

UNIVERSIDAD DE CHILE
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS
ESCUELA DE AGRONOMÍA

**EFFECTO DE LA INCORPORACIÓN DE MATERIAL VEGETAL
SOBRE LA POBLACIÓN DE *Xiphinema index* EN ESTACAS
ENRAIZADAS DE VID (*Vitis vinifera* var. Thompson Seedless) EN
BOLSAS.**

Memoria para optar al Título Profesional
de Ingeniero Agrónomo, mención Fitotecnia.

RAIMUNDO AURELIO SEPÚLVEDA VÁSQUEZ

PROFESOR GUÍA:

Calificación:

Sr. Erwin Aballay E., Ing. Agr., M. Sc.

PROFESORES CONSEJEROS:

Sr. Jaime Auger S., Ing. Agr., Ph. D.

Sr. Juan Carlos Magunacelaya R., Biol., Dr. Cs.

Santiago, Chile. 2003.

AGRADECIMIENTOS

En las siguientes líneas, me gustaría agradecer a las personas que me ayudaron de una u otra manera en el desarrollo y conclusión de este trabajo, particularmente:

Al Sr. Erwin Aballay E., Profesor Guía, por su amistad, paciencia, profesionalismo y por confiarme la ejecución de este trabajo;

Al Sr. Juan Carlos Magunacelaya R., Profesor Consejero, por su generosidad, profesionalismo y por guiar mis primeros pasos en Computación y Nematología Agrícola;

Al Sr. Jaime Auger S., Profesor Consejero, por su paciencia, profesionalismo y motivar mi interés por la Fitopatología;

Al Sr. Alberto Mansilla M., Profesor de Matemáticas (Mg.Sc.), por su generosidad, profesionalismo y facilitar mi comprensión de la Bioestadística;

Y muy especialmente a la Sra. Andrea Riveros, Técnico Agrícola, por su amistad, generosidad y valiosa ayuda durante el desarrollo de este trabajo.

TABLA DE CONTENIDOS

RESUMEN

SUMMARY

INTRODUCCIÓN

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

La vid

Antecedentes generales

Thompson Seedless

Plagas de la vid

Patógenos de la vid

Nemátodos fitoparásitos

Antecedentes generales

El género *Xiphinema*

Xiphinema index

Control de los nemátodos fitoparásitos

Cultivos de cobertera

Plantas nematicidas

Compuestos nematicidas vegetales

Principios activos y sus factores condicionantes

Descripción y uso de las plantas evaluadas

MATERIALES Y MÉTODOS

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

CONCLUSIONES

LITERATURA CITADA

ANEXOS

RESUMEN

Durante Octubre de 1.999 y Mayo del 2.000, en terrenos y laboratorio de Nematología Agrícola, del Departamento de Sanidad Vegetal, Escuela de Agronomía, Universidad de Chile, se montó y estudió el efecto de la incorporación de material trozado de 6 especies vegetales, sobre una población inicial de 1.000 *Xiphinema index* en bolsas (todos los estados) con una estaca enraizada de vid (*Vitis vinifera* var. Thompson Seedless).

El Análisis de Varianza mostró diferencias significativas al 1% entre los efectos de los tratamientos, mientras que el Test de Rangos Múltiples (Duncan) concluyó que el tratamiento con incorporación de mostaza (*Brassica juncea* var. Nemfix) y el con incorporación de ruda (*Ruta graveolens*), ambas al 2% p/v, eran los más promisorios para el criterio “población total de nemátodos”.

El ensayo incluyó 3 testigos, uno químico (Fenamiphos) y dos testigos plantas.

PALABRAS CLAVES

Nemátodos fitoparásitos, *Xiphinema index*, control de nemátodos, fenamiphos, cultivos de cobertera, abonos verdes, plantas nematicidas, nematológico, nemostático, alelopatía, biofumigantes, principios activos.

SUMMARY

During October 1.999 and May 2.000, in land plots, and in the Laboratory of Agriculture Nematology, Vegetal Health Department, School of Agronomy (University of Chile), a study was carried out to check the effect of the incorporation of cut material from 6 vegetal species, on an original population of 1.000 *Xiphinema index* in bags (all kind of ages) with a rooted cuttings of Vine (*Vitis vinifera* var. Thompson Seedless).

The ANOVA showed significative differences at 1% between treatments effects, while the Multiple Range Test (Duncan) concluded that the treatment of mustard incorporation (*Brassica juncea* var. Nemfix) and the treatment of ruda incorporation (*Ruta graveolens*), both at 2% w/v, were the most attractive for the criterium "total population of nematodes".

The process included 3 witness treatments, one chemical treatment (Fenamiphos) and two plant witnesses.

KEY WORDS

Phytoparasite nematodes, *Xiphinema index*, nematode control, fenamiphos, cover crops, green manure, nematicide plants, nematotoxic, nemostatic, allelopathy, biofumigants, active principles.

INTRODUCCIÓN

La vid en nuestro país tiene una privilegiada ubicación, ya sea por la superficie involucrada, por la diversidad y calidad de sus productos, así como por su destacada participación en la oferta de fruta fresca al mercado internacional (Valenzuela y Lobato, 2001; Campos, 2002; Campos y Chacón, 2002).

En los cultivos agrícolas más importantes, los nemátodos fitoparásitos producen pérdidas anuales del orden del 12%, pero en los países en desarrollo éstas pueden elevarse a 24% o más. Géneros de nemátodos fitoparásitos como *Xiphinema* y *Meloidogyne* tienen gran relevancia en el cultivo de la vid, ya sea por el daño directo como indirecto que ocasionan (Insunza y Fiabane, 1991; Magunacelaya y Dagnino, 1999).

Para controlar los nemátodos fitoparásitos existen variadas opciones, siendo el control químico el método más empleado en nuestro país (Aballay, 1995c). Lamentablemente, estos agroquímicos son normalmente caros, muy tóxicos, persistentes y tienen compuestos de amplio espectro, muy riesgosos para el medioambiente y los organismos benéficos (Montealegre, 1991 y Birch *et al*, 1993).

Ciertas plantas usadas como cultivos de cobertera y/o incorporadas como abonos verdes, liberan compuestos con interesantes efectos sobre los nemátodos fitoparásitos en huertos comerciales. Existen unas 2.400 especies de plantas con propiedades plaguicidas a escala mundial, de las cuales 350 tendrían acción nematicida y estarían en Chile (Insunza y Fiabane, 1991; Halbrendt, 1995b y 1996b).

En consecuencia, es de gran importancia dentro de la investigación nematológica, identificar y desarrollar prácticas biológicas alternativas al uso de plaguicidas (Halbrendt, 1993, 1995b y 1996b).

El **Objetivo** del presente Trabajo de Investigación es estudiar el efecto de la incorporación de material vegetal de 6 especies de plantas, sobre una población conocida de *Xiphinema index*, en el sustrato asociado a estacas enraizadas (barbadas) de vid (*Vitis vinifera* var. Thompson Seedless) en bolsas.

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

La vid

Antecedentes generales

La vid es un arbusto sarmentoso con tallo trepador gracias a órganos de soporte especializados llamados zarcillos. Posee hojas simples y dentadas, palmatinervias y alternas. Sus flores son pequeñas y verdosas; crecen en racimos o panículas que luego se transforman en bayas carnosas, succulentas, con 2 a 4 semillas (Yuste, 1995; Encarta, 1999).

De acuerdo a Hartmann y Kester (1995), esta planta se propaga por semilla, estacas, acodos y por injerto de púa o de yema; también es posible su propagación *in vitro*.

Taxonómicamente, la vid pertenece a la Familia Vitaceae y el nombre científico de la vid europea es *Vitis vinifera* L. Su lugar de origen sería la región del Mar Caspio, lo que explicaría su mejor adaptación a regiones templado cálidas del planeta. Entre las vides americanas están *Vitis labrusca* y *Vitis riparia* (Encarta, 1999; Razeto, 1999). La vid prefiere suelos livianos, permeables, silíceos o pedregosos, que se sequen fácilmente y calienten pronto (Yuste, 1995).

Es la especie frutal que ocupa mayor superficie en el mundo, siendo Italia, Francia y España los principales países productores. En Chile, se le cultiva desde la III a la VII Región, siendo el frutal más relevante con una superficie aproximada de 170.726 ha, 52.366 de ellas destinadas a uva de mesa (Valenzuela y Lobato, 2001; ODEPA, 2003).

Se destina para consumo fresco (uva de mesa) o deshidratado (pasas), elaborar licores de alta calidad (vinos, pisco, aguardiente, cognac, etc.), o bien jugos, jaleas, aceite de pepita, etc. (Encarta, 1999; Razeto, 1999).

Según Encarta (1999) en el mundo existen unas 5.000 variedades de *Vitis vinifera*, entre las que está la variedad Thompson Seedless, la que en la temporada 1998-1999 en Chile, representó el 31% de la uva de mesa exportada (Valenzuela y Lobato, 2001).

Thompson Seedless

Introducida a Estados Unidos por William Thompson hacia 1878, se le conoce como Oval Kishmish; en Australia y Sudáfrica como Sultana, y en España, Argentina y Chile como Sultanina (Muñoz y Valenzuela, 1994).

El racimo es grande, alargado, tronco cónico y alado. El peso promedio preparado para exportación puede fluctuar entre 600 y 1.000 gramos, o más.

Sus bayas semejan “aceitunas”, de color verde a verde amarillento y no poseen semillas, a veces rudimentos. Sin tratamiento especial, las bayas no superan el calibre de 10 milímetros; la aplicación de ácido giberélico ralea las flores y las bayas crecen hasta los 16 a 20 milímetros (Muñoz y Valenzuela, 1994; Valenzuela y Lobato, 2001).

La planta es vigorosa pero no fructifica en yemas basales, por lo que se poda en el sistema Guyot múltiple (pitón-cargador largo) con cargadores de 12 a 14 yemas. La mayoría de los viñedos para uva de exportación utiliza el sistema de parronal español a razón de 952 plantas/ha (Pérez, 1992; Muñoz y Valenzuela, 1994; Valenzuela y Lobato, 2001).

Su productividad es media, esto es, produce entre 27 y 51 racimos/ planta y entre 1.400 y 2.400 cajas de exportación/ ha (Silva *et al*, 1991; Muñoz y Valenzuela, 1994). Presenta un sistema radical que se concentra en los primeros 40 a 60 cm de profundidad (Silva *et al*, 1991).

La cosecha se realiza cuando el contenido de azúcar alcanza entre 16 y 16,5° Brix. Presenta buenas condiciones de almacenaje, el desgrane no supera lo permitido en conservación en frío durante 45 a 60 días (Muñoz y Valenzuela, 1994).

La variedad Sultanina se cultiva en toda la zona vitícola, siendo sensible a nemátodos y filoxera. Su fruta se utiliza además para elaborar pasas, enlatados y jugos (Muñoz y Valenzuela, 1994; Aballay *et al*, 1997; Valenzuela y Lobato, 2001).

Plagas de la vid

Las principales plagas asociadas a la vid en nuestro país son: burrito (*Naupactus xanthographus*), trips (*Frankliniella spp.*, *Drepanothrips sp.* y *Thrips sp.*), chanchito blanco (*Pseudococcus spp.*), conchuela café (*Parthenolecanium spp.*), margarodes (*Margarodes vitis*), plegador de la hoja (*Proeulia spp.*) y ácaros fitoparásitos (*Brevipalpus sp.* y *Tetranychus sp.*) (González, 1989b y 1999; Sazo, 1989; Ripa y Rodríguez, 1991; Ripa, 1992; Ripa *et al*, 2001; Apablaza, 1992; Charlín, 1997).

En países como Estados Unidos, Francia, Argentina, Bolivia y Perú existe la filoxera (*Viteus vitifolii*), devastadora plaga hemíptera del sistema radical y del follaje de viñedos y parronales (Charlín, 1992; Encarta, 1999).

Patógenos de la vid

Según Pearson y Goheen (1996), el espectro de patógenos asociados a la vid ocasiona en ella por lo menos 44 enfermedades de diverso origen. Los principales patógenos asociados a la vid en Chile son hongos como *Botrytis cinerea*, *Oidium tuckeri*, *Phytophthora sp.*, *Verticillium dahliae*, *Phomopsis viticola*, *Armillaria mellea*, *Penicillium sp.* y *Cladosporium herbarum*, entre otros; bacterias como *Agrobacterium tumefaciens* (Biovar 3) e importantes virus como los del Enrollamiento Foliar (GLRaVs) y el de la Hoja de Abanico de la Vid (GFLV o VHA) (Latorre, 1992; Smith *et al*, 1992; Auger y Esterio, 1999; Montealegre, 1999; Riveros, 2000).

Conforme con Herrera (2001), actualmente se considera que las principales enfermedades virosas a escala mundial en vides están en Chile. Auger (1989, 1993 y 1995) indica que se han aislado a lo menos 20 virus en vides, destacando además, el responsable del Fleck o Marbruna (GFKV) y el que ocasiona la Madera Rugosa (GVA), presentes en Chile.

Según Carreño (1990), otra enfermedad en vides y kiwis es el Enrollamiento Clorótico, asociada a un hongo poliporal de la Clase Basidiomycetes. Por su lado, Cruz (1999) y Montealegre (1999) señalan la presencia del hongo *Plasmopara viticola* en viñedos del país, importante mildiú detectado en 1992 por el SAG.

No se han descrito hongos como *Rosellinia necatrix* y *Eutypa lata*, ni bacterias como *Xylophilus ampelinus*, atacando a la vid en Chile (Esterio y Auger, 1994; Montealegre, 1999).

Con relación a los nemátodos fitoparásitos que atacan la vid, Pérez (1991), González (1993a, 1993b, 1996 y 2001), Latorre (1992) y Magunacelaya (1995), destacan los géneros *Meloidogyne*, *Xiphinema* y *Pratylenchus*, entre otros de menor relevancia. Dentro del segundo género, *Xiphinema index* es el nemátodo más importante en vides, dada su capacidad para reducir el crecimiento de las plantas y transmitir el Virus de la Hoja de Abanico (GFLV o VHA) (Latorre, 1992; Magunacelaya, 1995; Pérez *et al*, 2000).

El VHA es el nepovirus de mayor importancia económica y distribución mundial; también es transmitido por el nemátodo *Xiphinema italiae* (Latorre, 1992; Auger *et al*, 1994; Aballay, 1995b; Aballay *et al*, 1998; Auger y Esterio, 1998). Conforme a Herrera (2001 y 2003), el VHA es un virus degenerativo cuya presencia data desde 1979 en Chile, comprometiendo tanto parronales como viñedos.



Figura N°1: Extremo anterior de juvenil de *Xiphinema index*. Fuente: UC Davis, 2003.

Nemátodos fitoparásitos

Antecedentes generales

Los nemátodos son considerados el grupo de animales más abundante sobre la tierra; eminentemente acuáticos, habitan fuentes de agua, suelo y parasitan animales o plantas. Son vermes cilíndricos aguzados en ambos extremos, aunque las hembras adultas de algunos géneros fitoparásitos son globosas, arriñonadas, sacciformes y de otras formas (Aballay, 1995a; Magunacelaya y Dagnino, 1999; McSorley, 2003).

Pertencen al Phylum Nematoda o Nemata que cuenta con unas 150.000 especies, con tamaños que varían de 0,3 mm a 8 m (Aballay, 1995a; McSorley, 2003). La mayor parte de los nemátodos que atacan plantas miden entre 0,3 mm y 2,5 mm; salvo excepciones, presentan al interior de su boca una aguja hueca llamada estilete que ocupan para perforar y succionar los tejidos vegetales (Aballay, 1992 y 1995a).

