

UNIVERSIDAD AUSTRAL DE CHILE
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA DE AGRONOMIA

**Efecto de la compostación de bulbos de ajo (*Allium sativum*
L.) infestados con *Ditylenchus dipsaci* (Kühn) Filipjev en la
sobrevivencia del nemátodo**

Tesis presentada como parte de los
requisitos para optar al grado de
Licenciado en Agronomía

Javier Andrés Molina Huaquín
VALDIVIA-CHILE

2007

PROFESOR PATROCINANTE

Laura Böhm S.

Ing. Agr.

Facultad de Ciencias Agrarias

PROFESORES INFORMANTES

Luigi Ciampi P.

Ing. Agr. M. Sc. Ph. D

Facultad de Ciencias Agrarias

Ricardo Fuentes P.

Ing. Agr. M. Sc.

Facultad de Ciencias Agrarias

*Dedicada a mis padres
Bernardo y Garibe
y a mis hermanos
Cristian y Sofia*

AGRADECIMIENTOS

Quisiera agradecer a mi profesora patrocinante, la Sra Laura Bhöm Stoffel por su constante apoyo en el desarrollo de esta tesis, tanto en lo educacional como en lo personal. También agradecerles a los profesores colaboradores que ayudaron en mi proceso de titulación.

Agradecer al personal del laboratorio de Nematología y Fitopatología especialmente a Don Ramón por su desinteresado apoyo y ayuda brindada a lo largo de este trabajo.

Agradecer a mis padres; no creo que sea suficiente para expresar lo que un hijo siente cuando sus padres lo apoyan y ayudan para lograr que este sea profesional y tratar que se realice como persona en el ámbito emocional y laboral. Agradecer a mis hermanillos Sofía y Cristian por su apoyo continuo.

A mis verdaderos amigos, que estuvieron ahí para ayudarme en los buenos y malos momentos; a los amigos con los que inicie este camino Ricardo y Pamela los que me ayudaron mucho en los comienzos de esta cruzada y los sigo estimando como antes.

Como olvidar a mi grupo de amigos de la universidad y que siempre los llevare conmigo en mi recuerdo, entre los que se cuentan Fernando, Alejandro, Domingo, Marcelo, Wili, Patricia, Carolina, Karin, Roxana y Marcela con los que compartí mucho en todos estos años. Mención honrosa tienen algunos de estos con los cuales nos quedábamos haciendo "Universidad" después de clase en algún cuchitril por ahí.

Agradecerles a mis amigos conocidos en la pensión de la "Tía Inés", Marcelo y Felipe, por esos carretillos y esos ventaneos a media tarde.

INDICE DE MATERIAS

Capítulo		Página
1	INTRODUCCION	1
2	REVISION BIBLIOGRAFICA	3
2.1	Nemátodos fitoparásitos.	3
2.1.1	Nemátodos ectoparásitos.	3
2.1.2	Nemátodos endoparásitos.	4
2.1.2.1	Nemátodos endoparásitos migratorios.	4
2.1.2.2	Nemátodos sedentarios o no migratorios.	5
2.2	El género <i>Ditylenchus</i> .	5
2.2.1	Características morfológicas del género <i>Ditylenchus</i> .	6
2.2.2	Especies más importantes de este género.	7
2.3	<i>Ditylenchus dipsaci</i> (Kühn) Filipjev.	8
2.3.1	Descripción de <i>Ditylenchus dipsaci</i> .	8
2.3.2	Clasificación taxonómica.	9
2.3.3	Ciclo de vida de <i>Ditylenchus dipsaci</i> .	10
2.3.4	Síntomas y daños producido por <i>D. dipsaci</i> .	12
2.3.4.1	Síntomas de <i>Ditylenchus dipsaci</i> en ajo.	13
2.3.5	Métodos de control de <i>Ditylenchus</i> .	14
2.4	El proceso de compostaje.	16
2.4.1	Principales métodos de compostaje.	17
2.4.1.1	Métodos tradicionales.	17
2.4.1.2	Métodos de compostaje rápido.	18
3	MATERIAL Y MÉTODO	21

3.1	Materiales	21
3.1.1	Material vegetal.	21
3.1.2	Componentes del compost.	21
3.1.2.1	Guano.	21
3.1.2.2	Aserrín.	22
3.1.2.3	Paja.	22
3.1.2.4	Hojas secas.	22
3.1.2.5	Pasto.	22
3.1.3	Material fungible.	22
3.1.3.1	Contenedores plásticos.	22
3.1.3.2	Macetas plásticas.	22
3.1.3.3	Material de laboratorio.	23
3.2	Metodología	23
3.2.1	Preparación del compost.	23
3.2.2	Análisis nematológico de los bulbos de ajo.	25
3.2.3	Evaluación del compost.	25
3.2.3.1	Evaluación química de los sustratos.	26
3.2.3.2	Análisis nematológico.	26
3.2.4	Evaluación con plantas indicadoras.	27
3.2.4.1	Preparación del sustrato y siembra.	27
3.2.4.2	Evaluación nematológico inicial de semillas y plantas.	27
3.2.4.3	Mantenimiento de las macetas.	28
3.2.5	Evaluación directa de <i>D. dipsaci</i> ante extractos de compost.	28
3.2.6	Análisis estadístico realizado al experimento	29
4	PRESENTACION Y DISCUSION DE RESULTADOS	30
4.1	Efecto de la compostación en la sobrevivencia de <i>D. dipsaci</i> .	30
4.1.1	Análisis químico de los sustratos.	34

4.1.2	Análisis de la temperatura en el período compostaje.	35
4.2	Comportamiento <i>in vitro</i> de <i>D. dipsaci</i> ante extractos acuosos de compost.	36
4.2.1	Comparación entre los tratamientos en un mismo período de tiempo.	37
4.2.2	Efecto de la concentración y tiempo de exposición de cada extracto base en la sobrevivencia de <i>D. dipsaci</i>	39
4.2.2.1	Sobrevivencia de <i>D. dipsaci</i> a extractos en CB + aserrín.	40
4.2.2.2	Sobrevivencia de <i>D. dipsaci</i> a extractos de CB+ Paja.	42
4.2.2.3	Sobrevivencia de <i>D. dipsaci</i> a extractos en CB+Hojas.	44
4.3	Efecto de los diferentes sustratos de compostaje en la infestación de <i>D. dipsaci</i> en plantas de ajo y cebolla.	46
4.3.1	Presencia de <i>D. dipsaci</i> en plantas de ciboulette y cebolla desarrolladas sobre los sustratos de compostaje.	46
4.3.2	Distribución de <i>D. dipsaci</i> en los tejidos de plantas de cebolla.	48
4.3.3	Distribución de <i>D. dipsaci</i> en los tejidos de plantas de ciboulette.	49
5	CONCLUSIONES	52
6	RESUMEN SUMMARY	53
7	BIBLIOGRAFIA	57

INDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Razas de <i>Ditylenchus dipsaci</i> , hospederos que afectan la distribución a nivel mundial	9
2	Distribución de los componentes utilizados en cada tratamiento	23
3	Relación volumétrica de los componentes del sustrato de compostaje para cada tratamiento.	24
4	Población inicial (P.i) y final (P.f) de <i>D. dipsaci</i> registrados en los distintos tratamientos de compostación.	30
5	Concentración de nutrientes en de los tratamientos.	34
6	Sobrevivencia (%) de larvas de <i>D. dipsaci</i> ante diferentes extractos de compost comparando los tratamientos a una misma concentración después de 48 horas de exposición.	37
7	Sobrevivencia (%) de larvas de <i>D. dipsaci</i> ante diferentes extractos de compost comparando los tratamientos a una misma concentración después de 72 horas de exposición.	38
8	Sobrevivencia (%) de larvas de <i>D. dipsaci</i> ante diferentes extractos de compost comparando los tratamientos a una misma concentración después de 120 horas de exposición.	39
9	Supervivencia (%) de <i>D. dipsaci</i> ante la exposición a diferentes extractos acuosos de el tratamiento 1 (CB + Aserrin).	40
10	Supervivencia (%) de <i>D. dipsaci</i> ante la exposición a diferentes extractos acuosos de el tratamiento 2 (CB + Paja).	43
11	Supervivencia (%) de <i>D. dipsaci</i> ante la exposición a diferentes extractos acuosos de el tratamiento 3 (CB + Hojas).	45

INDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Ciclo biológico <i>Ditylenchus dipsaci</i> en plantas de ajo	11
2	Efecto de los diferentes tratamientos de compostaje en la población final de nemátodos	33
3	Fluctuaciones de temperatura registradas en los sustratos y ambiente durante el proceso de compostaje	36
4	Supervivencia de <i>D. Dipsaci</i> en diluciones de extractos de CB +	42
5	Supervivencia de <i>D. Dipsaci</i> en diluciones de extracto de CB + paja	44
6	Supervivencia de <i>D. dipsaci</i> en diluciones de extractos de CB + hojas	45
7	Número de individuos de <i>D. dipsaci</i> infestando plantas de cebolla y ciboullette desarrolladas en distintos sustratos compostados	47
8	Distribución porcentual de <i>D. dipsaci</i> en las plantas de cebolla.	48
9	Distribución porcentual de <i>D. dipsaci</i> en las plantas de ciboulette.	50

1 INTRODUCCION

En el mundo se presentan permanentemente diversas enfermedades y plagas que atacan a los cultivos utilizados por el hombre. Dentro de las principales patologías que afectan a las plantas cultivadas se encuentran aquellas causadas por hongos, insectos, bacterias y nemátodos.

Todas las especies cultivadas son afectadas por una o varias especies de nemátodos fitoparásitos. Organismos que constituyen uno de los problemas más graves para la agricultura a nivel mundial. En general, la mayoría de estas especies son polífagas. Además, muchos de ellos poseen estados de resistencia que les permiten sobrevivir en el suelo sin infestar cultivos, como también, persistir en condiciones medioambientales adversas.

Ditylenchus dipsaci, conocido comúnmente como “nemátodo del bulbo y del tallo” es una de las especies más polífagas y comunes presentes a nivel mundial y también en Chile. Es un agente de difícil control puesto que infesta órganos de almacenaje como los bulbos y también puede infestar el sector aéreo de las plantas. Además, presenta capacidad de anhidrobiosis, condición que le permite sobrevivir bajo estrés hídrico y a temperaturas bajas. A lo anterior, se suma el hecho que esta especie requiere normalmente de muy pocos individuos para causar pérdidas económicas importantes en cultivos altamente susceptibles, como por ejemplo ajo y cebolla.

El daño que ocasiona esta especie en el cultivo de ajo y otros hospederos, generalmente está asociada a la utilización de suelos y material vegetal infestado. Una práctica común entre los agricultores es dejar sin cosechar los cultivos de ajo fuertemente infectados o en su defecto quemar, enterrar o compostar éste material.

Considerando que una de las principales características de este nemátodo es su capacidad de entrar en anhidrobiosis, estado que le permite resistir y sobrevivir a

condiciones extremas de sequedad y temperatura, se plantea como hipótesis del presente trabajo que el proceso de compostación no afecta la supervivencia de *Ditylenchus dipsaci*.

La presente investigación tubo como objetivo general:

- Evaluar el efecto de proceso de compostación en la supervivencia de *Ditylenchus dipsaci*.

Objetivos específicos:

- Evaluar el nivel de control sobre *D. dipsaci* que ejerce el compostaje de bulbos de ajo infectados
- Establecer el efecto de la incorporación de tres diferentes componentes de materia seca en la mezcla de compostación sobre la supervivencia del nemátodo.
- Determinar el efecto *in vitro* de los extractos de compost en la supervivencia del nemátodo.

2 REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

Las plantas, al igual que los animales, pueden ser afectadas por diversos tipos de organismos parásitos, entre los que se cuentan los nemátodos. Según BINGEFORS (1982), hay cientos de nemátodos que atacan plantas, aún cuando muchos de ellos están asociados sólo a ciertos hospederos, otros tantos pueden parasitar una diversidad de especies vegetales.

2.1 Nemátodos fitoparásitos.

De acuerdo HOOPER (1972), como nemátodos fitoparásitos se conocen todas aquellas especies que se alimentan de alguna estructura vegetal. Estos organismos presentan como principal característica morfológica un estilete hueco en su cavidad bucal, el que les permite la succión del contenido celular de las plantas (SOUTHEY, 1978).

En general, los nemátodos fitoparásitos se alimentan del sector aéreo o de las raíces y otras estructuras subterráneas de las plantas por ejemplo rizomas, cormos y bulbos (AGRIOS, 1996). Estos organismos presentan diferencias en sus hábitos nutritivos de acuerdo a la especie, siendo algunos sedentarios y otros móviles, alimentándose fuera de los tejidos o entrando a estos para desarrollar su ciclo de vida. De aquí que también se clasifican según su hábito de alimentación, correspondiendo según SOUTHEY (1978) y DROPKIN (1980) a ectoparásitos y endoparásitos migratorios y sedentarios en cada caso.

2.1.1 Nemátodos ectoparásitos. Son clasificados en este grupo aquellas especies que al alimentarse dejan su cuerpo fuera de la planta y solo insertan en el tejido el estilete por el que se alimentan (SASSER, 1989). Son en general móviles, la mayoría se alimenta de raíces por lo que se han tenido que adaptar a estas condiciones desarrollando un estilete más largo y un cuerpo más aguzado (AGRIOS, 1996).

Según MAGUNACELAYA y DAGNINO (1999) los ectoparásitos más primitivos se alimentan sobre las células epidérmicas y solamente acceden a las células meristemáticas a través de su estilete; el autor agrega que su asociación con el hospedero es bastante corta y muy poco especializada.

De acuerdo a DROPKIN (1980) entre los ectoparásitos se encuentran *Trichodorus*, *Paratylenchus* y *Tylenchorhynchus*.

Por otra parte, existe otro grupo que presenta una relación más especializada con su hospedero; Entre estas especies están: *Belonolaimus*, *Hoplolaimus*, *Xiphinema*, *Hemicycliophora* y *Longidorus*, las que se alimentan de tejidos subsuperficiales (DROPKIN, 1980).

Estos presentan estiletes de mayor tamaño para alimentarse de células debajo de la epidermis. Pueden coaccionar con las células del vegetal, desarrollando éstas hipertrofia e hiperplasia (MAGUNACELAYA y DAGNINO, 1999).

2.1.2 Nemátodos endoparásitos. Los que entran en esta clasificación son aquellos que ingresan completamente o solo con la sección anterior de su cuerpo al tejido vegetal, generalmente subterráneo, para alimentarse, madurar y depositar sus huevos. En este grupo se pueden diferenciar dos tipos de hábitos de alimentación que a su vez condicionan el ciclo biológico de las especies, siendo éstos migratorios y sedentarios (DROPKIN, 1980).

2.1.2.1 Nemátodos endoparásitos migratorios. Los individuos de este grupo se mueven permanentemente dentro de la planta en busca de los sitios de alimentación (AGRIOS, 1996). Durante su ciclo de vida pueden salir del tejido para volver a entrar posteriormente en otro lugar distinto, por lo cual el mantener su forma vermiforme favorece así su capacidad de movilización. Estos, generalmente depositan sus huevos en el tejido vegetal y no pierden su forma alargada (SASSER, 1989).

