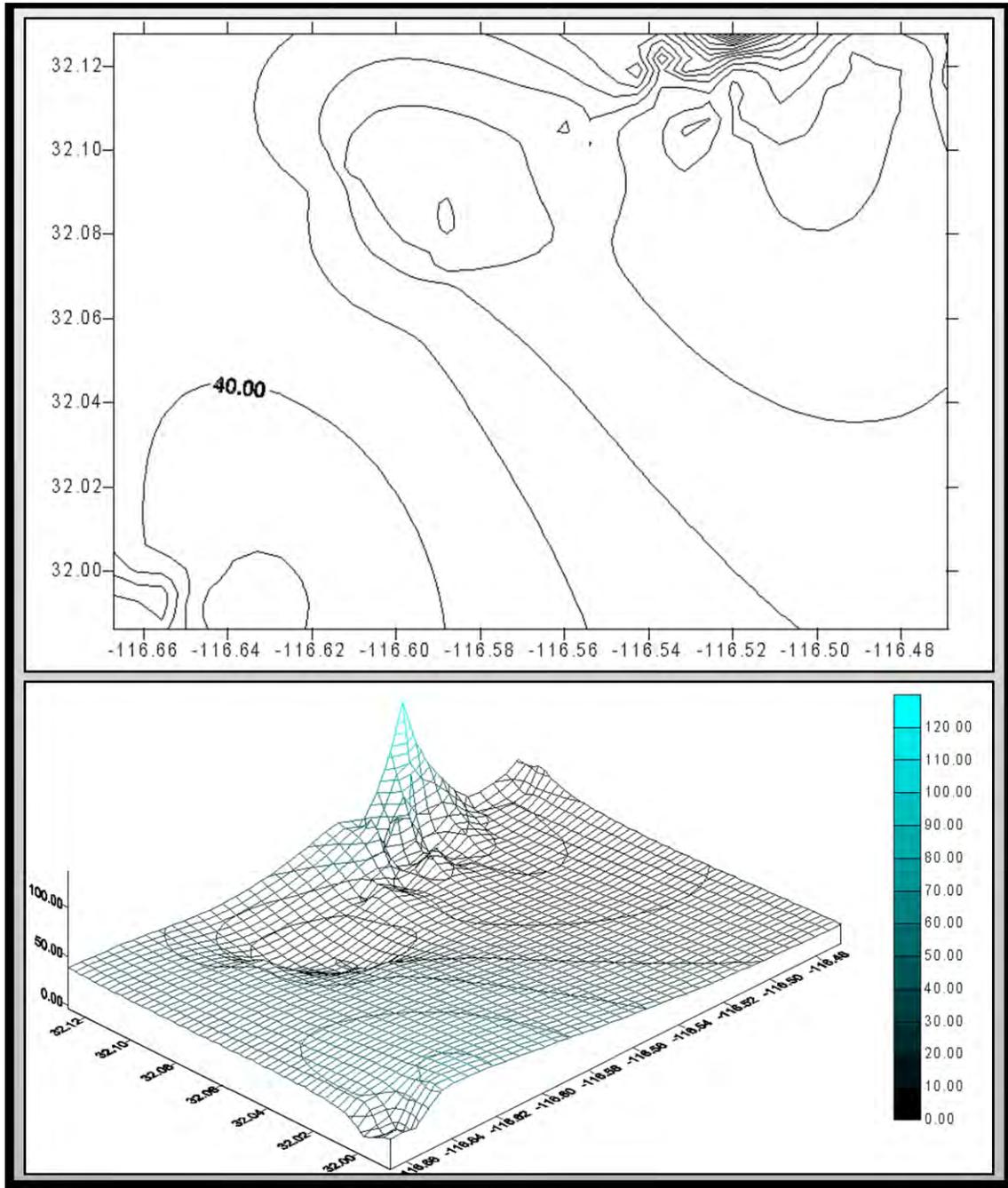


Figura 34. Distribución de *Aphelenchus* sp. **A:** Mapa en segunda dimensión de la densidad en 100 g de suelo (Eje X y Y representa las coordenadas geográficas longitud y latitud, respectivamente). **B:** Mapa en tercera dimensión de la densidad en 100 g de suelo (Eje X y Y representa las coordenadas geográficas longitud y latitud, respectivamente. Eje Z representa el número de individuos, barra a la derecha).

8.5. Anexo 5. Distribución de *Ditylenchus* sp., zona de muestreo del Valle de Guadalupe, Baja California. Primer trimestre del 2010.