Los nemátodos fitoparásitos no poseen aparatos respiratorios ni circulatorios identificables; tienen un tubo digestivo completo, un sistema excretor y un sistema nervioso bastante desarrollado. Además, poseen aparatos reproductores diferentes en machos y hembras (sexos separados) (Thorne, 1961; Aballay, 1995a; Magunacelaya y Dagnino, 1999).

Los nemátodos fitoparásitos son parte importante de los factores que condicionan los problemas de replantación en huertos frutales, al reducir el vigor, predisponer las raíces a infecciones bacterianas o fungosas, reducir la resistencia al invierno y favorecer la transmisión de virus. En vides, estos parásitos pueden ocasionar mermas de al menos 16% en la producción (Valenzuela, 1988; Halbrendt, 1991; Pruyne *et al*, 1994; Razeto, 1999).

El género *Xiphinema*

Entre los vectores eficientes de virus, destacan en Chile los nemátodos pertenecientes al género *Xiphinema*. Se trata de ectoparásitos migratorios que se alimentan del tejido tierno del extremo de las raicillas (De la Isla, 1994; Magunacelaya y Dagnino, 1999; INRA, 2003).

Conforme a INRA (2003), son nemátodos de 3 a 5 mm de longitud en su adultez. Internamente, cuentan con un esófago cuya parte anterior es angosta y una posterior ensanchada, con glándulas esofágicas en sus paredes, característica que los distingue de otros nemátodos (Mai and Lyon, 1982; Dropkin, 1989; Magunacelaya y Dagnino, 1999).

Su largo estilete (60-250 μm) es en realidad un odontoestilete, es decir, se origina a partir de un "diente" de la parte ventral del esófago. Además, existen 2 anillos guías del estilete y una extensión de él llamado odontóforo con 3 flanges basales. Cada flange posee un órgano sensorial llamado órgano gustativo (Tarjan *et al*, 1977; Maggenti, 1981; Luc *et al*, 1990; Llacer *et al*, 1996; Magunacelaya y Dagnino, 1999).

Las poblaciones son mixtas a razón de 50:1 entre hembras y machos; las hembras presentan un ciclo biológico de hasta 5 años, considerando períodos de quiescencia. Su desplazamiento vertical en el perfil de suelo es mayor al horizontal (INRA, 2003).

Las hembras presentan la vulva al 40-50% de la longitud del cuerpo y usualmente poseen 2 tubos genitales; la cola es variable, de corta y redondeada a larga y filiforme. Los machos presentan espículas gruesas y arqueadas (Luc *et al*, 1990).

Según Mai and Lyon (1982), Cepeda (1996) y UC Davis (2003), el género se ubica en la Clase Adenophorea, Orden Dorylaimida y Familia Longidoridae, incluyendo al menos 87 especies, las que a criterio de Magunacelaya y Dagnino (1999), más de 70 son válidas, la mayoría de ellas con importancia económica no bien estudiada, salvo especies como *Xiphinema index*, importante responsable de la decadencia de huertos de higuera y viñedos.

El género muestra amplia gama de hospederos, lesionando plantas rosáceas, solanáceas, cucurbitáceas, poáceas, vitáceas, etc. y su distribución geográfica es mundial, con especies descritas en Africa, Australia, Canadá, Chile, España, Estados Unidos, Francia, India, México, Puerto Rico y la antigua URSS (De la Isla, 1994; Cepeda, 1996; Merrifield, 2003).

Xiphinema index

Los adultos de esta especie miden entre 3,4 a 4,6 mm de longitud, tienen un odontostilete de largo promedio 190 micras con odontóforo y cola terminada en un mucrón. En descanso su cuerpo adopta la forma de una “C” muy abierta o “J” (Thorne, 1961; Mai and Lyon, 1982; Aballay, 1995b y UC Davis, 2003).

Especie de reproducción partenogénica meiótica, los machos son muy escasos y las hembras oviponen en el suelo sin protección especial. Del huevo sale un juvenil de primer estado (J1) que prontamente se convierte en un segundo estado juvenil.

Conforme a Magunacelaya y Dagnino (1999) y UC Davis (2003), la extensión del ciclo de vida se relaciona con la temperatura y condiciones de suelo. Viven unos 6 a 9 meses a una temperatura de 20 a 23°C, unos 25 días a 24°C y unos 4 meses a 28°C; las poblaciones pueden llegar de 100 a 42.800 individuos en unos 5 meses. Estos nemátodos podrían sobrevivir varios años en el suelo (Williams y Bridge, 1983).

En Chile, en suelos dedicados al cultivo de vides (Thompson Seedless), en localidades de la Región Metropolitana, se ha contabilizado 300 ejemplares por 250 cc de suelo, nivel considerado alto (Aballay, 1994 y Aballay *et al*, 1997). Por su lado, González (1993c) define un nivel severo de infestación sobre 100 individuos por 250 cc de suelo para *Xiphinema americanum* y sobre 20 individuos por 250 cc suelo para *X. index*.

El daño directo consiste en la perforación profunda de las puntas de las raíces, ocasionando deformaciones, a veces agallas, poco crecimiento radical y en general menor vigor en las plantas. Experimentos han mostrado la capacidad de este nemátodo para reducir entre un 38 y 65% el peso fresco de las raíces (Aballay, 1995b; Cepeda, 1996 y UC Davis, 2003).

Para Merrifield (2003), la cantidad de 18 *X.index* libres de virus en 100 g de suelo sería suficiente para causar detención en la brotación y crecimiento radical, de estacas de vid (Thompson Seedless) de 2 yemas, creciendo en macetas.

Según González (1993b), la mayor densidad poblacional en parronales se encuentra entre los 30 y 40 cm de profundidad, con niveles de 300-400 individuos/ 250 cc de suelo.

El daño indirecto consiste en su gran capacidad para transmitir el Virus de la Hoja de Abanico de la Vid (Comoviridae), virus con dos partículas isométricas de 30 nm de diámetro, retenido en la pared del lumen del odontóforo y en el esófago (Maggenti, 1981; Aballay, 1989, 1995b y 1995e; Magunacelaya y Dagnino, 1999). Según UC Davis (2003) e INRA (2003), las vides infectadas con el VHA o GFLV reducen su rendimiento en un 50% aproximadamente.

Según Cornuet (1992), Pérez *et al* (2000) y Herrera (2001), el VHA provoca pérdida de vigor, caída de flores, millerandaje, acortamiento de entrenudos, deformación foliar (hoja en abanico), disminución en el enraizamiento del material propagado, menor longevidad del viñedo y merma en la producción de un 75% o más en cultivares susceptibles.

El VHA es adquirido al cabo de 5 a 15 minutos de alimentación de plantas enfermas. Es propagado por *X. index* en forma no persistente, es decir, el virus es eliminado en cada muda y para que la especie se mantenga portadora, cada estado de desarrollo debe alimentarse de plantas virulentas. Sin embargo, los adultos tienen la capacidad de mantenerse virulentos por 10 meses o más en la medida que no se alimenten, debido en parte a la afinidad entre el cápsido viral y la cutícula (Maggenti, 1981; Williams y Bridge, 1983; González, 1993b; UC Davis, 2003 e INRA, 2003).

El VHA posee 3 serotipos o razas, de modo que en vides se manifiesta respetando 3 tipos de síntomas: a) malformación infecciosa de hojas y sarmientos, b) mosaico amarillo y c) clareamiento de venas (González, 1993b; Herrera, 2003 e INRA, 2003).

Xiphinema index es una especie ectoparásita, migratoria, cosmopolita que, conforme con Agrios (1991b), González (1993c) y UC Davis (2003), se asocia además de la vid (*Vitis sp.*), a la higuera (*Ficus sp.*), manzano (*Malus sp.*), membrillero (*Cydonia sp.*), frambueso y mora (*Rubus sp.*) y los rosales (*Rosa spp.*).

Prospecciones realizadas por González (1993b), muestran que *Xiphinema index* está presente en alto porcentaje (sobre 85%) en parronales entre la III y VII Región del país, asociado a variedades como Sultanina, Flame y Perlette.

Por su lado, Valenzuela *et al* (1992), afirman que es un nemátodo de alta incidencia (69%) en parronales de la Zona Central, entre las variedades sin semilla (Thompson, Flame, Ruby, etc.), junto con *Xiphinema americanum s.l.*

Esta especie es el mayor problema nematológico de la vid de mesa en Chile, transmisor del GFLV con sus tres razas (Aballay, 1991 y 1992).

Control de los nemátodos fitoparásitos

El control de los nemátodos fitoparásitos, y en particular de los vectores de virus, posee gran relevancia si se recuerda que las virosis reducen el rendimiento en un 5% al año, cifra que se vuelve muy significativa en cultivos como la vid (Auger y Esterio, 1998).

De acuerdo a González (1984, 1993a, 1994 y 2001), Aballay (1995c) y Magunacelaya y Dagnino (1999), son métodos para prevenir y controlar nemátodos fitoparásitos: a) Barbecho, b) Rotación de cultivos, c) Uso de calor (vapor), d) Solarización, e) Enmiendas orgánicas, f) Patrones resistentes y g) Control químico. Aballay y Montedónico (2001) y Navarro (2002) desarrollaron interesantes trabajos de evaluación de la resistencia de portainjertos a nemátodos de los géneros *Meloidogyne* y *Xiphinema*.

Henríquez *et al* (1996) solarizando suelos en una localidad de la Zona Central de Chile, obtuvo hasta un 80% de control sobre nemátodos de los géneros *Pratylenchus* y *Meloidogyne* que estaban a una profundidad de 10 cm.

A pesar de lo anterior, el control químico de nemátodos es el método más utilizado, aunque su efectividad es variable, dada la gran cantidad de factores, principalmente de suelo, que inciden en su aplicación y distribución (Aballay, 1991, 1994 y 1995c).

Los agroquímicos nematicidas, en uso desde 1945, se pueden clasificar en fumigantes y no fumigantes; los primeros son la mejor alternativa para partir con un suelo libre de nemátodos y otros organismos, en casos de replante parcial o total de un huerto, o al establecimiento de especies vegetales susceptibles, pero dado su alto costo y desconocimiento es poco frecuente su uso (Guíñez, 1986; Montealegre, 1991 y Aballay, 1995d).

Para Halbrendt (1993), el desarrollo de los fumigantes de suelo permitió aumentar los rendimientos de los cultivos, al controlar nemátodos fitoparásitos y otras plagas del suelo. Sin embargo, sus potencialidades como contaminantes ambientales y su incierta disponibilidad futura, hace importante identificar y desarrollar prácticas biológicas alternativas al uso de estos plaguicidas.

Los nematicidas no fumigantes se emplean normalmente al establecimiento de un cultivo o en plantaciones establecidas; su fitotoxicidad es menor y se usan en dosis mucho más bajas (Aballay, 1995d; Magunacelaya y Dagnino, 1999).

Según Guíñez (1986), González (1989a), Aballay (1995c) y Magunacelaya y Dagnino (1999), algunos nematicidas disponibles en Chile son fumigantes como Bromuro de metilo y Basamid (ia=dazomet); no fumigantes con acción sistémica y de contacto como Namacur (ia=phenamiphos), Temik (ia=aldicarb), Vydate (ia=oxamyl) y Furadan (ia=carbofuran); y no fumigantes y de contacto como Mocap (ia=ethoprop).

En relación con el control químico de *Xiphinema index*, en parronales de la variedad Thompson Seedless en la Zona Central de Chile, Valenzuela y Aballay (1996) no encontraron diferencias entre las poblaciones tratadas de manera convencional con carbofuran, phenamiphos y ethoprop, y el respectivo control.

Existen nuevos métodos para el control de los nemátodos fitoparásitos, como es el uso de las avermectinas (PC: abamectina), aisladas a partir del micelio de *Streptomyces avermitilis*. Tienen una potente actividad nematicida, acaricida e insecticida (agromicidas) y en ensayos de campo han logrado niveles de control de nemátodos fitoparásitos similares al de los nematicidas más eficientes, pero con dosis mucho más bajas (Vives, 1988; Aballay, 1995d).

A juicio de González (1984 y 1994), Zapata *et al* (1993) y AFIPA *et al* (2002), es posible controlar biológicamente nemátodos con diversos organismos como hongos (*Arthrobotrys*, *Dactylaria*, *Dactylella*, *Myrothecium* y *Trichothecium sp.*), nemátodos depredadores, ácaros, colémbolos, amebas, etc.

También se están empleando plantas cuyos exudados radicales, hojas o tallos presentan sustancias con acción nematicida, como es el caso en Chile del uso de *Tagetes sp.*, *Melisa officinalis* y *Mirabilis jalapa* con buen grado de control sobre *Xiphinema spp.*; o bien, extractos de hojas o tallos de *Aristolelia chilensis* y *Cestrum parqui* que producen 100% de mortalidad sobre el nemátodo *Ditylenchus dipsaci* (Aballay, 1995d).

Cultivos de cobertera

Según Ingels (1992), la llamada “agricultura sustentable” de los ochentas dio base para crear y/o estimular prácticas agrícolas ambientalmente inocuas, viables económicamente y socialmente responsables. Además, la venta de bioplaguicidas desde entonces se incrementa a razón de 10 a 25% al año, mientras que el mercado de los agroquímicos convencionales parece estar estático (Rodgers, 1993).

En este ambiente mundial, los cultivos de cobertera o cobertura surgen como atractivas labores culturales, dados sus efectos sobre los insectos benéficos, retención de agua en períodos secos y como reserva de nitrógeno (coberteras de leguminosas) (Ingels, 1992).

A criterio de McKenry *et al* (1990), un cultivo de cobertera es aquella cubierta vegetal cultivada entre las hileras de plantación de un huerto y que en su madurez es segado o dejado como rastrojo, o incorporado como abono verde.

Para Halbrendt (1991), un cultivo de cobertera ideal sería aquél de relativo fácil establecimiento, de buena adaptación a las condiciones de suelo y clima, y que obviamente no sea hospedero de patógenos.

El efecto sobre las poblaciones de nemátodos fitoparásitos de estas cubiertas depende de la especie vegetal elegida, tipo de suelo y la especie de nemátodo a controlar, entre otros factores. En particular, las coberteras de gramíneas usadas en un ensayo realizado en viñedos controlaron *Pratylenchus vulnus* y *Tylenchulus semipenetrans* (Mckenry *et al*, 1990).

Por su lado, Wolpert *et al* (1993) observaron descensos significativos en las poblaciones de *Xiphinema americanum* al probar coberteras en viñedos de Cabernet Sauvignon. A pesar de lo anterior, McLeod (1994) advierte que una mala elección de la cobertera y/o el desconocimiento del rango de hospederos de una determinada especie de nemátodo, puede ocasionar un efecto contrario al esperado.

Cultivos de cobertera basándose en una variedad de raps, lograron reducir las poblaciones de nemátodos de los géneros *Hoplolaimus* y *Xiphinema*. El control de estos últimos reviste gran importancia, dado que los nemátodos daga se reconocen como vectores eficientes del Virus de la Mancha Anillada del Tomate (TomRSV), agente causal de la rugosidad del tronco de los carozos (Prunus Stem Pitting) y de la declinación y necrosis de la unión del manzano (Halbrendt, 1991).

Ya en 1978, Rajendran y Naganathan comprobaron el efecto detrimental sobre las poblaciones de *Meloidogyne spp.* de un cultivo intercalado de *Tagetes sp.* en viñedos. Otras experiencias no sólo han comprobado lo anterior, sino además destacan el valor de plantas del género *Tagetes* como plantas con efecto nematicida y explican la acción de plantas como raps, mostaza y otras brassicáceas que contienen cerca de 100 formas diferentes de glucosinolatos, 30 de ellas presentes en el raps (Halbrendt, 1993 y 1995a; Halbrendt and Jing, 1994).