Entre las especies más importantes, de este grupo, a nivel mundial se encuentran, según SASSER (1989), nemátodos migratorios en plantas herbáceas de la parte radical como *Radopholus* y *Pratylenhus*.

Por otra parte, algunas especies de este grupo parasitan preferentemente tejido del sector aéreo, incluyendo bulbos, tallos, hojas, flores y frutos. Dentro de estos nemátodos se puede encontrar *D. dipsaci*, *Aphelenchoides* y *Anguina* (DROPKIN, 1980 y SASSER, 1989).

Como nemátodos migratorios en árboles, según DROPKIN (1980), se pueden encontrar *Rhadinaphelenchus* y *Bursaphelenchus*.

2.1.2.2 Nemátodos sedentarios o no migratorios. Según EVANS *et al.* (1993) estos organismos parecen ser más evolucionados que los migratorios y presenta una mayor interacción con su hospedero. La mayor parte de las especies sedentarias son endoparásitos del tejido subterráneo, cumpliendo todo su ciclo de vida dentro de la planta.

Algunas especies se pueden encontrar parcialmente dentro de las raíces como por ejemplo *Tylenchulus* y *Rotylenchulus* o totalmente dentro de ellas como *Nacobbus*, *Heterodera* y *Meloidogyne* (DROPKIN, 1980).

2.2 El género *Ditylenchus*.

Comprende a varias especies y se encuentra ampliamente distribuido en todo el mundo, correspondiendo por ello a un organismo cosmopolita y que tiene una amplia variedad de hospederos (FERRIS, 2004). Esto les otorga una gran importancia ya que afectan a diversas plantas que son aprovechadas por el hombre, pero tienen la capacidad de parasitar plantas que son consideradas malezas con lo cual se propagan por los campos en forma natural (SOUTHEY, 1978).

Este género, según SOUTHEY (1978) y PLOWRIGHT (2002), tiene estrecha relación con otros dos género de importancia como son *Tylenchus* y *Anguina*. Esto ha

ocasionado que algunas especies sean confundidas de género siendo calificadas algunas veces en uno y otras veces, en otro.

Existen características comunes que tiene el género *Ditylenchus* con los otros dos géneros mencionados anteriormente. Según CHRISTIE (1974), HUSSEY y GRUNDLER (1998), la principal característica de *D. dipsaci* es que presenta una alta sobrevivencia en algunos estados larvarios ante la sequedad y permanecen viables por varios años.

DROPKIN (1980), afirma que el género *Ditylenchus* cuenta con unas 80 especies, en general la longitud corporal va entre 1,5 - 2,0 mm; la cutícula está finamente estriada y la región labial está libre de anillos.

PROWRIGHT *et al.* (2002) afirman que el género presenta una gran cantidad de especies entre las que se encuentran, *D. destructor* Thorne, *D. angustus* (Butler) Filipjev y *D. dipsaci* (Kuhn) Filipjev. Además, se encuentran razas dentro de los géneros correspondiendo a individuos especializados en diferentes cultivos y que solo pueden ser diferenciado mediante técnicas avanzadas de identificación genética.

Hoy en día se conocen 81 especies de *Ditylenchus*, las que presenta una alta cantidad de semejanzas morfológicas y que dificultan la identificación de cada una de estas especies. (MAGUNACELAYA y DAGNINO, 1999).

Lo anterior es compartido con ESCUER (1998) y PROWRIGHT *et al.* (2002) quienes se refieren a que es muy difícil la diferenciación de las especies de *Ditylenchus* y que la primera aproximación a la identificación de un individuo debe ser morfológicamente, esto también debe ir acompañado con una descripción del sitio de colecta y la zona de la planta donde se encuentra el organismo.

2.2.1 Características morfológicas del género *Ditylenchus*. Los individuos del género *Ditylenchus* presentan un cuerpo siempre vermiforme, de aproximadamente 1,2 a 1,4 mm de longitud en el estado adulto, además la región labial está poco esclerosada (EVANS *et al.*, 1993). FERRIS (2004) y MAGUNACELAYA y DAGNINO

(1999) agregan que poseen un estilete débil de 7 a 10 μ de longitud y en las especies fitoparasitas el cono y la columna son de igual tamaño mientras que en las especies micófagas el cono es más corto que la columna. Además, presenta el típico esófago de los Tylenchidos. La glándula dorsal del esófago desemboca en el lumen, antes del bulbo medio. El procorpus y el bulbo medio están diferenciados, el bulbo terminal es más grande que el bulbo medio, este último con válvula. El bulbo basal generalmente no se superpone.

Según HOOPER (1972), ambos sexos son vermiformes, la cutícula es marcada por estriaciones transversales y la zona lateral posee de 4 a 6 incisiones. Presenta deiridios inconspicuos y fasmidios raramente visibles. La región labial se encuentra relativamente aplastada y muestra continuidad alrededor de la mayoría del contorno del cuerpo, con muy fina anulaciones que no son fáciles de ver en el microscopio de luz.

Las hembras en general presentan una gónada y un saco post uterino rudimentario; Los machos presentan una bursa subterminal. La cola, en este género, es elongada y subcilíndrica a filiforme, el campo lateral es de 4 a 6 líneas longitudinales (MAGUNACELAYA y DAGNINO, 1999).

Tanto HOOPER (1972), SOUTHEY (1978) como MAGUNACELAYA y DAGNINO (1999) señalan que las principales características que se deben utilizar para identificar especies dentro de este género son: el número de líneas laterales, la longitud del estilete, la ubicación de la vulva respecto a la longitud del cuerpo, la longitud del ovario posterior u ovario rudimentario, longitud de las espículas, la presencia y tamaño de la bursa en los machos y la forma de la cola. Estos caracteres son normalmente difíciles de identificar en individuos viejos y hembras grávidas.

2.2.2 Especies más importantes del género *Ditylenchus*. Según AGRIOS (1996), MAGUNACELAYA y DAGNINO (1999), PLOWRIGHT *et al.* (2002) y SASSER (1989), las especies más importantes del género *Ditylenchus* en las zonas de clima templado son: *D. dipsaci* conocido como “el nematodo de los tallo y del bulbo” y que infecta a una amplia gama de cultivos, *D. destructor* que infecta tubérculos, *D. radícicola* que

produce las agallas de la cebada, *D. angustus* que causa graves daños en arroz, *D. myceliophagus* que ataca cultivos de hongos y *D. phyllobius* utilizado para controlar malezas.

2.3 *Ditylenchus dipsaci* (Kühn) Filipjev

Conocido como el nemátodo del bulbo y del tallo, es según BRUNA y GUIÑEZ (1980), uno de los más agresivos y dañinos de las regiones templadas.

Según HOOPER (1972) esta especie fue descrita por primera vez por Kühn en 1857, en cardo (*Dipsacus fullonum* L.), y su denominación taxonómica hace referencia al nombre del hospedero del cual se encontró.

Es un endoparásito migratorio que se alimenta sobre el tejido parenquimático en tallos y bulbos causando el quiebre de la lámela media de las paredes celulares (SOUTHEY, 1978).

2.3.1 Descripción de *Ditylenchus dipsaci*. De acuerdo a las descripciones de la especies dadas por HOOPER (1972), FERRIS, (2004) y MAGUNACELAYA y DAGNINO, (1999), es un nemátodo filiforme de aproximadamente 1,4 mm de longitud, con un diámetro que varía entre 36 a 40 μ . Presenta un estilete bucal muy pequeño, de 10 a 12 μ de longitud; la región labial no presenta estrías. Posee cuatro líneas laterales y el esófago no se sobrepone al intestino; sus deiridios son pequeños, la cola es conoide alargada de final agudo o subagudo. La vulva se ubica posteriormente, el ovario es simple y extendido y ocasionalmente con 1 o 2 flexiones. La bursa envuelve entre 1/3 a 1/4 de la cola del macho (HOOPER (1972), FERRIS, (2004), MAGUNACELAYA y DAGNINO, (1999)).