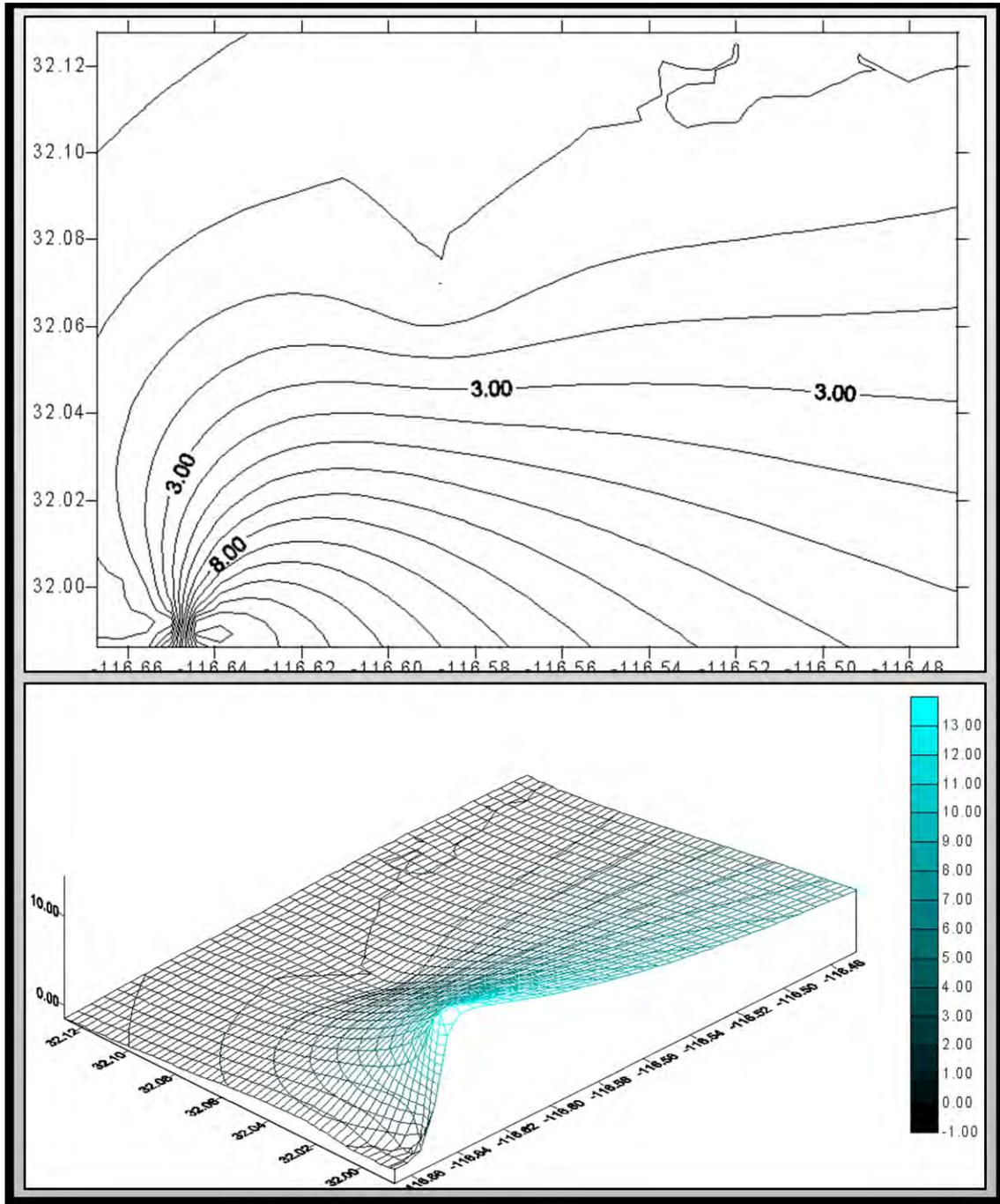


Figura 35. Distribución de *Ditylenchus* sp. **A:** Mapa en segunda dimensión de la densidad en 100 g de suelo (Eje X y Y representa las coordenadas geográficas longitud y latitud, respectivamente). **B:** Mapa en tercera dimensión de la densidad en 100 g de suelo (Eje X y Y representa las coordenadas geográficas longitud y latitud, respectivamente. Eje Z representa el número de individuos, barra a la derecha).