Los compuestos liberados por estas plantas tienen un efecto directo sobre los nemátodos fitoparásitos al modificar su comportamiento en relación con la planta hospedera, así como tendrían un efecto indirecto consistente en estimular el crecimiento de la planta, aumentar la tolerancia al ataque, mejorar las reacciones de defensa del vegetal y en algunos casos aumentar el rendimiento en más de 30% (Allam *et al*, 1990; Birch *et al* 1993).

Plantas nematicidas

El concepto de alelopatía es clave para el entendimiento de por qué algunas plantas logran modificar o reducir las poblaciones de nemátodos fitoparásitos. Para Halbrendt (1996a), este concepto creado en 1937, se define: “el efecto dañino de una planta o microorganismo sobre otro al liberar productos (metabolitos secundarios) al medioambiente”.

También Halbrecht (1996a) comenta que los compuestos alelopáticos se liberan vía volatilización o exudación desde las raíces, lixiviándose desde la planta o sus residuos, o a partir de la descomposición de éstos.

El ejemplo de alelopatía más ampliamente estudiado es de plantas del género *Tagetes* cuyas especies y cultivares se han usado en numerosos experimentos y han mostrado tener capacidad para controlar nemátodos en cultivos agrícolas, usadas en rotaciones, en coberteras o como enmiendas al suelo (Halbrecht, 1996a). Además, varias especies de *Brassica spp.* tienen reconocido efecto supresor sobre nemátodos, patógenos del suelo y sobre malezas en rotaciones de cultivos (Halbrecht, 1996a y 1996b).

Los estudios de Muñoz *et al* (2001) comprueban la idea de que las plantas pueden tener efectos biocidas múltiples y no exclusivamente antihelmínticos. Para estos investigadores plantas como ajo (*Allium sativum*), orégano (*Origanum vulgare*), zarcilla (*Berberis sp.*), laurel (*Laurus nobilis*), radal (*Lomatia hirsuta*) y toronjil (*Melisa officinalis*) poseen principios activos antibacterianos y antifúngicos; el canelo (*Drimys winteri*) posee principios antibacterianos e insecticidas; la hierba de San Juan (*Hypericum perforatum*) y el llantén (*Plantago major*) contienen compuestos antibacterianos y antivirales. El paico (*Chenopodium ambrosioides*) y la ruda (*Ruta graveolens*) son plantas cuyos aceites esenciales serían principalmente antihelmínticos, pero además de otros efectos sobre humanos.

Según Insunza y Fiabane (1991), habría unas 2.400 especies de plantas con propiedades plaguicidas a escala mundial, de las cuales 350 tendrían acción nematicida y estaría en Chile. Algunos ejemplos son: espárrago (*Asparagus sp.*), albahaca (*Ocinum sp.*), paico, ruda, llantén y otras (Lazo, 1987 y 1990; Lazo y Bravo, 1993).

Plantas de las familias Asteraceae, Liliaceae, Chenopodiaceae, Plantaginaceae y Rutaceae, ocasionaron 100% de mortalidad al cabo de 24 horas de exposición a sus jugos vegetales, en concentración de 5-10% p/v, a nemátodos de los bulbos y tallos (*Ditylenchus dipsaci*). Los jugos vegetales se obtuvieron de tres formas: a) savia fresca, b) infusión con agua tibia y c) extracción con etanol (Insunza, 1990).

Posteriormente, Insunza y Valenzuela (1995) obtuvieron completo control del mismo *D. dipsaci* al exponerlo a jugos de llantén (*Plantago major*) y ruda (*Ruta graveolens*) en concentraciones de entre 5 y 10% p/v.

Autores como González (1984), Agrios (1991a) y Maturana y Oteiza (1996) citan plantas de los géneros *Crotalaria* y *Solanum* como cultivos trampa contra nemátodos, así como *Asparagus sp.* y *Melia azeredach* como plantas productoras de lixiviados nematicidas.

Los nemátodos del género *Xiphinema* también han sido controlados con extractos o exudados vegetales. Experiencias como la realizada por Sasanelli (1992) *in vitro*, usando extractos acuosos de ruda (al 0,5-16% p/v) y posteriormente por Insunza y Aballay (1995) en terreno, probando plantas como *Asparagus sp.*, *Tagetes sp.*, *Melisa sp.* y *Mirabilis sp.*, muestran que es posible reducir sus poblaciones.

Un estudio realizado en vides con la var. Cabernet Sauvignon por Flores (1999), muestra el efecto reductor sobre las poblaciones de *Xiphinema americanum s.l.* de la planta *Cosmos bipinnatus* en densidad de 16 plantas/m², en particular de sus órganos aéreos y, en segundo lugar, de sus exudados radicales. Plantas como *Lupinus albus* y *Hordeum vulgare* presentaron comportamiento errático en terreno.

En cambio, Contreras (2000) evaluó el efecto de los extractos acuosos de 35 especies vegetales *in vitro* sobre *Xiphinema americanum s.l.* y *X. index*, comprobando que al menos 14 especies lograban un efecto nematológico, entre ellas *Marrubium vulgare*, *Oxalis articulata* y *Senna stipulacea*, usando la solución de Sasanelli diluída al 10% (2,5% p/v). Aparentemente, *Xiphinema index* es más sensible a estos extractos.

Autores como Araya y Magunacelaya (2001), Valencia y Magunacelaya (2001), y Muñoz *et al* (2001) se refieren a arbustos y árboles americanos cuyos frutos, hojas y/o cortezas tienen diversos efectos sobre bacterias y nemátodos fitoparásitos. Es el caso del maqui (*Aristotelia chilensis*), parqui (*Cestrum parqui*) y quillay (*Quillaja saponaria*). Las saponinas de esta última especie alterarían la retención de líquidos y lípidos estructurales de los nemátodos y complementariamente estimularían el desarrollo de las raíces (BASF, 2003).

Compuestos nematocidas vegetales

De acuerdo a Morend (1999), los vegetales producen dos tipos de componentes químicos: los “principios inmediatos” o metabólicos primarios (proteínas, glúcidos y lípidos) que derivan de la fotosíntesis y los “principios activos” o metabólicos secundarios, que derivan de la asimilación del nitrógeno. Estos últimos ejercen una acción farmacológica, beneficiosa o perjudicial, que reduce el desequilibrio orgánico propio de una enfermedad.

Los metabolitos secundarios, a juicio de Ciudad (2000), fenólicos, terpénicos y nitrogenados no proteicos (alcaloides), constituyen la parte esencial de los mecanismos de defensa y subsistencia de las plantas. Algunos de ellos pueden utilizarse en agricultura para mejorar la resistencia al ataque de plagas en la elaboración de plaguicidas biorracionales.

A juicio de Muñoz *et al* (2001), los metabolitos secundarios de plantas con aptitud medicinal y/o con potencial biocida, han sido superficialmente estudiados a escala nacional. Los estudios no han incluido ensayos de bioactividad y se ha descuidado la caracterización química y el efecto de taninos, lignanos, polifenoles, glicósidos, saponinas y otros. Los mismos autores aclaran que un estudio más cabal de estos compuestos, ayudarían a entender las posibles interacciones sinérgicas entre ellos y la identificación de compuestos que se forman por posteriores reacciones.

Por su lado, Vives (1988) afirma que las plantas producen una amplia gama de compuestos defensivos o alomonas que las protegen de plagas y patógenos. Algunos de ellos se les conoce desde la antigüedad y han sido muy utilizados, teniendo acción insecticida, como la nicotina de *Nicotiana sp.* (Solanaceae), la rotenona de *Derris sp.* (Fabaceae) y el pelitre (Asteraceae).

Birch *et al* (1993) afirman que algunas alomonas seleccionadas han mostrado tener varios efectos sobre los nemátodos fitoparásitos, como por ejemplo, anti-oviposición, repelencia, nematotoxicidad, anti-alimentario, reducción de la actividad vectorial, inhibición del desarrollo de las hembras, entre otros. Por ejemplo, el principio activo alil-isotiocianato extraído de raíces de la mostaza blanca y negra, inhibe la eclosión de huevos de nemátodos fitoparásitos (Zapata *et al*, 1993).

Según Camps (1988), Vives (1988) y Agrios (1991a), esta defensa por parte de las plantas contra plagas y patógenos ocupa generalmente dos grandes vías: las barreras estructurales y mecanismos de defensa bioquímica. En esta última, no hay certeza de que los compuestos inhibitorios estén presentes antes de la infección.

En cambio, se sabe que los tejidos vegetales responden a la presencia y daño de patógenos y otros, formando tejidos protectores como “callos” o corcho, liberando compuestos fenólicos fungitóxicos y antibacterianos como los ácidos clorogénico, caféico y escopoletina, y otros como la ipomeamarona, orquinol, pisatina, faseolina y rishitina, denominadas grupalmente como fitoalexinas (Camps, 1988; Vives, 1988; Agrios, 1991a; Esmenjaud *et al*, 1996).

Al respecto, Aballay y Flores (2000) agregan que compuestos llamados elicitores actúan como precursores o “compuestos de alerta” para desencadenar la síntesis de fitoalexinas y otras moléculas con actividad biocida como las proteínas patogénicamente relacionadas, o simplemente “PR”.

Entre los compuestos nematicidas de especies de *Tagetes* destaca el alfa-tertienilo como uno de sus más potentes. Las brassicáceas producen glucosinolatos que al hidrolizarse en el suelo, por la acción de la mirosinasa, se transforman en isotiocianatos, tiocianatos y nitrilos, sustancias fagorrepelentes y con capacidad nematicida (Camps, 1988; Halbrecht, 1996a).

Hasta 1998 se había registrado en Norteamérica unos 175 ingredientes activos y 700 productos en la categoría de bioplaguicidas, varios de ellos de origen vegetal, extraídos de plantas como el ajo y la menta (EPA, 2003). Camps (1988) menciona la existencia de 63 metabolitos secundarios de origen vegetal que actúan de diversas maneras alterando el normal crecimiento y desarrollo de insectos. Menciona, además, la existencia de metabolitos extraídos de plantas asteráceas y rutáceas, que requieren de la luz solar (región 320 a 400 nm) para expresar su toxicidad a insectos, nemátodos y otros patógenos. Sus estructuras químicas son del tipo acetofenonas, alcaloides, furocumarinas, furocromonas, poliinos y lignanos, como los metabolitos harmano, khellina, dictamina y alfa-tertienilo.

El tetranotriterpenoide (limonoide) conocido como azadiractina es otra sustancia, extraída de semillas de plantas meliáceas como *Azadirachta indica* (neem) y frutos de *Melia azedarach* (árbol del paraíso), con efectos sobre el crecimiento, inhibidora de alimentación y tóxica para insectos y nemátodos (Camps, 1988).

Birch *et al* (1993) resumen algunos compuestos nematocidas de origen vegetal como sigue: a) Derivados del tienilo como por ejemplo alfa-tertienilo presente en *Tagetes spp.*, b) Benzofuranos como por ejemplo metilbenzofurano en *Helenium spp.*, c) Acidos carboxílicos como por ejemplo ácido asparagúsico en *Asparragus sp.*, d) Alcaloides como por ejemplo alfa-caconina en *Solanum sp.*, e) Diterpenos como ocurre con derivados de diacetatos en *Daphne sp.*, f) Fenoles como el catecol en *Eragrostis spp.* y g) Ditioacetilenos en *Ambrosia spp.*

Alphey *et al* (1988) descubrieron que la fitoalexina “rishitina”, producida a partir de tejidos lesionados de papa, podía matar a ejemplares de *Xiphinema diversicaudatum* a una concentración de 20 ppm de solución, al cabo de 2 horas, en ensayos *in vitro*.

Gommers (1981) entrega una explicación bioquímica del efecto de muchas sustancias nematotóxicas como las mencionadas anteriormente, citando a la vez especies de nemátodos sobre los cuales se ha observado cierto grado de control, como por ejemplo: *Globodera rostochiensis*, *Pratylenchus penetrans*, *Aphelenchoides besseyi*, *Longidorus sp.* y otros.

Principios activos y sus factores condicionantes

Los principios activos de origen vegetal deben su acción principalmente a cuatro categorías de factores: ambientales, propios de la planta, bioquímicos y edáficos. Entre los factores ambientales, es relevante la exposición a la luz solar de plantas como la ruda (rutáceas), cuyos principios activos se ven aumentados y, por el contrario, inactivados en el caso de los piretroides extraídos de algunas plantas asteráceas (Camps, 1988).

Asociado a lo anterior, los cambios térmicos ejercen efectos variados. Los aceites grasos de *Primula sp.* se vuelven más tóxicos cuando son expuestos a altas temperaturas; los alcaloides abundan más en plantas de climas cálidos o tropicales, como en el tabaco (solanáceas); sin embargo, si los principios activos son del tipo enzimático (por ejemplo, las sulfatasas de las brassicáceas) o del tipo aceite esencial como alfa-tuyona de *Salvia sp.*, su acción es inhibida con altas temperaturas (Alonso, 1998).

Entre los factores propios de las plantas, Alonso (1998), Rojas (1999) y Muñoz *et al* (2001) recuerdan que los principios activos suelen estar localizados en flores, hojas, raíces, etc. pudiendo ser de idéntica naturaleza bioquímica y estar en distintas concentraciones (0,1 a 3% del peso seco) dentro de una misma planta, como ocurre con la canela (laureáceas). Pueden ser de variada naturaleza química como los principios del toronjil o muy influidos por el estado fenológico y ubicación geográfica como sucede con los quimiotipos del tomillo.

La familia botánica, el género y la especie influyen fuertemente en la presencia y concentración de los principios activos nematocidas, como lo explican Camps (1988), Halbrendt (1996a) y Alonso (1998). Por ejemplo, estos autores relacionan aceites esenciales a plantas lamiáceas y rutáceas, los aceites grasos a las leguminosas, alcaloides a plantas solanáceas, compuestos azufrados a las liliáceas y crucíferas, etc.

Los factores bioquímicos son tal vez los componentes más influyentes en la actividad de los principios activos de origen vegetal. Conforme con Insunza (1990), Halbrendt (1996a) y Alonso (1998), la naturaleza bioquímica de los principios nematocidas vegetales nos obligan a extraerlos de diversa manera. Así, por ejemplo, los aceites esenciales de lamiáceas (timol), rutáceas (ácido rutósico) y de quenopodiáceas (ascaridol) son poco hidrosolubles, por lo que su extracción debe considerar métodos en base a alcohol, solventes orgánicos no polares o algunos aceites; son normalmente aromáticos y volátiles.

Por el contrario, compuestos de naturaleza glucósida (ácido salicílico), algunas aminas (vitamina B y C) y las saponinas (*Asparragus* y *Quillaja*) son solubles en agua y solubilizantes de otros compuestos, por lo que son extraíbles por métodos como la maceración y las infusiones o extractos acuosos.

Según Alonso (1998), los principios activos vegetales suelen formar fitocomplejos, asociación de compuestos que además de ser estables, sus componentes suelen tener efecto sinérgico entre ellos y que, por el contrario, actuando solitariamente reducen sus efectos. Ejemplos son las antroquinonas, las saponinas y el complejo ácido ascórbico más el factor C2.

A juicio de Camps (1988), Alonso (1998) y Muñoz *et al* (2001), la disposición espacial de los átomos que componen el principio activo determina su capacidad de reacción, estabilidad y potencia. Así tenemos que el 2-undecanona (ácido rutósico) de la ruda es un compuesto tóxico de 11 carbonos en cadena simple, el ascaridol del paico y el timol del tomillo son moléculas tóxicas anilladas, mientras que el alfa-tertienilo de los *Tagetes sp.* y la azadiractina del árbol del paraíso, son compuestos trianillados y multianillados complejos, respectivamente.

Otras características bioquímicas importantes son la especificidad de acción, respuesta al pH, grado de alcoholatura, polimorfismo de presentación, aptitud para la polimerización, etc. (Alonso, 1998).