En cuanto a las características en sus diferentes estados de desarrollo el huevo tiene una longitud de 70 a 100 μ de largo y 30 a 40 μ de ancho. Según MAGUNACELAYA y DAGNINO (1999) y HOOPER (1972), puede ser una de las formas de sobrevivencia en los campos ante la presencia de condiciones adversas. La larva que eclosiona del huevo (J2) mide 0,3 mm, y sufre rápidos cambios cuticulares

que la llevan al estado de juvenil 4. En éste último, el primordio genital aparece en la mitad del cuerpo.

2.3.2 Clasificación taxonómica. Este nemátodo se clasifica según DROPKIN, (1980) dentro del Phylum Nematoda, Orden Tylenchida, Suborden Tylenchina, Superfamilia Tylenchoidea, Familia Tylenchidae, Genero *Ditylenchus*, especie *D. dipsaci*.

CUADRO 1 Razas de *Ditylenchus dipsaci*, hospederos que afectan y su distribución a nivel mundial.

Raza (denominación)	Hospedero	Distribución
Cardo	Frutilla, pepinillo, poroto	Europa, USA, Argelia
Centeno	Centeno, avena, maíz betarraga, girasol, poroto, arveja, pepinillo, cebolla, tabaco	Europa y Rusia
Avena	Avena	Europa
Tabaco	Tabaco y haba	Europa y Rusia
Frutilla	Frutilla, arveja, cebolla, ajo, alfalfa, apio y pepinillo	Europa, Rusia, Irán, Canadá, Perú, USA
Trébol rosado	Trébol rosado , poroto, frambuesa, pepinillo	Europa, Rusia y Canadá
Alfalfa	Alfalfa, Melilotus, trébol, poroto	Europa, Perú, Argentina; Chile, Brasil, Canadá USA, México, Sudáfrica, Iraq, Australia, Nueva Zelanda
Jacinto	Jacinto, cebolla y frutillas	Europa, Rusia, Canadá y USA
Narciso	Flores , cebolla	Europa
Tulipán	Tulipán, narciso, cebolla, avena, poroto	Holanda, U.K. Alemania
Avena	Avena, frutilla, arveja	Sur de Alemania
Ajo cebolla	Ajo, cebolla y alfalfa	mundial

FUENTE: MAGUNACELAYA y DAGNINO (1999)

Según EVANS *et al.* (2003) la especie presenta cerca de 20 razas biológicas las cuales se diferencian por su preferencia de hospederos (Cuadro 1) ya que en cuanto a

su morfología estas son difícilmente distinguibles, con la excepción de la denominada “raza del haba” cuya longitud corporal es mayor (PROWRIGHT *et al* , 2002). Esto también es compartido con MAGUNACELAYA y DAGNINO (1999), quien define el término raza como una población de nemátodos morfológicamente idéntica a otras, pero que difieren en cuanto a los hospederos que pueden atacar.

Según FERRIS (2004), en *D. dipsaci* las razas o biotipos son bastante similares morfológicamente, terminando la región glandular de esófago con el intestino, teniendo un estilete corto y no más de 1 a 1,3 mm de longitud.

2.3.3 Ciclo de vida de *Ditylenchus dipsaci*. Según POTTER Y OLTTHOF (1993) *D. dipsaci* es un parásito interno o endoparásito que se puede encontrar en tallos, hojas y bulbos. Cumple su ciclo biológico dentro del hospedero y solo sale al suelo cuando las condiciones son adversas. De acuerdo a GRIFFITH *et al.* (1999) la reproducción ocurre durante todo el año; sin embargo, se detiene con temperaturas extremadamente altas y bajas. Para que se cumpla el ciclo se requiere de una lámina de agua en la superficie del tejido.

DROPKIN (1980), afirma que este patógeno se desarrolla a una temperatura que se encuentra alrededor de los 15° C y que es la óptima para su desarrollo. A esta temperatura y en presencia de hospederos susceptibles, su ciclo de vida se cumple unas tres semanas. Al respecto, HOOPER (1972), afirma que el nemátodo se demorará entre 19 a 23 días en completar su ciclo.

AGRIOS (1996) al igual que HOOPER (1972), SOUTHEY (1978) y FERRIS (2004), afirman que las hembras de *D. dipsaci* pueden oviponer hasta 500 huevos y pueden vivir entre 45 a 72 días. La primera muda cuticular se produce dentro del huevo y después de eclosionar la larva II o juvenil de segundo estado (JII), se produce la segunda y tercera muda, desarrollándose un pre-adulto o larva infectiva (Figura1). Ésta puede resistir condiciones medioambientales adversas y entrar al hospedero produciendo la infección. Posteriormente, se realiza la cuarta muda de la cual se desarrollan los adultos. Las hembras que son fecundadas pueden empezar la postura, la cual continúa durante todo el año.

D. dipsaci presenta una gran capacidad de sobrevivencia y normalmente es fácilmente diseminado en los cultivos (FERRIS, 2004). En general, se dispersa como juvenil de cuarto estado o JIV en semillas o partes vegetales, por el agua de riego, el viento adherido al material vegetal o al suelo y en herramientas y maquinarias (MAGUNACELAYA y DAGNINO, 1999).