8.6. Anexo 6. Distribución de *Pratylenchus* sp., zona de muestreo del Valle de Guadalupe, Baja California. Primer trimestre del 2010.

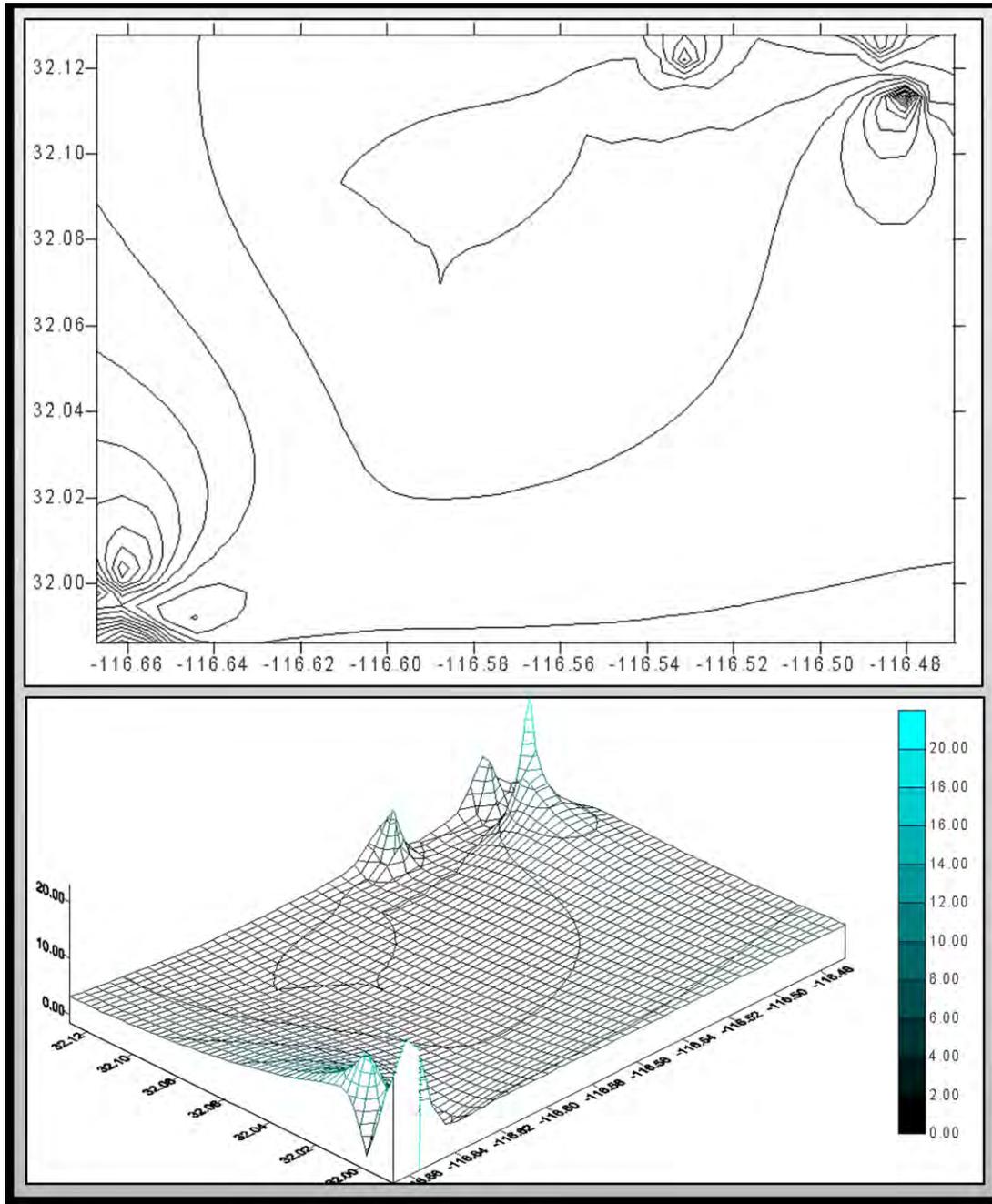


Figura 36. Distribución de *Pratylenchus* sp. **A:** Mapa en segunda dimensión de la densidad en 100 g de suelo (Eje X y Y representa las coordenadas geográficas longitud y latitud, respectivamente). **B:** Mapa en tercera dimensión de la densidad en 100 g de suelo (Eje X y Y representa las coordenadas geográficas longitud y latitud, respectivamente. Eje Z representa el número de individuos, barra a la derecha).