Para Honorato (1993), Buckman y Brady, (1993) y Halbrendt (1996a), los factores edáficos adquieren gran importancia cuando las plantas son incorporadas al suelo como enmiendas, abonos verdes o biofumigantes. Plantas como las brassicáceas requieren un adecuado trozado de sus tallos, antes de la incorporación, para permitir la acción enzimática y transformar sus glucosinatos en isotiocianatos y nitrilos nematocidas. Sin embargo, esto es sólo el preámbulo de una serie de reacciones de naturaleza biológica y química que normalmente terminan con la descomposición y estabilización del material vegetal.

Conforme con Honorato (1993), una planta como promedio posee un 25% de materia seca y al menos un 40% de agua en sus tejidos, dependiendo de la especie y estado fenológico. De esta materia seca, aproximadamente un 60% son hidratos de carbono, 25% ligninas y el resto se compone de grasas, ceras, taninos y proteínas.

El material vegetal que ingresa al suelo es macerado y triturado por la fauna del suelo, es decir moluscos, artrópodos, lombrices, etc., acondicionándolo para el ataque microbiano posterior. Organismos como nemátodos de vida libre, hongos, protozoos y bacterias se encargan de descomponer los restos orgánicos, humificar y mineralizar la materia orgánica, y dando origen a los ciclos biológicos de nutrientes en el suelo (Honorato, 1993; Buckman y Brady, 1993).

Los hongos del suelo permiten que compuestos como la celulosa se convierta en azúcares más simples, proteínas en aminoácidos y formas nitrogenadas; que las ligninas se transformen en aldehídos y quinonas, y las grasas y taninos se reduzcan cada vez más. Las bacterias y los actinomicetos del suelo permiten la nitrificación, la oxidación del azufre y la fijación del nitrógeno, facilitando además la disponibilidad de los nutrientes (Honorato, 1993; Buckman y Brady, 1993).

Otros factores edáficos que determinan la velocidad de degradación de tejidos vegetales en el suelo y, por ende, la liberación de sus principios activos son: los niveles de humedad del suelo, relación C/N, CIC, capacidad buffer, salinidad, etc. (Honorato, 1993).

Descripción y uso de las plantas evaluadas

Ruta graveolens (Ruda)

Arbusto aromático cultivable adaptado al clima costero seco y cálido. Esta rutácea alcanza casi un metro de altura, su tallo es cilíndrico y muy ramificado. Las hojas son carnosas, alternas y pecioladas; las flores dispuestas en cimas son hermafroditas, de color verde amarillento y un cáliz de 5 sépalos (Rojas, 1999; Tormo, 2003).

Las hojas y las flores contienen aceites esenciales, **ácido rutósido**, **alcaloides**, **cumarinas**, **soralenos**, **bergapteno** y **taninos**. Su toxicidad es alta en embarazadas y niños. Entre sus aplicaciones terapéuticas está su acción a nivel del sistema nervioso (estimulante) y antihelmíntico (Rojas, 1999; Tormo, 2003). Ver Figura 2.



Figura N°2: Ruda incorporada.



Figura N°3: Planta de tomillo.

Thymus vulgaris (Tomillo)

Este subarbusto asociado a climas mediterráneos crece bien en terrenos pedregosos y soleados. Se trata de una lamiácea que posee raíces muy robustas y crece hasta los 30 cm de altura. Presenta un tallo ramificado, leñoso en la parte inferior, con hojas opuestas, variables en forma (elíptica o lineal) y flores hermafroditas, violáceas que se reúnen en pequeñas cimas o racimos (Rojas, 1999; Tormo, 2003).

Contiene aceites esenciales tipo **terpenoides**. Las flores contienen **timol**, **geraniol**, **carvacrol**, **linalol**, **terpineol**, **flavonoides** y **ácidos fenólicos**. No se le considera una planta tóxica. Entre sus aplicaciones terapéuticas está su acción a nivel del sistema nervioso (estimulante), antihelmíntico y se le considera el mejor antibiótico natural disponible (Rojas, 1999; Tormo, 2003). Ver Figura 3.

Hordeum vulgare (Cebada)

Especie perteneciente a la familia de las poáceas. Posee crecimiento anual, tolera bien las bajas temperaturas, prefiere suelos francos a pedregosos y se cosecha en verano.

Su tallo erecto llega hasta el metro de altura. Presenta hojas lineales, lanceoladas, con vaina y de color verde. Sus flores están formadas por dos glumas simples y se añaden dos más anchas que forman la corola. La espiga puede ser larga o corta (Rojas, 1999; Tormo, 2003).

Las semillas contienen **alcaloides**, **enzimas**, **almidón**, **sales minerales** y **ácidos grasos poliinsaturados**. No es una planta tóxica, por el contrario, conocido es su uso para la elaboración de malta, whisky y un sucedáneo de café. Entre sus aplicaciones terapéuticas están su acción a nivel del sistema nervioso (estimulante), diurético y reductor de los cálculos renales (Rojas, 1999). Ver Figura 4.

Se le asocia a nemátodos de los géneros *Heterodera* y *Pratylenchus* (González, 1993a; Infoagro, 2003a).



Figura N°4: Cebada trozada.

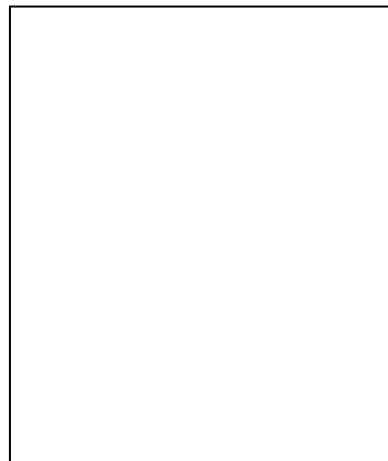


Figura N°5: Planta de paico.

Chenopodium ambrosioides (Paico)

Se trata de un arbusto aromático, muy conocido, que crece como maleza en el campo. Originario de Las Antillas, Centro y Sudamérica, sus parientes son muy frecuentes en regiones desérticas y semiáridas. Esta chenopodiácea posee hojas alternas, simples, enteras y dentadas. Sus flores hermafroditas, pequeñas y verdosas, se reúnen en inflorescencias tipo panícula o cimas. Su fruto es una núcula indehisciente (Tormo, 2003).

Sus semillas contienen **alcaloides** en la forma de aceites con **ascaridol**. En medicina natural se emplea los cogollos, ramitas, hojas y raíces. Entre sus aplicaciones terapéuticas está su acción a nivel del sistema nervioso (calmante), aparato digestivo (dispepsia), antihelmíntico (ascaridol) y no hay contraindicaciones en niños (Mamena, 1990; Tormo, 2003). Ver Figura 5.

Brassica juncea var. Nemfix (Mostaza)

Esta planta brassicácea anual se usa como cultivo de entrehilera, seleccionada por su capacidad biofumigante gracias a su concentración de **glucosinolatos**. Se adapta bien a suelos livianos o arenosos.

Debe ser establecida en Marzo, en dosis de 8-10 Kg /ha, cuando se cuenta con riego. Requiere 150 Kg/ ha de FDA y 35 unidades de N.

La pradera debe ser incorporada al suelo a fines de Julio, inicios de Agosto, y no debe sobrepasar el 5-10% de floración, punto de máxima biomasa y efecto biofumigante (SEEDCO, 1999).



Figura N°6: Raps trozado.

Brassica napus cv. Rangi (Raps o colza)

Esta brassicácea es de amplia distribución mundial. La planta posee un tallo de 1,5 m con hojas inferiores pecioladas y superiores lanceoladas y enteras. Sus flores son pequeñas, amarillas y se agrupan en racimos terminales. Los frutos son silicuas con 20 a 25 semillas. Las semillas poseen un 39% de aceites, entre los que destaca un ácido graso de cadena larga, el **erúcico**. Su raíz es pivotante y profundizante (Infoagro, 2003b). Ver Figura 6.

Hay variedades otoñales y primaverales. Prefiere los suelos profundos y con buen drenaje; tolera buen el frío extremo desde el estado de roseta. Requiere al menos 66 Kg de N /ha, 37 Kg de P₂O₅/ ha y 36 Kg de K₂O (Infoagro, 2003b).

Al igual que la mostaza, el raps contiene **glucosinolatos**, por lo que además de planta oleaginosa sirve como planta nematocida (Halbrendt, 1993, 1995a y 1996a).

MATERIALES Y MÉTODOS

Ubicación del ensayo

El ensayo se realizó en el Campus Antumapu de Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de Chile (33° 34' Sur, 70° 38' Oeste) entre Octubre de 1999 y Mayo del 2000. Las muestras fueron procesadas y analizadas en el Laboratorio de Nematología del Departamento de Sanidad Vegetal de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de Chile.

Materiales y método

Se evaluó el efecto de la incorporación de material vegetal de *Ruta graveolens* (ruda), *Chenopodium ambrosioides* (paico), *Thymus vulgaris* (tomillo), *Brassica juncea* (mostaza), *Brassica rapa* (raps) y *Hordeum vulgare* (cebada). Estas plantas se trozaron y mezclaron con el sustrato de bolsas, según el tratamiento deseado. Cada bolsa fue inoculada con una población inicial de 1.000 *Xiphinema index* en estados juveniles y adultos. Cada bolsa, además, contenía 1 planta enraizada de *Vitis vinifera* var. Thompson Seedless (vid) cultivada en vivero.

Sustrato empleado

El sustrato consistió en una mezcla de 1 parte de arena, 1 parte de tierra de hojas y 1 parte de suelo; textura franco arenosa, pH= 6,2 y 5,2% de materia orgánica. Se utilizó bolsas de polietileno negro de 6 litros. El análisis nematológico del sustrato inicial mostró una población de nemátodos de vida libre de 310 individuos/250 cm³ de suelo y ausencia de ejemplares de *Xiphinema index*.

Disposición de las plantas

Las 72 bolsas con vides ocupadas en este ensayo, se ubicaron sobre dos plataformas de madera (pallets), elevadas sobre el nivel del suelo unos 8-10 cm y crecieron al aire libre. La ubicación de cada bolsa se modificó cada 15 días para minimizar el efecto borde. Ver Figuras 8 y 9.

Cuidado de las plantas

Todas las plantas tanto en invernadero como terreno recibieron un manejo cultural básico consistente en desmalezamientos y riegos una vez por semana. El cultivo de mostaza requirió poda de flores al acelerarse su ciclo reproductivo.

No se usaron fertilizantes ni agroquímicos de ningún tipo durante este estudio.

Incorporación

Para disponer de material vegetal suficiente para incorporar, se trasplantaron a terreno 12 plantas de *Ruta graveolens* de vivero; se hizo siembra directa con *Brassica juncea*, *Brassica napus* y *Hordeum vulgare* en miniparcelas de 6 m²; y almácigo-transplante con *Thymus vulgare* y *Chenopodium ambrosioides*, obteniéndose finalmente entre 80 y 250 plantas o más a cosecha, según especie.

Posteriormente, las 6 especies en estudio fueron cosechadas, trozadas enteras con tijeras quirúrgicas e incorporadas al sustrato a razón de 20 g de tejido fresco por litro de sustrato (2% p/v), salvo la cebada (1,5%p/v) para facilitar el manejo y la incorporación.

Inoculación

El inóculo se obtuvo de suelo infestado con *X. index* (adultos y juveniles de último estado), libres de VHA, asociado a plantas de *Ficus carica* (higuera). Dos semanas después de la incorporación del material vegetal al sustrato, a unos 5 cm de la estaca se hizo 4 agujeros en el sustrato, bien distribuidos, de 10 cm de profundidad, para agregar con pipeta 1.000 ejemplares de *X. index* por bolsa.

Tratamientos

Los tratamientos considerados fueron:

Plantas de vid creciendo en:

- 1) Sustrato inoculado con incorporación de *Ruta graveolens* (2%p/v)
- 2) Sustrato inoculado con incorporación de *Chenopodium ambrosioides* (2%p/v)
- 3) Sustrato inoculado con incorporación de *Thymus vulgaris* (2%p/v)
- 4) Sustrato inoculado con incorporación de *Brassica juncea* var. Nemfix (2%p/v)
- 5) Sustrato inoculado con incorporación de *Brassica napus* var. Rangí (2%p/v)
- 6) Sustrato inoculado con incorporación de *Hordeum vulgare* (1,5%p/v)
- 7) Sustrato inoculado y tratado con fenamifos al 0,04% (Nemacur 400EC al 0,1%v/v)
- 8) Sustrato inoculado sin incorporación ni tratamiento químico
- 9) Sustrato sin inocular, sin incorporación ni tratamiento químico.

Evaluación

Al cabo de 4 meses de la inoculación, se inició la recolección de los datos experimentales, consistente en pesar las plantas de vid (sarmiento, estaca y sistema radical), contar agallas radicales por 10 g de raíces y hacer análisis nematológicos del sustrato de las bolsas.

Para pesar las vides, la planta fue retirada de la bolsa, separando las raíces del sustrato y pesada por partes: sarmiento (brote principal sin hojas), estaca (tallo semileñoso con callo, sin sarmiento ni raíz) y sistema radical (raíz primaria y menores). Para esto se empleó una tijera podadora y una balanza de precisión a la décima de gramo.

En relación con el recuento de sobrecrecimientos o agallas radicales causadas por *X. index*, las raíces de cada vid fueron trozadas en porciones de 3-4 cm, distribuidas en un papel y luego tomando 4 muestras al azar de 10 g cada una. El recuento se hizo a ojo desnudo, considerando **agallas** las deformaciones de 1-2 mm en raíces secundarias y menores. Ver Figura 7.

El análisis nematológico se basó en muestras de 250 cc de sustrato por bolsa de 6 litros, repetido dos veces. El sustrato se homogenizó antes de ser sacada la muestra y las bolsas se seleccionaron de forma tal que ningún tratamiento quedó último en el proceso de tamizado (Magunacelaya y Dagnino, 1999).

La extracción de nemátodos se realizó con el método de tamizado de suelos, ocupando tamices de 850 (Tyler 20), 180 (Tyler 80), 75 (Tyler 200) y 45 (Tyler 325) micras de abertura de malla y luego embudo de Baermann por 24 horas.

Se usaron los 2 primeros tamices para retener adultos y juveniles de últimos estados, y los otros 2 tamices para capturar los juveniles de menor tamaño. El sustrato tamizado y retenido hasta el segundo tamiz, requiere de un posterior filtrado a través de una malla tul de aproximadamente 300 micras de abertura durante 24 horas.

Al terminar este procedimiento, se obtuvo unos 30 cc de agua con nemátodos por repetición, los que se contaron completamente usando el método de alícuotas y de diluciones, cuando se justificaba. Para esto se empleó placas plásticas de recuento de volumen 15 cc aproximadamente, contadores de bacterias manuales y lupas estereoscópicas, observando con ocular de 12,5x y objetivos de 1x, 2x y 4x .

Los extractos con nemátodos que no se alcanzaban a revisar durante la sesión de trabajo, se guardaban en un refrigerador a una temperatura de 5°C, para ser observados dentro de las próximas 24 a 48 horas.

Diseño Experimental y Análisis Estadístico

El ensayo se realizó bajo un Diseño Completamente Aleatorio con 9 tratamientos y 8 repeticiones por tratamiento. La unidad experimental fue una planta enraizada de vid en bolsa de 6 litros del sustrato.

Se realizó Análisis de Varianza (ANDEVA) para Peso total de las plantas, Número de agallas radicales por 10 gramos de raíces y Población total de *Xiphinema index* al terminar el ensayo. Complementariamente, se agregó ANDEVA para Peso de raíces, Población de *X. index* adultos y Población de nemátodos no fitoparásitos.

Se realizó el Test de Rangos Múltiples (DUNCAN) para comparar las respectivas medias de los tratamientos. El nivel de confianza de estas pruebas fue 1% y 5% (Little y Jackson, 1976; Taucher, 1997).

Figura N° 7: Raíces de vid con agallas radicales (Mayo, 2000).