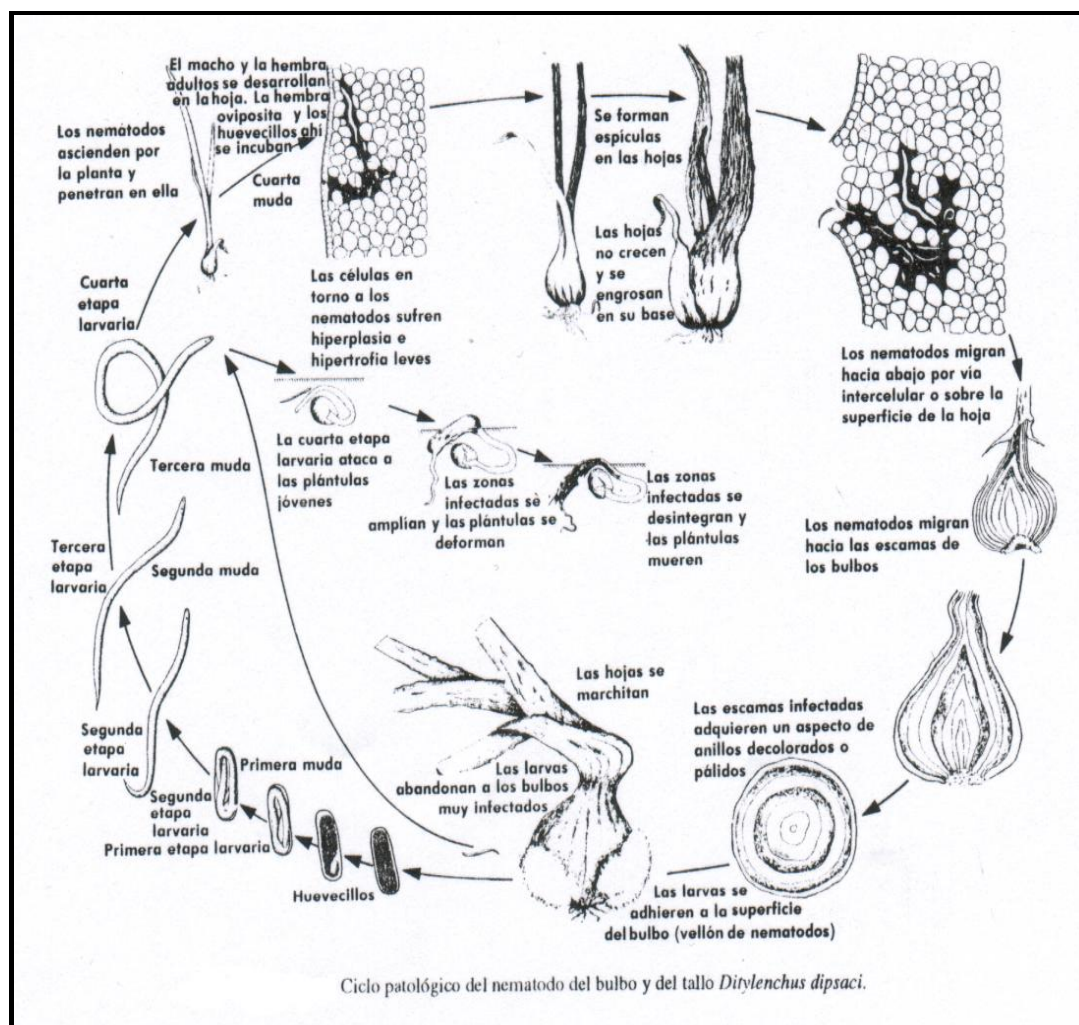


FIGURA 1 Ciclo biológico *Ditylenchus dipsaci* en plantas de ajo

FUENTE: AGRIOS (1996)

Como señalan HOOPER (1972) y PLOWRIGHT *et al.* (2002), el estado JIV puede soportar la desecación por un largo periodo de tiempo y sobrevivir en el suelo

en ausencia de hospederos. También puede sobrevivir en restos vegetales que hayan quedado después de la cosecha, en plantas voluntarias y en malezas que, en general, tardan poco tiempo en colonizar las áreas que están despobladas de vegetación (MAGUNACELAYA y DAGNINO, 1999).

Cuando el follaje comienza a secarse, los nemátodos tienden a reunirse y forman las denominadas “lanas nematológicas” que básicamente son estados de anhidrobiosis (MILANO y McINTYRE, 2001). Estos pueden encontrarse en tejidos y semillas de plantas altamente infectadas por el ataque de *Ditylenchus* (HOOPER, 1972).

2.3.4 Síntomas y daños producido por *D. dipsaci*. Según POTTER y OLTHOF, (1993), este nemátodo invade todas las células parenquimatosas, con excepción de los tejidos que se encuentran en la zona radical de la planta.

HUSSEY y GRUNDLER (1998) indican que las secreciones liberadas por el nemátodo provienen de la glándula paringeal. Estas pasan, a través del estilete, al tejido para obtener los nutrientes que contiene la célula, con el objetivo de obtener una predigestión del tejido celular.

DROPKIN (1980), afirma que las enzimas que libera el nemátodo para separar la lámina media son pectinasas. Las células se separan y se introduce aire dentro del espacio intercelular. El citoplasma es destruido y las células colapsan.

AGRIOS (1996) comparte la afirmación postulando que *D. dipsaci* se alimenta de células parenquimatosas de la corteza. Puede penetrar por estomas o directamente a tejidos foliares a través de su base. Las células que se encuentran cerca de la cabeza del nemátodo pierden su contenido celular y las que están alrededor de su cuerpo se hinchan y multiplican velozmente.

Tanto CHRISTIE (1974) como EVANS *et al.* (1993) mencionan que las lesiones varían dentro de los diferentes hospederos. En avena y centeno se producen un número excesivo de brotes anormalmente cortos. Otras lesiones aparecen en la vaina

y las hojas que toman formas esponjosas o tumefactas. Los tallos se forman torcidos y deformados. En narciso se presentan zonas donde la hoja se deforma y decolora.

En papa *D. dipsaci* penetra más profundamente que *D. destructor*, que produce la pudrición de la papa, y su daño es más amplio. En los bulbos de narciso los nemátodos tienden a concentrarse en una escama hasta que ésta se destruye. Sin embargo, esto no es una regla y puede variar según el caso. En alfalfa se alimentan de la porción basal de la planta y en plantas jóvenes pueden provocar que se mueran los renuevos (CHRISTIE , 1974; MILANO. y McINTYRE, 2001) .

2.3.4.1 Síntomas de *Ditylenchus dipsaci* en ajo. Según BRUNA y GUIÑEZ (1980), AGRIOS (1996) y FERRIS (2004) inicialmente el nemátodo causa en ajo la inhibición de crecimiento longitudinal de los tallos, los que posteriormente presentan excesivas irregularidades, curvatura e hinchamiento, crecimiento en espiral, raquitismo y necrosis. En campo se aprecian plantas de poco vigor y con una fuerte clorosis. De acuerdo MAGUNACELAYA y DAGNINO, (1999) causan ramaleo es decir se originan varios tallos falsos de un mismo bulbo. Se produce un escaso desarrollo del sistema radical y la planta puede morir.

DIEKMANN (1997) y FERRIS (2004) señalan que en los casos de ataques tardíos las hojas pueden tornarse amarillentas, el grado de raquitismo es menor y el bulbo aparece mucho más liviano. La base de los bulbos aparece dañadas y pueden presentar una necrosis. Como indican INSUNZA y VALENZUELA (1995) en algunos casos este patógeno puede pasar inadvertido no mostrando síntomas visibles.

De acuerdo a DIEKMANN (1997) y MAGUNACELAYA y DAGNINO (1999), la infestación en plantas jóvenes de ajo se inicia directamente a través de la epidermis, mientras que en plantas más maduras *D. dipsaci* entra por la base del bulbo, donde se originan las raíces o incluso directamente por estomas en periodos de alta humedad cuando se desarrolla una película de agua sobre la planta; en estos casos el nemátodo puede trepar por ésta y entrar a la planta.

Otro síntoma en ajos altamente infestados por *D. dipsaci* es que se separan los bulbillos, especialmente cuando el ataque ocurre a nivel del disco basal del bulbo. Efecto que deriva en una pérdida de rendimiento en el cultivo (MAGUNACELAYA y DAGNINO, 1999).

Según BRUNA y GUIÑEZ (1980) los principales síntomas que presenta *D. dipsaci* en ajo y cebolla son en el sector aéreo, donde se puede observar muerte total o parcial de plántulas, ejemplares con crecimiento reducido, regiones necróticas de las hojas, tallos engrosados, acortados y blandos. Las hojas en vez de salir en forma alternada emergen desde un punto en común. Además, al final del periodo vegetativo el cuello se dobla y la planta se seca por completo.

BRUNA y GUIÑEZ, (1980) indican que en bulbos se presentan deformaciones y ruptura de sus túnicas externas en sentido longitudinal. La base se puede presentar carcomida o roída con el consiguiente desprendimiento de dientes que fue mencionado anteriormente y puede provocarse que se separe la parte aérea del bulbo si se tira con la mano.

2.3.5 Métodos de control de *Ditylenchus*. Según MAGUNACELAYA y DAGNINO (1999) el efecto que puede ocasionar *D. dipsaci* cuando se encuentra en el bulbo semilla es mayor al que produciría un ataque de nematodos desde el suelo.

Según DROPKIN (1980) y AGRIOS (1996), los métodos de control para este nemátodo deberían ser principalmente preventivos, con desinfecciones de los bulbos, la semilla u otro material de propagación dependiendo de la especie vegetal. Además, las rotaciones largas evitando cultivos susceptibles al nemátodo son también recomendadas habitualmente.

Una adecuada revisión de la semilla, para evitar la inoculación y dispersión a zonas libres del patógeno, se presenta como la primera alternativa de control (y (AGRIOS, 1996; MAGUNACELAYA y DAGNINO, 1999).

La utilización de semilla sana y el cultivar en zonas libres del patógeno son las medidas más eficaces para proteger el cultivo de ajo del ataque de *D. dipsaci* (GUIÑEZ, 1991). Esto es de vital importancia ya que el patógeno inverna también en los bulbos y semillas infectadas (AGRIOS, 1996).