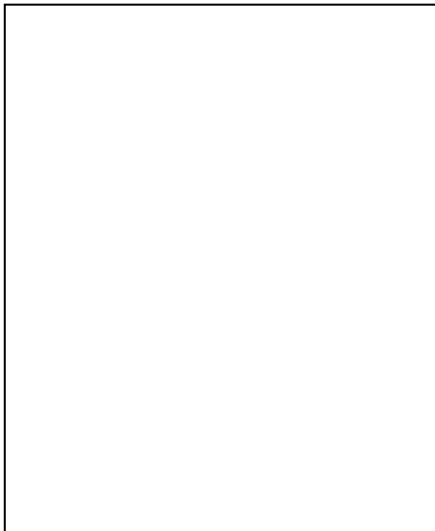
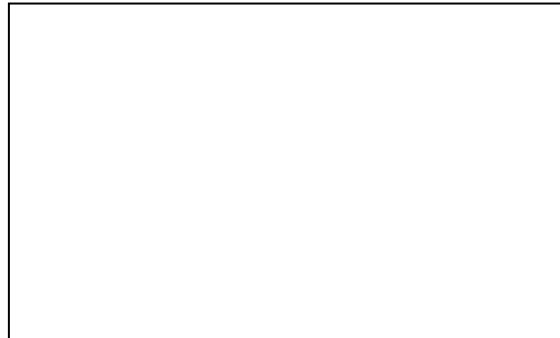


Figura N°8: Plantas de vid al iniciar este ensayo (Enero, 2000).

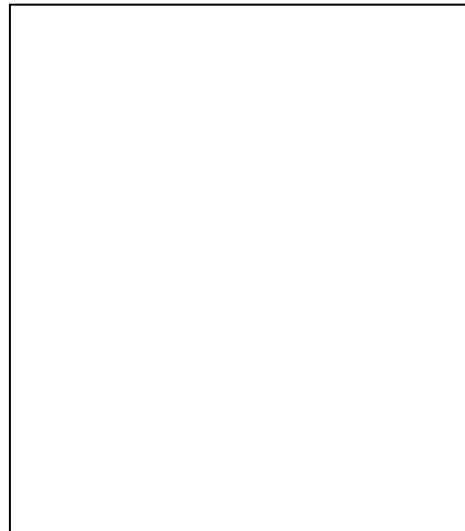


Figura N°9: Plantas de vid al terminar este ensayo (Mayo, 2000).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Al iniciar la discusión de los resultados, se parte de la base que un mayor peso medio de las vides se asocia a plantas sanas, con poco o nulo ataque de *Xiphinema index* y a la vez, se asocia indirectamente a una acción nematicida del agroquímico usado y de las plantas incorporadas. Se debe considerar además que la incorporación de materia orgánica en general, al liberar diversos nutrientes, modifica el estado de la rizósfera e influye sobre el crecimiento de las plantas (Honorato, 1993; Buckman y Brady, 1993). Además, las vides son buenas hospederas para *X. index* y poseen nula aptitud nematicida (Auger *et al*, 1994; Insunza y Aballay, 1995).

Cuadro 1: Cuadro resumen del efecto de los tratamientos sobre el Peso total de las vides, Número de agallas radicales por 10 g de raíces y Número total de *Xiphinema index* (todos los estados) por bolsa.

Tratamientos	Peso total de las vides ¹ (g)	Nº de agallas por 10g de raíces ²	Población Final de <i>X. index</i> ³
<i>Brassica juncea</i> var. Nemfix (Mostaza)	94,5ab	204abc	363bc
<i>Chenopodium ambrosioides</i> (Paico)	95,4ab	185c	662b
<i>Brassica napus</i> var. Rangi (Raps)	91,2ab	220abc	717b
<i>Thymus vulgaris</i> (Tomillo)	102,1a	157c	702b
<i>Hordeum vulgare</i> (Cebada)	93,5ab	268a	700b
<i>Ruta graveolens</i> (Ruda)	103,1a	255ab	552b
Fenamiphos (Nemacur 400EC)	76,0c	79d	18c
Inoculado sin incorporación	84,9bc	197bc	1.245a
Sin inoculación ni incorporación	59,6d	0e	0c

Nota: Letras diferentes dentro de misma columna indica diferencias estadísticas significativas al 5%. Los valores en 1/, 2/ y 3/ son valores medios de 8 repeticiones. En columna 3/, número de nemátodos en 6 litros de sustrato; población inicial de 1.000 ejemplares por bolsa.

En la primera columna, sobresale el efecto de la incorporación de **ruda** y **tomillo**, plantas fragantes, que muestran una pequeña ventaja numérica respecto a plantas con reconocido efecto nematocida como son la mostaza y el raps, plantas no fragantes. Sin embargo, no hay diferencias estadísticas entre ellas. El menor efecto de las brassicáceas puede atribuirse a una fecha de cosecha fuera del óptimo y a una baja calidad del trozado para la liberación de sus principios nematocidas (Halbrendt, 1996).

Es importante notar que la cebada, una gramínea sin antecedentes biocidas y de rápida degradación en el suelo, se comporta parecido a las brassicáceas probadas. Es posible que sus tejidos trozados e incorporados actúen como barrera física, produciendo una discontinuidad en las láminas de agua del suelo, evitando el desplazamiento de los nemátodos, o bien cambiando desfavorablemente el pH al degradarse (Latorre, 1992; Buckman y Brady, 1993).

Por otro lado, los menores pesos totales observados en el testigo sin inoculación ni incorporación, se atribuyen a un ataque de oidio sobre las hojas de las vides, a inicios del ensayo (Agrios, 1991; Latorre, 1992). Durante el ensayo, plantas tratadas con mostaza mostraron síntomas de necrosis foliar, trastorno aparentemente no infeccioso, pero que pudo haber incidido indirectamente en la acumulación de materia seca.

En el caso particular del nematocida químico (fenamiphos), el bajo peso total de las vides puede atribuirse a cierta fitotoxicidad, persistencia y confinamiento del producto, siendo uno de los nematocidas más usados actualmente (Aballay, 1995b). Para la variable peso total, todas las plantas probadas resultaron ser mejor que este tratamiento químico, particularmente pesaron hasta un 36% más.

Debe considerarse que el peso total de las vides no es apropiado para medir efectos nematocidas, pues incluye los pesos parciales del sarmiento, estaca y raíces, de tal manera que una variación desfavorable en cada uno de éstos, llevaría a resultados erráticos y conclusiones falsas (Agrios, 1991a; Taucher, 1997).

La segunda columna de resultados del Cuadro 1, debe analizarse considerando que a mayor número de agallas radicales en las vides, menor sería el efecto nematocida, pues habría individuos no controlados. Los tratamientos basados en paico y tomillo, para este parámetro, son mejores que los de ruda y cebada, habiendo diferencias significativas al 5%, pero no ocurre lo mismo con mostaza y raps. Las diferencias podrían asociarse a la naturaleza de sus tejidos (grado de lignificación) y a sus principios nematocidas (volátiles, hidrosolubles, etc.) (Alonso, 1998).

Destacan por la relativa poca cantidad de agallas en 10g de raíces, los tratamientos con **tomillo** y **fenamiphos**. Este químico resultó ser diferente a cualquiera de los tratamientos y se observó un 50% menos de agallas respecto al mejor tratamiento vegetal (tomillo). Esto puede atribuirse a la toxicidad propia del ingrediente activo (Valenzuela y Aballay, 1996; Bayer, 2001 y 2003).

El recuento de agallas radicales presenta cierta dificultad, pues miden aproximadamente 1-2 mm y a veces se sobrepone, tendiendo además a concentrarse en las raíces tiernas próximas a la zona del cuello. Esto conduce a otra fuente de variación si no hay cuidado, pero la variable número de agallas es mejor indicador que peso total de plantas, si interesa evaluar el efecto nematicida de la incorporación de especies vegetales.

La cantidad total de agallas radicales por planta varió entre 354 y 1.200, considerando un sistema radical de peso medio 44,8g. Esto permite comprobar que el tratamiento químico es rápido, pero no 100% efectivo, mientras que los tratamientos basándose en plantas liberan sus principios en forma lenta, dándole a los nemátodos tiempo para atacar las raíces.

Los testigos no químicos permiten comprobar la relación entre las poblaciones de *Xiphinema index* y las agallas en las raíces tiernas (Agrios, 1991; Aballay, 1995b). Es de notar que tratamientos basados en cebada y ruda marcaron la máxima cantidad de agallamiento, sugiriendo al menos tres ideas: a) nula acción nematicida, b) baja acción nematicida o bien c) lenta acción nematicida.

La tercera columna de resultados en el Cuadro 1, constituye, tal vez, el mejor criterio para detectar plantas con efecto nematicida, dado que se hace un recuento directo de los nemátodos presentes en el sustrato ocupado por las vides, al finalizar el ensayo. Esto trae consigo el detalle práctico de cuánto tiempo se deja pasar para iniciar el análisis nematológico y cuáles son las condiciones de conservación de las bolsas con sustrato.

Al comparar los tratamientos vegetales entre sí, ninguno es estadísticamente diferente al 5% de significación; sin embargo, se observa una baja importante en las poblaciones totales de nemátodos con relación al testigo inoculado sin incorporación, la que varía entre un 42 y un 71%. Los resultados para este criterio debieran ser más claros respecto de los otros criterios ya medidos (Peso y Agallas radicales), pues los principios nematicidas estarían más próximos a los nemátodos y tal vez menos expuestos a su sorción por las raíces, no implicando menor degradación necesariamente (Buckman y Brady, 1993; Halbrecht, 1996)

Destaca, en términos relativos, el control ejercido por la incorporación de la **mostaza, ruda** y el fuerte control ejercido por **fenamiphos**. Estadísticamente el efecto de la mostaza es similar al de fenamiphos, pero éste último libera gases tóxicos. El testigo inoculado sin incorporación confirma la presencia de nemátodos vivos y en reproducción, mientras que el testigo sin inoculación ni incorporación comprueba que las bolsas usadas estaban libres de *X.index* (Agrios, 1991b; Aballay, 1995a).

El Cuadro 2 presenta variables más específicas a las detalladas en el Cuadro 1. Se confeccionó a partir de información que desde el punto de vista bioestadístico tiene relevancia (Peso de raíces y adultos de *X.index*) y cuando el criterio seleccionado tiene valor práctico o connotación ambiental (Nemátodos no fitoparásitos).

En la primera columna de datos puede apreciarse los efectos sobre el criterio Peso de raíces de las vides. Dentro de lo que es el peso total de la planta, ésta es clave por ser el órgano más próximo al ataque de nemátodos fitoparásitos (Agrios, 1991b; De la Isla, 1994).

El tratamiento con **tomillo** es el mejor y es diferente estadísticamente respecto de los demás. Esto puede deberse a la naturaleza bioquímica del timol, aceite esencial del tomillo, de liberación lenta en suelos húmedos y poderosa acción antihelmíntica y antibiótica (Alonso, 1998; Rojas, 1999 y Tormo, 2000).

El efecto de la cebada nuevamente es equivalente al de las brassicáceas, mientras que el fenamiphos demuestra fitotoxicidad y el testigo sin inoculación ni incorporación redujo el peso de su sistema radical al verse afectado de una enfermedad foliar inicial (Agrios, 1991; Latorre, 1992).

Cuadro 2: Cuadro resumen del efecto de los tratamientos sobre el Peso de las raíces de las vides, Número de adultos de *Xiphinema index* por bolsa y Número de nemátodos no fitoparásitos por bolsa al final del ensayo.

Tratamientos	Peso de raíces¹ (g)	Población Final de <i>X. index</i> (adultos)²	Población Final de nemátodos no fitoparásitos
<i>Brassica juncea</i> var. Nemfix (Mostaza)	48,8bc	144b	9.850b
<i>Chenopodium ambrosioides</i> (Paico)	48,1bc	165b	22.180a
<i>Brassica napus</i> var. Rangi (Raps)	45,8c	183b	16.470ab
<i>Thymus vulgaris</i> (Tomillo)	60,5a	138b	18.110ab
<i>Hordeum vulgare</i> (Cebada)	49,7bc	223b	6.420b
<i>Ruta graveolens</i> (Ruda)	53,4b	106bc	27.820a
Fenamiphos (Nemacur 400EC)	33,3d	6c	9.180b
Inoculado sin incorporación	49,9bc	521a	9.850b
Sin inoculación ni incorporación	20,8e	0c	6.640b

Nota: Letras diferentes dentro de misma columna indica diferencias estadísticas significativas al 5%. Los valores en 1/, 2/ y 3/ son valores medios de 8 repeticiones. En columnas 2/ y 3/, número de nemátodos en 6 litros de sustrato. En 2/ población inicial de 1.000 ejemplares por bolsa; en 3/ población inicial de 7.440 ejemplares/bolsa.

La segunda columna de datos del Cuadro 2, tiene valor bioestadístico más que nematológico, dado que interesaba saber si al desglosar las poblaciones totales de nemátodos, las tendencias eran las mismas.

Los tratamientos vegetales son iguales estadísticamente, destacando fenamiphos y ligeramente la **ruda** entre las plantas; de esta manera, sólo ruda y fenamiphos conservaron la tendencia original.

El ácido rutósico de la ruda es poco hidrosoluble, luego cabría sospechar su lenta liberación en el suelo, ocasionando una reducción del 80% en la población de adultos de *X.index* respecto del testigo inoculado sin incorporación (Alonso, 1998).

La tercera columna del Cuadro 2 tiene valor ambiental, pues como se estudia plantas nematicidas, tiene sentido conocer su efecto sobre la fauna benéfica del suelo. Destaca el efecto de la **ruda** y **paico**, que marcan diferencias significativas en relación al testigo químico, permitiendo poblaciones de nemátodos de vida libre doble y triple de las logradas con éste último, sospechándose un efecto bioestimulante (Alonso, 1998; Muñoz *et al*, 2001). Sin embargo, estos datos deben ser revalidados en futuras investigaciones, puesto que desde el rigor estadístico sólo marcan tendencias (Little y Jackson, 1976; Taucher, 1997).

La cebada es equivalente en efecto al tratamiento con mostaza y a los tres testigos, no habiendo diferencias significativas al 5% entre ellos.

Del análisis de los Cuadros anteriores y de los Anexos, se puede inferir que el estudio del efecto de la incorporación de material vegetal para verificar y cuantificar su actividad nematicida, debe incluir diversos criterios prácticos de evaluación, así como un conocimiento pormenorizado de los complejos factores incidentales, propios de la planta, nemátodo en estudio y sustratos.

Es relevante para obtener información de alta calidad considerar las características del sustrato empleado (nivel de materia orgánica), de la naturaleza bioquímica del principio nematicida presente en la especie vegetal elegida (volatilidad, hidrosolubilidad, estabilidad, etc.), el momento en que se hace la incorporación, el tiempo de exposición al material trozado, la calidad del trozado del material, la calidad y la cantidad del material vegetal a incorporar (dosis o concentración); la frecuencia, profundidad y caudales del riego; las medidas culturales mínimas que recibe la planta hospedera (control de plagas y fitopatógenos), entre otros (McKenry *et al*, 1990; Sasanelli, 1992; Birch *et al*, 1993; Honorato, 1993; Halbrendt, 1996; Alonso, 1998; Muñoz *et al*, 2001).

CONCLUSIONES

Los resultados de esta investigación permiten concluir lo siguiente:

- 1) Para las variables generales, la incorporación de las especies vegetales se asocia a mayor peso total de las vides, destacando **ruda** y **tomillo**. El número de agallas radicales es estadísticamente menor sólo usando **fenamiphos** y todos los tratamientos vegetales logran reducir las poblaciones totales de *Xiphinema index*, destacando **mostaza** y **ruda**.
- 2) Para las variables más específicas, el peso de raíces es mayor con la incorporación de las especies vegetales, destacando **tomillo** y **ruda**. Las poblaciones de nemátodos no fitoparásitos son mayores incorporando plantas, destacando **ruda** y **paico**.
- 3) Los efectos observados dependen de la especie incorporada, del criterio de evaluación y de otros factores como materia orgánica del sustrato y naturaleza de los principios activos.
- 4) En general, las brassicáceas demostraron capacidad nematicida variable, destacando la **mostaza**.
- 5) La incorporación de **cebada** debería considerarse en futuras investigaciones, al observarse un comportamiento comparable a plantas nematicidas conocidas (raps y mostaza).

LITERATURA CITADA

ABALLAY, E. 1989. Asociaciones entre nemátodos y otros organismos causantes de enfermedades. *Aconex* (25): 9-11.

ABALLAY, E. 1991. Modo de acción y efectividad de los nematicidas en el control de los nemátodos fitoparásitos en vides. *Aconex* (34): 23-25.

ABALLAY, E. 1992. Nemátodos en frutales y vides: Control con Nematicur 400EC. *Sembrando Futuro* 9(79): 2 - 4.

ABALLAY, E. 1994. Eficiencia en la aplicación de nematicidas en riego por surcos. *Aconex* (45): 5-8.

ABALLAY, E. 1995a. Características generales de los nemátodos: Morfología y fisiología, p. 1-7. En: ABALLAY, E. y MAGUNACELAYA, J.C. *Nematología Agrícola Básica*. Universidad de Chile, Fac. de Cs. Agrarias y Forestales, Depto. de Sanidad Vegetal. Santiago, Chile. 75 p.

ABALLAY, E. 1995b. Nemátodos transmisores de virus, p.31-35. En: ABALLAY, E. y MAGUNACELAYA, J.C. *Nematología Agrícola Básica*. Universidad de Chile, Fac. de Cs. Agrarias y Forestales, Depto. de Sanidad Vegetal. Santiago, Chile. 75 p.

ABALLAY, E. 1995c. Control de nemátodos fitoparásitos, p. 61-66. En: ABALLAY, E. y MAGUNACELAYA, J.C. *Nematología Agrícola Básica*. Universidad de Chile, Fac. de Cs. Agrarias y Forestales, Depto. de Sanidad Vegetal. Santiago, Chile. 75 p.

ABALLAY, E. 1995d. Uso de nematicidas químicos, modo de acción y efectividad. Desarrollo de otras alternativas, p. 71-75. En: ABALLAY, E. y MAGUNACELAYA, J.C. *Nematología Agrícola Básica*. Universidad de Chile, Fac. de Cs. Agrarias y Forestales, Depto. de Sanidad Vegetal. Santiago, Chile. 75 p.

ABALLAY, E. 1995e. Nemátodos vectores de microorganismos patógenos, p.81-84. En: *Manejo de Plagas y Enfermedades en Frutales y Uva de Mesa*. Publ. Misc. Agric. N° 41. U.de Chile, Fac. de Cs. Agrarias y Forestales, Depto. de Sanidad Vegetal. Santiago, Chile. 150 p.

ABALLAY, E., BAETTIG, R. y VIEIRA, A. 1997. Evaluación de la tolerancia de 8 portainjertos de vid al nemátodo del nódulo de la raíz (*Meloidogyne* sp.). *Aconex* (56): 15-21.

ABALLAY, E., BENAVIDES, F. y VIEIRA, A. 1998. Resistencia de algunos portainjertos a una población chilena de *Xiphinema index*. *Nematología Mediterránea* (26): 185-188.

ABALLAY, E. y FLORES, P. 2000. Nuevas alternativas para el control de nemátodos fitoparásitos. En: Aconex (67), Abril-Junio, p: 5-8.

ABALLAY, E. y MONTEDÓNICO, M. 2001. Evaluación de la resistencia de trece portainjertos de vid a *Meloidogyne spp.* en una viña de seis años. En: Aconex (72), Julio- Sept., p: 18-28.

AFIPA, FDF, IMPPA y SAG. 2002. Manual Fitosanitario 2002-2003. Laser S.A. Santiago, Chile. 1214 p.

AGRIOS, G. 1991a. Cómo se defienden las plantas de los patógenos, p. 93-107. En: AGRIOS, G. Fitopatología. 5ta. ed. Limusa S. A., México. 756 p.

AGRIOS, G. 1991b. Enfermedades de las plantas ocasionadas por nemátodos, p. 661-710. En: AGRIOS, G. Fitopatología. 5ta. ed. Limusa S. A., México. 756 p.

ALLAM, M.; SIDDIQUI, M. and AHMAD, A. 1990. Antagonistic plants, p. 41-50. In: Nematode bio-control: aspects and prospects. CBS Publishers & Distributors, Delhi, India. 154 p.

ALONSO, J. 1998. Principios activos de las plantas medicinales, p. 111-129. En: ALONSO, J. Tratado de Fitomedicina: bases clínicas y farmacológicas. Ed. Isis S.A., México. 870 p.

ALPHEY, T., ROBERTSON, W. and LYON, G. 1988. Rishitin, a natural plant product with nematicidal activity. Revue Nématologique 11(4): 399-404.

APABLAZA H., J. 1992. Introducción a la Entomología General y Agrícola. 2da. ed. Ed. Universidad Católica de Chile, Universitaria SA. Santiago, Chile. 151 p.

ARAYA, R. y MAGUNACELAYA, J.C. 2001. Control de *Meloidogyne sp.* en *Vitis vinifera* cv. Chardonnay en condiciones de invernadero con extracto de quillay, nemacur y mocap. En: Libro de Resúmenes, XI Congreso Sociedad Chilena de Fitopatología, Santa Cruz, VI Región Chile, p:62.

AUGER, J. 1989. Enfermedades virosas de frutales de hoja caduca y de la vid, transmitidas por nemátodos o por chanchitos blancos, p. 81-85. En: Manejo de Plagas y Enfermedades en Frutales y Uva de Mesa. Publ. Misc. Agric. N° 30. U.de Chile, Fac. de Cs. Agrarias y Forestales, Depto. de Sanidad Vegetal. Santiago, Chile. 167 p.

AUGER, J. 1993. Enfermedades virosas en viñas y parronales, p. 33-48. En: Seminario Internacional "Virus en Frutales de Carozo, Pomáceas y Vides". Serie La Platina N° 49. INIA -La Platina. Santiago, Chile. 86 p.

AUGER, J., ABALLAY, E., PINTO, M. y PASTENES, C. 1994. Efectos del Virus de la Hoja de Abanico (VHA) en el desarrollo y productividad de plantas de Vid cv. Thompson Seedless. Aconex (46): 20-23.

AUGER, J. 1995. Principales virosis que afectan a la vid, p. 52-54. . En: Manejo de Plagas y Enfermedades en Frutales y Uva de Mesa. Publ. Misc. Agric. N° 41. U.de Chile, Fac. de Cs. Agrarias y Forestales, Depto. de Sanidad Vegetal. Santiago, Chile. 150 p.

AUGER, J. y ESTERIO, M. 1998. Las enfermedades a virus de la vid: sintomatología, principales formas de transmisión y efectos en la producción y calidad de la uva y sus productos. Aconex (59): 5-13.

AUGER, J. y ESTERIO, M. 1999. La “podrición ácida” de la uva. Aconex (65): 23-26.

BASF S.A. CHILE. 2003. QL Agri 35 En: Revista del Campo, agosto (1431): 16.

BAYER S.A. CHILE. 2001. Nematicur 400 EC. En: www.bayer.cl/productos/agro/nematicidas/nematicur.htm. 3p.

BAYER S.A. CHILE. 2003. Nematicur 240 CS. En: www.bayer.cropscience.cl/soluciones/fichaproducto.asp? Id=153 3p.

BIRCH, A., ROBERTSON, W. and FELLOWS, L. 1993. Plants Products to Control plant parasitic nematodes. Pesticide Science (39): 141-145.

BUCKMAN, H. y BRADY, N. 1993. Naturaleza y propiedades de los suelos. 5ta. Ed. Limusa S.A. de C.V., México. 590 p.

CAMPOS, A. 2002. Principal competencia de las exportaciones de vino chileno. INIA Tierra Adentro (45): 10-13.

CAMPOS, A. y CHACÓN, A. 2002. Producción y exportaciones de vino chileno. INIA Tierra Adentro (43): 36-38.

CAMPS, F. 1988. Relaciones planta-insecto: Insecticidas de origen vegetal, p. 69-86. En: BELLÉS, X. Insecticidas Biorracionales. Consejo Superior de Investigaciones Científicas, Colección Nuevas Tendencias N°9. Ed. Raycar S.A. 405 p.

CARREÑO I., I. 1990. Enrollamiento clorótico en kiwis. IPA La Platina (57): 10-13.

CEPEDA S., M. 1996. Nematología Agrícola. Ed. Trillas S.A. de C.V. México. 305 p.

CHARLIN C., R. 1992. La filoxera de la vid en los países limítrofes. Aconex (36): 5-9.

CHARLIN C., R. 1997. Balance fitosanitario del Trips de California en la agricultura chilena durante la temporada 1996-1997. Aconex (55): 20-26.

- CIUDAD, C. 2000. Vino y Salud. INIA Tierra Adentro (30): 22-24.
- CONTRERAS L., D. 2000. Evaluación *in vitro* de la acción nematocida de un grupo de plantas seleccionadas para controlar *Xiphinema spp.* Memoria de Título Ing. Agr., Santiago, Chile, Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agronómicas. 51 p.
- CORNUET, P. 1992. Elementos de Virología Vegetal. Ed. Mundi-Prensa. 218 p.
- CRUZ A., M. 1999. El mildiú de la vid. Tierra Adentro (24): 20-22.
- DE LA ISLA, L. 1994. Los nemátodos fitopatógenos, p. 117-136. En: Fitopatología. Ed. Limusa S.A. de C.V. 384 p.
- DROPKIN, V. 1989. Introduction to Plant Nematology. 2nd. Ed. John Wiley and Sons. USA. 304 p.
- ENCARTA. 1999. Enciclopedia Universal Multimedia. Software de Microsoft.
- EPA. 2003. What are biopesticides?. En: www.epa.gov/pesticides/whatarebiopesticides.htm 3p.
- ESMENJAUD, D.; MINOT, J.C. y VOISIN, R. 1996. Portainjertos resistentes a nemátodos. Aconex (51): 28-32.
- ESTERIO, M. y AUGER, J. 1994. Bacterial Blight, Mal Nero o Necrosis Bacteriana de la Vid: una bacteriosis aún no presente en Chile. Aconex (45): 28-31.
- FLORES Q., P. 1999. Evaluación del efecto nematocida de ocho especies vegetales sobre *Xiphinema americanum sensu lato*, en *Vitis vinifera* L. var. Cabernet Sauvignon. Memoria de Título Ing. Agr., Santiago, Chile, Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agronómicas. 47 p.
- GOMMERS, F. 1981. Biochemical interactions between nematodes and plants and their relevance to control. Helminthological Abstracts, Series B, Plant Nematology 50(1): 9-16.
- GONZÁLEZ, H. 1984. Principales problemas causados por nemátodos fitoparásitos en Chile. Aconex (7): 11-15.
- GONZÁLEZ, H. 1989a. Control de nemátodos en parronales en producción. IPA La Platina (56): 26-29.
- GONZÁLEZ, H. 1993a. Control de nemátodos en viveros frutales y vides. IPA La Platina (74): 21-25.
- GONZÁLEZ, H. 1993b. Nemátodos trasmisores de virus: una amenaza para la viticultura chilena. IPA La Platina (74): 26-29.

GONZÁLEZ, H. 1993c. Nemátodos vectores de enfermedades virosas. IPA La Platina (77): 18-21.

GONZÁLEZ, H. 1994. Principales problemas causados por los nemátodos fitoparásitos en Chile. Aconex (7): 11-15.

GONZÁLEZ, H. 1996. Principales problemas nematológicos en viñedos del Valle de Casablanca. Simiente 67(1-2): 90-91.

GONZÁLEZ, H. 2001. Situación nematológica en parronales afectados por el decaimiento productivo, p.46-54. En: Seminario "Actividades del INIA en fruticultura durante los últimos 5 años en el valle de Aconcagua". Los Andes, Chile. 81p.

GONZÁLEZ, R. 1989b. Insectos y Acaros de importancia agrícola y cuarentenaria en Chile. Ed. Universidad de Chile. Santiago, Chile. 310 p.

GONZÁLEZ, R. 1999. El trips de California y otros tisanópteros de importancia hortofrutícola en Chile (Thysanoptera: Thripidae). U. de Chile. Serie Ciencias Agronómicas N°1. Santiago, Chile. 143p.

GUÍÑEZ, A. 1986. Manejo de los nematocidas: recomendaciones básicas. IPA la Platina (35): 51-56.

HALBRENDT, J. 1991. Evaluation of selected covercrops and green manures to control nematodes and improve replant sites. Pennsylvania Fruit News 72(2): 12-17.

HALBRENDT, J. 1993. Evaluation of rotational crops for nematode management in orchards. Pennsylvania Fruit News 73(4): 62-66.

HALBRENDT, J. and JING, G. 1994. Nematode suppressive rotation crops for orchard renovation. Acta Horticulturae (363): 49-56.

HALBRENDT, J. 1995a. Dagger nematode control on replant sites with selected covercrops and green manure treatments. Pennsylvania Fruit News 75(2): 46-48.

HALBRENDT, J. 1995b. Biological and cultural management of plant-parasitic nematodes. Regional Research Project NE-171. 4p.

HALBRENDT, J. 1996a. Allelopathy in the management of plant parasitic nematodes. Journal of Nematology 28 (1): 8-14.

HALBRENDT, J. 1996b. Biological and cultural management of plant-parasitic nematodes. Annual Report of Cooperative Regional Project NE-171. 4p.

HARTMANN, H. y KESTER, D. 1995. Métodos importantes de propagación y patrones para las especies frutales y de nueces, p.625-682. En: HARTMANN, H. y KESTER, D. Propagación de Plantas. 4ta. ed. Ed. Continental SA. de CV. México. 760 p.

HENRIQUEZ, E., ABALLAY, E. y MONTEALEGRE, J. 1996. Efecto de 60 días de Solarización sobre la población de nemátodos fitoparásitos en suelos de la Zona Central. *Simiente* 67(1-2): 91.

HERRERA, G. 2001. Presencia e incidencia de virus en frutales de carozo y vides en la V Región, p.30-38. En: Seminario "Actividades del INIA en fruticultura durante los últimos 5 años en el valle de Aconcagua". Los Andes, Chile. 81p.

HERRERA, G. 2003. Laboratorio de virología: Incidencia de enfermedades virósicas en vides en Chile. En: www.inia.cl/virologia/enfermedades/vides_inc.htm 3p.

HONORATO, R. 1993. Manual de Edafología. 2da. ed. Universidad Católica de Chile. Santiago, Chile. 196 p.

INFOAGRO. 2003a. El cultivo de la cebada. En: www.infoagro.com/herbaceos/forrajes/cebada.asp. 8p.

INFOAGRO. 2003b. El cultivo de la colza. En: www.infoagro.com/herbaceos/oleaginosas/colza.asp. 3p.

INGELS, CH. 1992. Sustainable agriculture and grape production. *American Journal of Enology and Viticulture* 43(3): 296-298.

INRA 2003. Xiphinema. En: www.inra.fr/internet/produits/HYPPZ/RAVAGEUR/6xipspp.htm 4p.

INSUNZA, V. 1990. Nematicidal activity of chilean plants: in vitro tests on *Ditylenchus dipsaci*. *Intl. Nematol. Network Newsl.* 7(2): 44-46.

INSUNZA, V. y FIABANE, C. 1991. Plantas nematicidas: una defensa natural. *El Canelo* 6(23): 23-25.