HOOPER (1972) indica que la utilización de tratamientos con agua caliente a la semilla o al bulbo es una técnica que se ocupa para el control de este nemátodo, especialmente en narciso. Inmersiones en agua con una temperatura de 44 a 45° C, durante tres horas han demostrado ser efectivos. Un beneficio mayor se puede tener si se agrega algún fungicida químico al agua caliente.

Según AGRIOS (1996), la desinfección se debe realizar a 46° C por una hora. También pueden eliminarse los nemátodos de los bulbos si estos se someten a un tratamiento con bromuro de metilo durante 24 h a 24° C.

La inmersión de los dientes que van a ser ocupados como semilla, en un macerado de ajo es otra técnica muy utilizada según GUIÑEZ (1991). Puede ser útil cuando no se cuente con productos químicos y se pueden utilizar los ajos que son destinados a desecho.

La desinfección química de los bulbos de ajos, según GUIÑEZ (1991) es una buena alternativa para el control de el nemátodo del tallo y bulbo, con lo cual se aumenta significativamente la producción de semilla sana, tanto tratamientos que se pueden aplicar al suelo como a la semilla.

Según AGRIOS (1996) y TENENTE (1996) muchas veces el proceso de desinfección del bulbo no es efectivo, porque el nemátodo se encuentra al interior de éste o se encuentra en estado de anhidrobiosis, presentando una mayor resistencia ante los tratamientos químicos o físicos.

Un análisis nematológico del suelo donde se va a establecer la plantación de ajo y una rotación de cultivo especialmente cuando se conoce la raza de *D. dipsaci* presente aparece como una alternativa adecuada de utilizar (MAGUNACELAYA y DAGNINO, 1999).

Una rotación de 3 a 4 años con cultivos no susceptibles sería recomendable según HOOPER (1972) y AGRIOS (1996). Esto también depende de la raza de *D. dipsaci* que se trate de controlar, de la cantidad de malezas y de hospederos que se puedan encontrar en la zona que se cultivará.

Según AGRIOS (1996), el cultivo de espinaca, de zanahorias, de papa y de lechugas pueden ser buenas opciones a para la rotación con siembras de ajo por 2 a 3 años.

Quemar rastrojos de cultivos anteriores y realizar un control de malezas adecuado para evitar posibles ataques del nemátodo ya que algunas de éstas actúan como hospedero secundarios (MAGUNACELAYA y DAGNINO, 1999).

La utilización de variedades resistentes, va a depender nuevamente de la raza presente. . Según HOOPER (1972) y EVANS *et al.* (1993) hay variedades de leguminosas y cereales que han sido creadas para resistir el ataque de *D. dipsaci*.

La desinfección del suelo, aunque efectiva, no es una alternativa viable económicamente (HOOPER, 1972). Sin embargo, puede utilizarse desinfectando el suelo en otoño mediante un tratamiento a los surcos de la plantación y realizar un seguimiento con aplicaciones después de la plantación.

2.4 El proceso de compostaje.

Una de las definiciones más aceptadas del término es "la descomposición biológica aeróbica de residuos orgánicos bajo condiciones controladas" (CHILE, CORPORACION DE INVESTIGACIÓN TECNOLÓGICA DE CHILE (INTEC), 1999).

Según CHILE, COMISIÓN NACIONAL DEL MEDIO AMBIENTE (CONAMA) (2005) el compostaje corresponde a la descomposición o transformación controlada de materia orgánica. El resultado de este proceso sobre los residuos orgánicos domésticos y los de jardín es el compost o humus, un acondicionador oscuro del suelo rico en nutrientes.

De acuerdo a MISRA Y ROY (2002), el crecimiento de la población humana implica cada vez mayor degradación de los ecosistemas por el mal uso de fertilizantes inorgánicos y contaminación atmosférica. Esto ha llevado a desarrollar el interés por procesos de aprovechamiento de los residuos que se liberan del proceso agrícola, así como su reintegración al sistema productivo.

El compostaje es una técnica tradicionalmente utilizada por los agricultores, la cual consiste básicamente en el apilamiento de los residuos de la casa, huertas, excrementos animales y restos de cosecha con el objetivo que estos se descompongan y sean aprovechables como abono (INTEC, 1999).

En general, el compostaje es un proceso lento cuyo principal objetivo es la descomposición de los productos vegetales. También que se asegure que el producto va a estar libre de patógenos y enfermedades (INTEC, 1999).

Según COMPOST CHILE (2007) y EMISIÓN (s.f.) este proceso, consiste básicamente en la descomposición biológica de materiales orgánicos, bajo condiciones controladas de temperatura y humedad. Se realiza bajo un régimen aeróbico y donde también ejerce una fuerte influencia la temperatura.

El compostaje es un proceso aeróbico que combina fases mesófilas (15 a 45 ° C) y termófilas (45 a 70 ° C) para conseguir la transformación de un residuo orgánico en un producto que sea capaz de ser aplicable al suelo como abono (INTEC, 1999).

2.4.1 Principales métodos de compostaje. Dentro de los sistemas de compostaje según MISRA y ROY (2002), se pueden presentar principalmente dos sistemas: el primero sería el método tradicional y el segundo un método de descomposición rápido.

2.4.1.1 Métodos tradicionales. Estos implican el amontonamiento del material en pilas u agujeros, con el fin que se descomponga en un período largo con poca agitación y sin mucho manejo (INTEC, 1999).

Entre los principales métodos que se pueden mencionar están los que funcionan a base de una descomposición anaeróbica como el “Indian Bangalore Method” y el “Passive composting of manure piles”, métodos que son en base a una descomposición aeróbica a través de una aireación pasiva. Dentro de estos se encuentra el “Indian Indore Method” y el “Chinese rural composting” y métodos de compostaje a gran escala con aireación pasiva se puede hacer con métodos como el “Windrow composting” (MISRA y ROY, 2002).

2.4.1.2 Métodos de compostaje rápido. En general para un proceso normal de compostaje se demora entre 4 a 8 meses, los métodos de compostaje rápido logran reducir este período a alrededor de 3 - 4 semanas (MISRA y ROY, 2002; COMPOST CHILE, 2007).

Hay una serie de metodologías que tienen en común estos métodos rápidos, las cuales incluyen un picado y frecuentes vueltas que se le realizan a la pila. La utilización de químicos activadores de nitrógeno, la utilización de gusanos, cultivos celulares y la utilización de microorganismos efectivos también ayudan a disminuir el tiempo que se demora este proceso (MISRA y ROY, 2002; COMPOST CHILE, 2007).

La aireación forzada es otro punto que se emplea en esta serie de métodos que producen un proceso más rápido (AVENDAÑO, 2003).

De acuerdo a MISRA y ROY (2002) uno de los métodos que disminuyen el tiempo de compostaje de residuos orgánicos es el “Berkley rapid composting method”, el cual puede ser realizado entre dos a tres semanas; sin embargo, esto sólo se logra si se tiene la precaución de cuidar los factores esenciales para que se produzca el proceso correctamente (MISRA y ROY, 2002).

Dentro de estos factores se cuentan que el material que se va a compostar debe estar trozado en pedazos que posean un tamaño que se encuentre entre 2,5 a 3,8 cm. Sin embargo, los tejidos suaves y succulentos no necesitan cortarse en pequeñas partes, porque esto provoca que una descomposición demasiado acelerada.

Tejidos más duros y leñosos deben ser seccionados para que se acelere la descomposición (RICHARD y TRAUTMANN, 2005).

De acuerdo a BROCK y MADIGAN, (1991) otro factor que influye dentro de este método es que la relación carbono nitrógeno debe ser de 30:1, lo cual se logra mezclando iguales volúmenes de tejido vegetal con material seco. El material verde puede corresponder a pasto cortado, flores viejas, restos de poda de brotes, malezas, restos de frutas y vegetales y desperdicios frescos.