INSUNZA, V. y ABALLAY, E. 1995. Evaluación de 16 plantas con propiedades nematicidas como hospederos de *Xiphinema americanum sensu lato* en Chile. *Investigación Agrícola* 15(1-2): 39-42.

INSUNZA, V. and VALENZUELA, A. 1995. Control of *Ditylenchus dipsaci* on garlic (*Allium sativum*) with extracts of medicinal plants from Chile. *Nematropica* 25(1): 35-41.

KUNDE, R., LIDER, L. and SCHMITT, R. 1968. A Test of *Vitis* resistance to *Xiphinema index*. *American Journal of Enology and Viticulture* 19: 30-36.

LATORRE, B. 1992. Enfermedades de las plantas cultivadas. 4ta. ed. Universidad Católica de Chile. Santiago, Chile. 628 p.

LAZO, W. 1987. Acción antimicótica de algunas plantas chilenas. *Boletín Micológico* 3(3): 191-193.

LAZO, W. 1990. Acción antimicrobiana de algunas plantas de uso medicinal en Chile (I). Boletín Micológico 5(1-2): 25-28.

LAZO, W. y BRAVO, H. 1993. Acción antimicrobiana de algunas plantas de uso medicinal en Chile (II). Boletín Micológico 8(1-2): 43-46.

LITTLE, T. y JACKSON, F. 1976. Métodos Estadísticos para la Investigación en la Agricultura. Ed. Trillas. México. 269 p.

LLACER, G., LÓPEZ, M., TRAPERO, A. y BELLO, A. (Eds.) 1996. Patología Vegetal. Tomo II. Sociedad Española de Fitopatología. Ed. M.V. Phytoma-España. 464 p.

LUC, M; HUNT, D. and MACHON, J. 1990. Morphology, Anatomy and Biology of Plant Parasitic Nematodes, p.1-44. En: LUC, M; SIKORA, R. and BRIDGE, J. (Eds) Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture. CAB, International Institute of Parasitology. Cambrian Printers Ltd. Aberystwyth, UK. 629 p.

MAI, W. and LYON, H. 1982. Pictorial key to genera of plant-parasitic nematodes. 4th. ed. Cornell University Press. 219 p.

MAGGENTI, A. 1981. General Nematology. University of California, Davis. Ed. Springer-Verlag New York, USA. 372 p.

MAGUNACELAYA, J.C. 1995. Principales nemátodos que afectan a los frutales de hoja caduca y vid. Biología, sintomatología y evaluación de daños, p.75-80. En: Manejo de Plagas y Enfermedades en Frutales y Uva de Mesa. Publ. Misc. Agric. N° 41. U. de Chile, Fac. de Cs. Agrarias y Forest., Depto. de Sanidad Vegetal. Santiago, Chile. 150 p.

MAGUNACELAYA, J.C. y DAGNINO, E. 1999. Nematología Agrícola en Chile. U. de Chile. Serie Ciencias Agronómicas N°2 Chrisver Gráfica Ltda.. 282 p.

MAMENA. 1990. Manual de Medicina Natural. Colección Yervas Chilenas. Ed. Felc. Santiago, Chile. 154p.

MATURANA, E. y OTEÍZA, P. 1996. Productos Alternativos para el Manejo de Plagas. CIAL, Corporación de Investigación en Agricultura Alternativa. Cuadernillo N°5, 25p.

McKENRY, M., BUZO, T. and KAKU, S. 1990. Impact of nematode species and various covercrops on growth of adjacent grapevines. California Weed Conference (62): 187-189.

McLEOD, R. 1994. Covercrops and inter-row nematode infestation in vineyards. The Australian Grape Grower & Vinemaker (367): 45-48.

McSORLEY, R. 2003. Soil-inhabiting nematodes: Phylum Nematoda. En: [//creatures.ifas.ufl.edu/nematode/soil_nematode.htm](http://creatures.ifas.ufl.edu/nematode/soil_nematode.htm) 4p.

- MERRIFIELD, K. 2003. Plant-parasitic nematodes host ranges and damage levels on Pacific Northwest mint, potatoes, tree fruits and grapes. Oregon State University, Nematode Testing Laboratory. En: www.mgd.nacse.org/hyperSQL/squiggles/other/waconsultantsFeb98.htm 11p.
- MONTEALEGRE A., J. 1991. Uso de pesticidas y el medio ambiente, p.119-134. En: OSSANDÓN, E; CARRASCO, A. y VILLA, R. (eds.). Técnicas y Equipos para el Control Químico de Plagas. Publ. Misc. Agric. N° 34. U. de Chile, Fac. de Cs. Agrarias y Forest., Depto. de Ingeniería y Suelos. Santiago, Chile. 134 p.
- MONTEALEGRE A., J. 1999. Curso: Manejo de Plagas y Enfermedades en Vides. Fac. de Ciencias Agronómicas, U. de Chile. 75 p.
- MOREND, L. 1999. Las Hierbas Medicinales (I). Chile Agrícola 24 (238): 130-132.
- MUÑOZ, I. y VALENZUELA, J. 1994. Principales variedades de uva de mesa en Chile: Var.Sultanina IPA La Platina (85): 10.
- MUÑOZ, O.; MONTES, M. y WILKOMIRSKY, T. 2001. Plantas Medicinales de uso en Chile: química y farmacología. Ed. Universitaria. Santiago, Chile. 330 p.
- NAVARRO, N. 2002. Evaluación de la resistencia a nemátodos de ocho portainjertos de vid. Memoria de Título, Ing. Agr., Santiago, Chile, Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agronómicas. 81 p.
- NICHOLAS, A.; BIRCH, A., ROBERTSON, W. and FELLOWS, L. 1993. Plants Products to Control plant parasitic nematodes. Pesticide Science (39): 141-145.
- ODEPA 2003. Estadísticas de la Agricultura Chilena. Oficina de Estudios y Políticas Agrarias, Ministerio de Agricultura. En: www.odepa.gob.cl 8p.
- PEARSON, R.C. y GOHEEN, A.C. 1996. Plagas y Enfermedades de la Vid. The American Phytopathological Society Ed. Mundi-Prensa 91 p.
- PÉREZ H., J. 1991. Uso potencial de portainjertos en vides para uva de mesa en Chile. Aconex (31): 21-27.
- PÉREZ H., J. 1992. Principios y técnicas aplicables a la poda para uva de mesa. Aconex (36): 11-17.
- PÉREZ H., J. 1999. Condición de llegada de la uva de mesa de exportación chilena a los mercados extranjeros. Aconex (64): 16-22.
- PÉREZ, J., BARROS, S. y PEPPI, M. 2000. Uso de material de propagación vitícola seleccionado y libre de virus. Aconex (66): 7-11.

- PRUYNE, P., MERWIN, I., MULLIN, P. and GIBSON, D. 1994. Diagnosis of apple replant problems in New York orchard soils and evaluation of nematode-suppressive covercrops. *Acta Horticulturae* (363): 121-128.
- RAJENDRAN, G. and NAGANATHAN, T. 1978. Control of root-knot nematode in grapes. *Vitis* (17): 271-273.
- RAZETO M., B. 1999. Para entender la Fruticultura. 3era. ed. Ed. Universitaria SA. Santiago, Chile. 373 p.
- RIPA, R. 1992. Burrito de los frutales. Subestación experimental La Cruz, Inst. de Investigaciones Agropecuarias. Boletín Técnico N° 192. 74 p.
- RIPA, R. y RODRIGUEZ, F. 1991. Trips en floración de uva de mesa y "russet" en bayas maduras. *Aconex* (33): 5-9.
- RIPA, R.; RODRIGUEZ, F. y ESPINOZA, M.F. 2001. El Trips de California en nectarinos y uva de mesa. INIA, Centro Experimental de Entomología, La Cruz. Boletín INIA N° 53. La Cruz, Chile. 100p.
- RIVEROS B., F. 2000. Control del oidio de la vid en la zona norte de Chile basado en la fenología de dos variedades de vid. *Aconex* (67): 21-25.
- RODGERS, P. 1993. Potential of biopesticides in agriculture. *Pesticide Science* (39): 117-129.
- ROJAS, C. 1999. Hierbas y plantas medicinales. Ed. Edimat Libros SA. Madrid, España. 188 p.
- SASANELLI, N. 1992. Nematicidal activity of aqueous extracts from leaves of *Ruta graveolens* on *Xiphinema index*. *Nematología Maditerránea* (20): 53-55.
- SAZO, L. 1989. Manejo de chanchitos blancos en parronales de uva de mesa, p. 45-48. En: Manejo de Plagas y Enfermedades en Frutales y Uva de Mesa. Publ. Misc. Agric. N° 30. U.de Chile, Fac. de Cs. Agrarias y Forestales, Depto. de Sanidad Vegetal. Santiago, Chile. 167 p.
- SEEDCO. 1999. Cultivos de Entrehileras. Guía para la selección de especies y manejo de la pradera. South Australian Seedgrowers Cooperative Ltd. Hilton, South Australia. 7p.
- SILVA, H.; HONORATO, R. y BONOMELLI, C. 1991. Crecimiento radical y desarrollo de la vid, variedad Thompson Seedless. *Aconex* (34): 14-21.
- SMITH, I., DUNEZ, J., PHILLIPS, D., LELLIOTT, R. y ARCHER, S. 1992. Manual de las enfermedades de las plantas. Mundi-Prensa. Madrid, España. 671 p.

TARJAN, A ; ESSER, R. and CHANG, S. 1977. An Illustrated Key to nematodes found in fresh water (also includes plant-parasitic nematodes). J. Water Pollution Cont. Fed. (49): 2318-2337.

TAUCHER, E. (Ed.) 1997. Bioestadística. Colección Textos Universitarios. Ed. Universitaria. 310 p.

THORNE, G. 1961. Principles of Nematology. McGraw-Hill Inc., New York, USA. 553 p.

TORMO, R. 2003. Lecciones hipertextuales de botánica: familias Brassicacea, Chenopodiaceae, Lamiaceae, Poaceae y Rutaceae. En: www.unex.es/botanica/presenta.htm. 16p.

UCDAVIS. 2003. *Xiphinema index*. In: www.ucdnema.ucdavis.edu/imagemap/nemmap/Ent156html/nemas/xiphinemaindex. 2p

VALENZUELA, A. 1988. Los nemátodos y el daño que ocasionan a los cultivos. Rev. Antumapu 2 (1): 11-16.

VALENZUELA, A. 1991. Cuándo y cómo aplicar nematicidas, p.114-118. En: OSSANDÓN, E; CARRASCO, A. y VILLA, R. (eds.). Técnicas y Equipos para el Control Químico de Plagas. Publ. Misc. Agric. N° 34. U. de Chile, Fac. de Cs. Agrarias y Forest., Depto. de Ingeniería y Suelos. Santiago, Chile. 134 p.

VALENZUELA, A., ABALLAY, E. y TORRES, M. 1992. Identificación y frecuencia de nemátodos asociados a la vid en la Región Metropolitana, Chile. Investigación Agrícola 12 (1y2): 15-17.

VALENZUELA, A. y ABALLAY, E. 1996. Control químico de *Xiphinema index* en viñedos de Chile. Nematropica 26(2): 177-179.

VALENZUELA, J. y LOBATO, A. 2001. Uva de mesa, p. 921-938. En: SOQUIMICH Agenda del Salitre. 11ma. Ed. Sociedad Química y Minera de Chile S.A. Santiago, Chile. 1.515 p.

VALENCIA, C. y MAGUNACELAYA, J.C. 2001. Alternativas de control de *Xiphinema index* en *Vitis vinifera* cv. Thompson Seedless, regada por goteo en Alto Jahuel. En: Libro de Resúmenes, XI Congreso Sociedad Chilena de Fitopatología, Santa Cruz, VI Región Chile, p:64.

VIVES, J. 1988. Control de plagas de insectos. Problemas y alternativas, p. 3-14. En: BELLÉS, X. Insecticidas Biorracionales. Consejo Superior de Investigaciones Científicas, Colección Nuevas Tendencias N°9. Ed. Raycar S.A. 405 p.

WILLIAMS, T. y BRIGDE, J. 1983. Nemátodos fitoparásitos, p. 244-268. En: FAO Manual para patólogos vegetales. Commonwealth Mycological Institute. 438 p.

WOLPERT, J., PHILLIPS, P. and STRIEGLER, R. 1993. Berber orchardgrass tested as covercrop in commercial vineyard. *California Agriculture* 47(5): 23-25.

YUSTE P., M. P. 1995. Especies frutales, p. 234-247. En: Enciclopedia "Biblioteca de la Agricultura". Ed. Idea Books SA. Barcelona, España. 264 p.

ZAPATA, A.; DASSO, C. y FEBRERO, I. 1993. Sanidad vegetal: nemátodos y malezas. *El Campesino* 124 (11): 35-42.

A N E X O S

Propiedades del producto Nemaicur 400 EC

- 1) Fabricante/formulador: Bayer A.G. y sus filiales (Chile).
- 2) Ingrediente activo: Fenamiphos
- 3) Nombre químico: Etil 4-metiltio-m-tolil isorpropilfosforamidate
- 4) Grupo químico: Organofosforado, no fumigante.
- 5) Toxicidad (LD₅₀): LD₅₀ dermal: 208 ppm, LD₅₀ oral: 10 ppm. Grupo Ia, sumamente peligroso.
- 6) Antídoto: Tratamiento base
- 7) Concentración: 40%, 400g/l
- 8) Formulación: Concentrado emulsionable, EC
- 9) Modo de acción: Sistémico y contacto
- 10) Registro SAG: N° 1.070
- 11) Categoría Uso: Nematicida, eliminando *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Xiphinema* y otros géneros.
- 12) Cultivos: Hortalizas, cultivos y frutales. Ver Figura 10.
- 13) Efecto residual: 3 meses
- 14) Carencia: 35-45 días, en vides dejar pasar 35 días desde aplicación a cosecha.

- 15) Modalidad de aplicación: Vía riego por goteo o microaspersión; al fondo del surco de riego más incorporación con riego profundo; en banda sobre la hilera de plantación más incorporación mecánica, etc. Aplicar el producto cuando se observe crecimiento radical, esto es en primavera y post-cosecha, con temperatura de suelo sobre 12°C y a unos 20-25 cm de profundidad (AFIPA *et al*, 2002 y Bayer, 2001 y 2003).

- 16) Dosificaciones: a) Establecimiento de plantas barbadas: inmersión de raíces, 15-20 minutos en solución de Nemaicur 400EC al 0,1% en agua; b) plantas en bolsas: riego con solución al 0,1% el día previo a la plantación; c) plantas en formación: 1,3 cc de Nemaicur 400EC por planta, diluido e incorporado con agua de riego; d) plantas en producción: 2-3 cc de Nemaicur 400EC por m² de superficie explorada por raíces, diluido e incorporado vía riego o mecánicamente (Valenzuela, 1991; Aballay, 1992, 1995c y 1995d; AFIPA *et al*, 2002).



Figura N°10: Aplicación de Nemaicur 400EC a una planta de vid en bolsa (Enero, 200).

Análisis Estadístico

Cuadro 3: Análisis de Varianza para peso del sarmiento

FUENTE de VARIACIÓN	GRADOS de LIBERTAD	SUMA de CUADRADOS	CUADRADO MEDIO	“F” OBSERVADO	“F” REQUERIDO	
					5%	1%
TOTAL	71	238,36	-----			
Tratamientos	8	92,48	11,56	4,98	2,09	2,81
Error	63	145,88	2,32			

- Hay diferencias significativas entre los efectos de los tratamientos al 1%.
- El 38,79% de la variación observada es atribuible al efecto de los tratamientos.

Cuadro 4: Análisis de Varianza para peso de la estaca

FUENTE de VARIACIÓN	GRADOS de LIBERTAD	SUMA de CUADRADOS	CUADRADO MEDIO	“F” OBSERVADO	“F” REQUERIDO	
					5%	1%
TOTAL	71	3.407,95	-----			
Tratamientos	8	571,58	71,45	1,59	2,09	2,81
Error	63	2.836,37	45,02			

- No hay diferencias significativas entre tratamientos ni al 1% ni 5%.
- El 16,77% de la variación observada es atribuible al efecto de los tratamientos.

Cuadro 5: Análisis de Varianza para peso de las raíces

FUENTE de VARIACIÓN	GRADOS de LIBERTAD	SUMA de CUADRADOS	CUADRADO MEDIO	“F” OBSERVADO	“F” REQUERIDO	
					5%	1%
TOTAL	71	11.034,09	-----			
Tratamientos	8	8.821,36	1.102,67	31,39	2,09	2,81
Error	63	2.212,73	35,12			

- Hay diferencias significativas entre los efectos de los tratamientos al 1%.
- El **79,95%** de la variación observada es atribuible al efecto de los tratamientos.

Cuadro 6: Análisis de Varianza para peso total de las vides

FUENTE de VARIACIÓN	GRADOS de LIBERTAD	SUMA de CUADRADOS	CUADRADO MEDIO	“F” OBSERVADO	“F” REQUERIDO	
					5%	1%
TOTAL	71	24.170,5	-----			
Tratamientos	8	12.154,5	1.519,3	7,97	2,09	2,81
Error	63	12.016	190,7			

- Hay diferencias significativas entre los efectos de los tratamientos al 1%.
- El **50,29%** de la variación observada es atribuible al efecto de los tratamientos.

Cuadro 7: Análisis de Varianza para número de agallas radicales en 10g de raíces

FUENTE de VARIACIÓN	GRADOS de LIBERTAD	SUMA de CUADRADOS	CUADRADO MEDIO	“F” OBSERVADO	“F” REQUERIDO	
					5%	1%
TOTAL	71	705.264,7	-----			
Tratamientos	8	468.344,5	58.543,1	15,57	2,09	2,81
Error	63	236.920,2	3.760,6			

- Hay diferencias significativas entre los efectos de los tratamientos al 1%.
- El **66,41%** de la variación observada es atribuible al efecto de los tratamientos.

Cuadro 8: Análisis de Varianza para número de juveniles de *Xiphinema index* en 6 litros de sustrato

FUENTE de VARIACIÓN	GRADOS de LIBERTAD	SUMA de CUADRADOS	CUADRADO MEDIO	“F” OBSERVADO	“F” REQUERIDO	
					5%	1%
TOTAL	71	9.007.920,99	-----			
Tratamientos	8	4.066.416,87	508.302,11	6,48	2,09	2,81
Error	63	4.941.504,12	78.436,57			

- Hay diferencias significativas entre los efectos de los tratamientos al 1%.
- El **45,14%** de la variación observada es atribuible al efecto de los tratamientos.

Cuadro 9: Análisis de Varianza para número de adultos de *Xiphinema index* en 6 litros de sustrato

FUENTE de VARIACIÓN	GRADOS de LIBERTAD	SUMA de CUADRADOS	CUADRADO MEDIO	“F” OBSERVADO	“F” REQUERIDO	
					5%	1%
TOTAL	71	2.309.755,5	-----			
Tratamientos	8	1.501.010,25	187.626,28	14,62	2,09	2,81
Error	63	808.745,25	12.837,23			

- Hay diferencias significativas entre los efectos de los tratamientos al 1%.
- El **64,99%** de la variación observada es atribuible al efecto de los tratamientos.

Cuadro 10: Análisis de Varianza para número total de *Xiphinema index* en 6 litros de sustrato

FUENTE de VARIACIÓN	GRADOS de LIBERTAD	SUMA de CUADRADOS	CUADRADO MEDIO	“F” OBSERVADO	“F” REQUERIDO	
					5%	1%
TOTAL	71	17.108.841,3	-----			
Tratamientos	8	9.508.993,5	1.188.624,2	9,85	2,09	2,81
Error	63	7.599.847,8	120.632,5			

- Hay diferencias significativas entre los efectos de los tratamientos al 1%.
- El **55,58%** de la variación observada es atribuible al efecto de los tratamientos.

Cuadro 11: Análisis de Varianza para N° de nemátodos no fitoparásitos en 6 litros de sustrato

FUENTE DE VARIACIÓN	GRADOS de LIBERTAD	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADO MEDIO	“F” OBSERVADO	“F” REQUERIDO	
					5%	1%
TOTAL	71	11.201,03	-----			
Tratamientos	8	3.601,35	450,17	3,73	2,09	2,81
Error	63	7.599,68	120,63			

- Hay diferencias significativas entre los efectos de los tratamientos al 1%.
- El 32,15% de la variación observada es atribuible al efecto de los tratamientos.

Cuadro 12: Prueba de Rango Múltiple (Duncan) para Peso Raíces de vides por tratamiento al final del ensayo.

TRATAMIENTO	PESO MEDIO (g)	Nivel de significación	
		5%	1%
MOSTAZA	48,8	BC	BC
PAICO	48,1	BC	BC
RAPS	45,8	C	BC
TOMILLO	60,5	A	A
CEBADA	49,7	BC	BC
RUDA	53,4	B	AB
Fenamiphos (*)	33,3	D	D
Inoculado sin incorporación (*)	49,9	BC	BC
Sin inoculación ni incorporación (*)	20,8	E	E
CDE:	CME:	DSM:	
79,95%	35,12	5,92	7,87
	GLE:	DSMpm:	
	63	6,93	9,05

Nota: Letras iguales dentro de igual columna indica que no hay diferencias significativas entre efectos de tratamientos.

- Los efectos de las 6 especies de plantas sobre el Peso de Raíces de las vides es parecido, destacándose el tomillo al 1% y 5% de significación.
- El efecto de las 6 especies vegetales es diferente estadísticamente del efecto del fenamiphos y testigo sin inoculación ni incorporación al 1% y 5% de significación.
- El efecto del fenamiphos es diferente estadísticamente al obtenido por cualquier otro tratamiento, tanto al 1% como 5%.
- El efecto de la cebada es igual estadísticamente al del raps, paico y mostaza al 1% y 5% de significación.

- Los mejores tratamientos inoculados para el criterio Peso de Raíces fueron **tomillo** y **ruda**.

Cuadro 13: Prueba de Rango Múltiple (Duncan) para Peso Total de vides por tratamiento al final del ensayo.

TRATAMIENTO	PESO MEDIO (g)	Nivel de significación	
		5%	1%
MOSTAZA	94,5	AB	AB
PAICO	95,4	AB	AB
RAPS	91,2	AB	ABC
TOMILLO	102,1	A	A
CEBADA	93,5	AB	AB
RUDA	103,1	A	A
Fenamiphos (*)	76,0	C	BCD
Inoculado sin incorporación (*)	84,9	BC	ABC
Sin inoculación ni incorporación (*)	59,6	D	D
CDE: 50,29%	CME: 190,7	DSM: 13,80	18,34
	GLE: 63	DSMpm: 16,15	21,09

Nota: Letras iguales dentro de igual columna indica que no hay diferencias significativas entre efectos de tratamientos.

- No hay diferencias entre los efectos de las 6 especies de plantas sobre el Peso Total de las vides tanto al 1% como 5%, observándose la misma tendencia a distinta significación.
- El efecto de las 6 especies vegetales es diferente estadísticamente del efecto del fenamiphos al 5%, no así al 1% de significación.
- El efecto del fenamiphos es igual estadísticamente al obtenido por el testigo inoculado sin incorporación, tanto al 1% como 5%.
- El efecto de la cebada es igual estadísticamente al del raps, paico y mostaza al 1% y 5%, incluso al efecto del fenamiphos al 1% de significación.

- Los mejores tratamientos inoculados para el criterio Peso Total fueron **ruda** y **tomillo**.

Cuadro 14: Prueba de Rango Múltiple (Duncan) para N° de agallas radicales por 10 g de raíces por tratamiento al final del ensayo.

TRATAMIENTO	N° de agallas radicales (en 10 g raíces)	Nivel de significación	
		5%	1%
MOSTAZA	204	ABC	AB
PAICO	185	C	AB
RAPS	220	ABC	AB
TOMILLO	157	C	BC
CEBADA	268	A	A
RUDA	255	AB	A
Fenamiphos (*)	79	D	C
Inoculado sin incorporación (*)	197	BC	AB
Sin inoculación ni incorporación (*)	0	E	D
CDE:	CME:	DSM:	
66,41%	3.760,6	61,26	81,44
	GLE:	DSMpm:	
	63	71,67	93,66

Nota: Letras iguales dentro de igual columna indica que no hay diferencias significativas entre efectos de tratamientos.

- No hay diferencias entre los efectos de la mostaza, paico, raps y tomillo sobre el N° de Hinchazones Radicales de las vides al 1% y 5% de significación.
- El efecto de las especies vegetales es diferente estadísticamente al efecto del fenamiphos y testigo sin inoculación ni incorporación al 1% y 5% de significación, con excepción del efecto del tomillo.
- El efecto de los tres testigos es diferente estadísticamente tanto al 1% como 5%.
- El efecto de la cebada es igual al efecto de la ruda, raps y mostaza al 5% de significación; al 1% la igualdad incluye al efecto del paico.

- Los mejores tratamientos inoculados para el criterio N° de Hinchazones Radicales fueron **fenamiphos** y **tomillo**.

Cuadro 15: Prueba de Rango Múltiple (Duncan) para N° de juveniles de *Xiphinema index* en 6 litros de sustrato por tratamiento al final del ensayo.

TRATAMIENTO	N° de juveniles de <i>Xiphinema index</i> (en 6 l sustrato)	Nivel de significación	
		5%	1%
MOSTAZA	219	BC	BC
PAICO	497	A	AB
RAPS	534	A	AB
TOMILLO	564	A	AB
CEBADA	477	A	AB
RUDA	446	AB	AB
Fenamiphos (*)	12	C	C
Inoculado sin incorporación (*)	723	A	A
Sin inoculación ni incorporación (*)	0	C	C
CDE: 45,14%	CME: 78.436,57	DSM: 279,79	371,93
	GLE: 63	DSMpm: 327,35	427,72

Nota: Letras iguales dentro de igual columna indica que no hay diferencias significativas entre efectos de tratamientos.

- No hay diferencias entre los efectos de las especies de plantas sobre el N° de Juveniles de *X. index* en el sustrato tanto al 1% como 5%, salvo para el caso de la mostaza.
- El efecto de las especies vegetales es diferente estadísticamente del efecto del fenamiphos y testigo sin inoculación ni incorporación al 1% y 5% de significación, excepto la mostaza.
- El efecto del fenamiphos es igual estadísticamente al obtenido por el testigo sin inoculación ni incorporación, tanto al 1% como 5%.

- El efecto de la cebada es igual estadísticamente al del paico, raps, tomillo y testigo inoculado sin incorporación, al 1% y 5% de significación.
- Los mejores tratamientos inoculados para el criterio N° de juveniles en el sustrato fueron **fenamiphos** y **mostaza**.

Cuadro 16: Prueba de Rango Múltiple (Duncan) para N° de adultos de *Xiphinema index* en 6 litros de sustrato por tratamiento al final del ensayo.

TRATAMIENTO	N° de adultos de <i>Xiphinema index</i> (en 6 l sustrato)	Nivel de significación	
		5%	1%
MOSTAZA	144	B	BC
PAICO	165	B	BC
RAPS	183	B	B
TOMILLO	138	B	BC
CEBADA	223	B	B
RUDA	106	BC	BC
Fenamiphos (*)	6	C	C
Inoculado sin incorporación (*)	521	A	A
Sin inoculación ni incorporación (*)	0	C	C
CDE:	CME:	DSM:	
64,99%	12.837,23	113,19	150,47
	GLE:	DSMpm:	
	63	132,43	173,04

Nota: Letras iguales dentro de igual columna indica que no hay diferencias significativas entre efectos de tratamientos.

- No hay diferencias entre los efectos de las 6 especies de plantas sobre el N° de Adultos de *X. index* en el sustrato tanto al 1% como 5%, observándose la misma tendencia a distinta significación.
- En general, el efecto de las especies vegetales es diferente estadísticamente del efecto del fenamiphos y otros testigos al 5%, no así al 1% de significación.
- El efecto del fenamiphos es igual estadísticamente al obtenido por el testigo sin inoculación ni incorporación, tanto al 1% como 5%, y es igual a varios tratamientos vegetales al 1% de significación.

- El efecto de la cebada es igual estadísticamente al resto de los tratamientos con plantas, al 1% y 5% de significación.
- Los mejores tratamientos inoculados para el criterio N° de adultos en el sustrato fueron **fenamiphos** y **ruda**.

Cuadro 17: Prueba de Rango Múltiple (Duncan) para N° Total de *Xiphinema index* en 6 litros de sustrato por tratamiento al final del ensayo.

TRATAMIENTO	N° total ejemplares de <i>Xiphinema index</i> (en 6 l sustrato)	Nivel de significación	
		5%	1%
MOSTAZA	363	BC	BC
PAICO	662	B	B
RAPS	717	B	B
TOMILLO	702	B	B
CEBADA	700	B	B
RUDA	552	B	B
Fenamiphos (*)	18	C	C
Inoculado sin incorporación (*)	1.245	A	A
Sin inoculación ni incorporación (*)	0	C	C
CDE: 55,58%	CME: 120.632,5	DSM: 346,97	461,24
	GLE: 63	DSMpm: 406,0	530,43

Nota: Letras iguales dentro de igual columna indica que no hay diferencias significativas entre efectos de tratamientos.

- La tendencia de los datos es dominada por el nivel 1% de significación, de modo que al 5% los resultados son idénticos.
- Los efectos de los tratamientos con plantas muestran igualdad estadística al 1% y 5% de significación.
- El efecto del fenamiphos es igual al de la mostaza y testigo sin inoculación ni incorporación, al 1% y 5%.
- El efecto de la cebada es igual al efecto de las otras plantas, pero difiere estadísticamente de los testigos.

- Los mejores tratamientos inoculados para el criterio N° Total de *Xiphinema index* en 6 litros de sustrato fueron **fenamiphos** y **mostaza**.

Cuadro 18: Prueba de Rango Múltiple (Duncan) para N° de nemátodos no fitoparásitos en 6 litros de sustrato por tratamiento al final del ensayo.

TRATAMIENTO	N° de nemátodos no fitoparásitos (por 10 ³)	Nivel de significación	
		5%	1%
MOSTAZA	9,85	B	B
PAICO	22,18	A	AB
RAPS	16,47	AB	AB
TOMILLO	18,11	AB	AB
CEBADA	6,42	B	B
RUDA	27,82	A	A
Fenamiphos (*)	9,18	B	B
Inoculado sin incorporación (*)	9,85	B	B
Sin inoculación ni incorporación (*)	6,64	B	B
CDE: 32,15%	CME: 120,63	DSM: 10,97	14,59
	GLE: 63	DSMpm: 12,83	16,78

Nota: Letras iguales dentro de igual columna indica que no hay diferencias significativas entre efectos de tratamientos.

- La tendencia de los datos es dominada por el nivel 1% de significación, salvo una pequeña variante para los efectos del paico.
- Los efectos del paico, raps, tomillo y ruda son iguales estadísticamente al 1% y 5%, pero sólo paico y ruda difieren de los tratamientos testigos.
- El efecto del fenamiphos es igual al de los otros testigos, así como muestra igualdad con la mostaza, raps y tomillo al 1% y 5%.
- El efecto de la cebada es igual al efecto de las brassicáceas y tomillo, y curiosamente al fenamiphos.

- Los mejores tratamientos inoculados para el criterio N° de nemátodos de vida libre en 6 litros de sustrato fueron **ruda y paico**.