Con respecto al material seco que puede ser usado dentro de este método se cuenta tejido vegetal muerto, hojas caídas, pasto seco o heno, residuos de cosecha de cereales, paja y restos de poda (MISRA y ROY (2002) y AVENDAÑO (2003)).

Los mismos autores antes señalados indican que existen materiales que no deben agregarse a la pila de compostación; entre ellos destacan suelo, ceniza, y estiércol de animales carnívoros. Si se puede utilizar estiércol proveniente de conejos, cabras, ganado, caballos, elefantes o gallinas (MISRA y ROY, 2002).

QUEZADA (2006) indica que si aumenta demasiado la humedad en la pila de compostación, se producirá una descomposición demasiado lenta, o en su defecto, ésta no se desarrolle uniformemente en todos los sectores de la pila. Por otra parte, el mismo autor indica que cuando la humedad es demasiado baja el proceso de compostación se vuelve muy lento.

El calor es un factor importante durante el método de compostaje rápido. Este es suministrado por la respiración de los microorganismos mientras que estos degradan los materiales orgánicos de la pila. Para prevenir la pérdida de calor se requiere que la pila tenga un tamaño adecuado, el cual se encuentra alrededor de los 232 cm² (CONAMA, 2005; CENTRO UNIVERSITARIO INTERNACIONAL EUROPA-LATINOAMERICA DE INVESTIGACIÓN Y FORMACIÓN EN CIENCIAS AMBIENTALES (EULA), 2006).

De acuerdo a MISRA y ROY (2002), el calor se puede concentrar en mejor forma si el compostaje es realizado en contenedores plásticos que en pilas abiertas, además el proceso es más aseado. Para este efecto se recomienda la utilización de contenedores que no tengan mas de 36 pulgadas cúbicas.

3 MATERIAL Y MÉTODO

El presente trabajo consistió en su aspecto general en evaluar el efecto que tiene el compostaje de bulbos de ajo infestados con *D. dipsaci* en la sobrevivencia del nemátodo.

3.1 Materiales.

La presente investigación se desarrollo en dependencias del Laboratorio de Nematología de la Universidad Austral de Chile y los invernaderos del Instituto de Producción y Sanidad Vegetal de la Facultad de Ciencias Agrarias en el Campus Isla Teja. Este ensayo se inicio en agosto de 2004 y se utilizaron diversos materiales biológicos y materiales fungibles de laboratorio, los cuales se detallan a continuación.

3.1.1 Material vegetal. En el ensayo se utilizaron aproximadamente 10 kg de bulbos de ajo común (*Allium sativum* L.) infestados con *Ditylenchus dipsaci*, cosechados en el mes de abril del año 2004 y mantenidos en bodegas de la Estación Experimental Santa Rosa.

Para el ensayo de sobrevivencia del nemátodo se utilizaron tres sobres de semillas de cebolla (*Allium cepa* L.) variedad Valenciana.

Además se emplearon 144 plantas de ciboulette (*Allium schoenoprasum* L) cultivadas en maceta y obtenidas de un particular de la zona.

3.1.2 Componentes del compost. El proceso de compostación de los bulbos de ajo se realizó en base a tres tratamientos, los cuales se diferenciaron según los componentes utilizados, los que se describen a continuación.

3.1.2.1 Guano. Se utilizaron aproximadamente 39,5 kilogramos de guano, el cual se obtuvo en la Estación Experimental Santa Rosa desde una pila de acumulación

ubicada cerca de la lechería del predio, a un costado de las terneras. Este material se encontraba constituido básicamente por excrementos bovinos con un porcentaje aproximado de 10% de paja.

3.1.2.2 Aserrín. Se utilizaron 11,2 kg de aserrín de leña nativa, acumulado por 5 a 6 meses en una pila mantenida al aire libre y bajo sombra, por lo cual ya presentaba un cierto estado de degradación de los tejidos más duros.

3.1.2.3 Paja. Esta se obtuvo de un fardo de pasto seco cosechado en las praderas de la Estación Experimental Santa Rosa y que se encontraba almacenado en las terneras. Para el experimento se utilizó 3,3 kg de este material.

3.1.2.4 Hojas secas. Se utilizaron aproximadamente 7,0 kg de hojas las que se obtuvieron de una pila de acumulación de un jardín doméstico, instalada en el mes de julio de 2004 y estaba constituida principalmente por hojas de canelo (*Drimys winteri*) (20%), arrayán (*Luma apiculata*) (20%), ulmo (*Eucryphia cordifolia*) (30%), cerezo de flor (*Prunus laurocerasus*) (15%) y maitén (*Maytenus boaria*) (15%).

3.1.2.5 Pasto. Se utilizaron 22,5 kg de pasto fresco los que se obtuvieron recolectando los residuos frescos que generan la mantención de los jardines del Campus Isla Teja de la Universidad Austral de Chile.

3.1.3 Material fungible. Se requirió de una serie de materiales para procesar, contener, medir y evaluar el experimento.

3.1.3.1 Contenedores plásticos. Se utilizaron nueve contenedores plásticos de 30 L de capacidad, de color negro, con una altura de 45 cm, un diámetro basal de 28 cm y un diámetro superior de 33 cm.

3.1.3.2 Macetas plásticas. En el ensayo se emplearon 48 macetas plásticas de color blanco de 0,5 L de capacidad y que tenían una altura de 8 cm, un diámetro basal de 9 cm y un diámetro superior de 12 cm.

3.1.3.3 Material de laboratorio. Durante este ensayo se requirieron cubreobjetos, portaobjetos, pinzas, bisturí, placas Petri, vasos de precipitados, matraz Elermeyer de 2 L y pipetas de 5 y 10 mL.

Dentro de los equipos utilizados se encuentran balanzas, lupas, microscopios, procesadora Moulinex, refrigerador, termómetros de suelo y de máxima y mínima. Además se necesitaron otros materiales usados en las distintas etapas del ensayo, como son: baldes, bandejas plásticas, bolsas de plástico negras, cinta adhesiva, jarros de 1L, lápices marcadores, palas, pié de metro, regla, tijeras, sacos.

3.2 Metodología

La metodología seguida en el desarrollo de este experimento consta de dos partes: primero la elaboración del compost y posteriormente la evaluación de éste para determinar la supervivencia de los nemátodos en cada uno de los tratamientos.

3.2.1 Preparación del compost. Este se elaboró con tres componentes de base: bulbos de ajo infestados con *D. dipsaci*, guano de lechería y pasto fresco; a éstos se agregó un componente variable de acuerdo a los tratamientos, siendo éste: aserrín, hojas secas o paja (Cuadro 2).

Cada componente se incorporó en una cantidad volumétrica, calculada de tal forma que la proporción de componentes secos y húmedos sea de 50:50, de acuerdo al detalle indicado en el Cuadro 3.

Cuadro 2 Distribución de los componentes utilizados en cada tratamiento

Componentes	Tratamientos		
	(T1) CB + Aserrín	(T2) CB + Paja	(T3) CB + Hojas
Bulbos de ajo	+	+	+
Guano	+	+	+
Pasto	+	+	+
Hojas	-	-	+
Paja	-	+	-
Aserrín	+	-	-

* un signo + o – simbolizan los elementos agregados o no a cada sustrato.

Cada componente se midió volumétricamente, utilizando jarros plásticos de 1L, depositando la cantidad a utilizar en una fuente de 80 L en la cual se mezclaron con una pala, para luego depositar la mezcla en el contenedor de plástico negro de 30 L de capacidad.

Para evitar pérdidas de humedad y temperatura durante el proceso de compostación, inmediatamente después de depositar la mezcla los contenedores se cubrieron con una bolsa de plástico negro y cerraron con la tapa del mismo contenedor.

Para cada tratamiento se prepararon tres contenedores, debidamente identificados, correspondiendo cada uno de ellos a una repetición. Estos se ubicaron sobre un mesón en un invernadero frío, donde permanecieron durante 6 meses.

En el transcurso de este tiempo se registró semanalmente la temperatura que alcanzaba el sustrato de compostaje de cada contenedor. Para ello se introdujo en la mitad de la pila un termómetro de suelo de 20 cm de longitud, proceso que se realizó durante las horas de la mañana.

CUADRO 3 Relación volumétrica de los componentes del sustrato de compostaje para cada tratamiento

COMPONENTES	T1		T2		T3	
	Volumen (L)	Peso (g)	Volumen (L)	Peso (g)	Volumen (L)	Peso (g)
Ajo	4	2751,8	4	2751,8	4	2751,8
Guano	8	3372,6	8	3372,6	8	3372,6
Pasto	8	1562,0	8	1562,0	8	1562,0
Hojas	-	-	-	-	8	1394,8
Paja	-	-	8	170,8	-	-
Aserrín	8	2797,6	-	-	-	-

Cada dos semanas se revolvió la pila de compostaje de cada contenedor, lo cual se realizó volteando su contenido de en un recipiente limpio para volver a depositarlo en el contenedor inicial.

En el caso que se observaba pérdida de humedad en el material de compostaje, se procedía a aplicar agua hasta empapar completamente el compost sin dejar que se acumule en la superficie

3.2.2 Análisis nematológico de los bulbos de ajo. Del total de bulbos de ajo disponibles para el ensayo se tomaron al azar tres muestras de 10 bulbos. Estos se analizaron, sin eliminar ningún residuo de tejido para conocer el nivel de infestación de *D. dipsaci*.

Cada muestra se pesó y se procesó en una picadora Moulinex incorporando agua corriente hasta cubrirla levemente. Luego de picar finamente el tejido, pero sin moler, éste se lavó sobre un set de tamices de 210, 53 y 44 micras, aplicando agua a presión durante aproximadamente 10 minutos para arrastrar a los nemátodos hacia los tamices inferiores. El residuo obtenido de los dos tamices inferiores se recuperó en vasos de precipitado con una cantidad de agua conocida, y después de homogenizar se tomaron las muestras para contabilizar los individuos de *D. dipsaci* presentes en cada muestra.

El recuento de nemátodos se realizó bajo microscopio en base a tres alícuotas de 1 mL de cada vaso precipitado.

Para reconocer e identificar la especie se utilizaron las descripciones de HOOPER (1972) y EUROPEAN AND MEDITERRANEAN PLANT PROTECTION ORGANIZATION (EPPO) (2004).

3.2.3 Evaluación del compost. Transcurridos seis meses desde el inicio del experimento se evaluó el compost en base a tres indicadores generales:

- Caracterización química de los sustratos.
- Determinación de la población de nemátodos presentes.
- Evaluación con especies indicadoras susceptibles a *D. dipsaci*.
- Efecto de extractos de cada mezcla en la supervivencia de *D. dipsaci*

3.2.3.1 Evaluación química de los sustratos. Para realizar este análisis se enviaron muestras de aproximadamente 500 g al Laboratorio de Nutrición y Suelos Forestales - Facultad de Ciencias Forestales.

3.2.3.2 Análisis nematológico. Para cada tratamiento y repetición se realizó un análisis nematológico, siguiendo el método de Baermann modificado, utilizando pocillos de 15 cm de diámetro (STIRLING *et al.*, 2002), en base a dos muestras de 50 mL cada una. Las muestras se dejaron reposar por 72 h para luego recuperar en un tubo de ensayo el residuo del pocillo receptor y éste se dejó decantar a 5°C por 24 h. Una vez decantada la suspensión se eliminó por sifonación el agua contenidos sobre los 10 mL basales, recuperando de esta forma los nemátodos móviles presentes en la muestra.

Después de agitar la suspensión de cada tubo se tomaron 3 alícuotas de 0,5 mL para revisar cada una bajo microscopio y contar los individuos presentes; en este caso se contaron por separado *D. dipsaci*, de otros nemátodos fitoparásitos y de los individuos saprófitos o predadores presentes.

El resultado promedio de éste recuento multiplicado por 20 dio el número total de individuos de cada grupo presentes en los 50 mL de sustrato.

Para el análisis la población inicial (P.i) de nemátodos será considerada por un cálculo que toma la cantidad de nematodos en los bulbos infestados agregados al sustrato, debido a que los demás componentes se encuentran libres de este pathogeno. La población final (P.f) es la que se obtiene después de transcurrido el proceso de compostaje en los sustratos.

3.2.4 Evaluación con plantas indicadoras. El compost resultante de cada tratamiento se evaluó con plantas susceptibles a *D. dipsaci*. Para ello de cada contenedor o repetición se llenaron cuatro macetas de 500 mL, en las cuales se sembró o se plantó por separado 10 semillas de cebolla Valenciana y seis plantas de ciboulette por maceta.

Como tratamientos testigo se emplearon igual número de macetas conteniendo como sustrato suelo, sin tratamiento de compuestos fitoquímicos, obtenidos en una pradera natural de la Estación Experimental Santa Rosa.

3.2.4.1 Preparación del sustrato y siembra. El compost de cada tratamiento y repetición se procesó, por separado, a través de una picadora Moulinex para darle una estructura mas adecuada para el establecimiento de las plantas. Luego se procedió a aplicar riego hasta alcanzar la capacidad de campo en las macetas con el sustrato y se dispusieron las semillas de cebolla o las plantas de ciboulette.

Para realizar el transplante de las plantitas de ciboulette se abrieron agujeros con un objeto tubular, se podaron las raíces para dejarlas homogenias y se realizó un corte del área foliar para inducir un rápido rebrote y posterior crecimiento de las plantas.

En el caso de la cebolla se preparó una plantilla de siembra de cartulina, de tal forma de disponer las semillas a una distancia uniforme en todos los maceteros. En cada uno de estos se colocaran 10 semillas de cebolla en tres líneas las dos exteriores de tres semillas y la de al medio de cuatro semillas.

3.2.4.2 Evaluación nematológico inicial de semillas y plantas. Tanto las plantas de ciboulette como las semillas de cebolla fueron evaluadas nematológicamente antes de la siembra.

En el caso de ciboulette se tomaron al azar tres muestras de 10 plantas cada una, las cuales se procesaron por medio del método de Baermann modificado

(STIRLING *et al.*, 2002), revisando el resultado de la muestra cada 24 horas y durante 3 días. Ninguna de las muestras resultó positiva a *D. dipsaci* u otro fitopatógeno.

En el caso de las semillas de cebolla se tomaron al azar tres muestras de 10 semillas cada una, las cuales se depositaron en placas de Petri de 6 cm de diámetro y se cubrieron con agua, para dejar reposar 48 horas. Pasado este período se revisaron bajo lupa y se agregó más agua repitiendo el proceso de revisión cada 24 horas por tres días más. Al igual que las muestras anteriores ninguna resulto positiva.

3.2.4.3 **Mantenimiento de las macetas.** Estas se mantuvieron en dependencias del Laboratorio de Nematología, sobre un mesón, con luz natural y temperatura fluctuante entre 15-21 °C aplicando riego según necesidad de las plantas.

En forma periódica se evaluó la emergencia de plantas de cebolla, y el desarrollo aéreo en caso de ciboulette. Transcurridos 60 días se extrajeron las plantas de las macetas y se les realizó un análisis nematológico.

La determinación de la presencia de *Ditylenchus dipsaci* en las plantas de ciboulette y cebolla se realizó con el mismo procedimiento indicado en el punto 3.2.4.2 tomando por separado tres plantas de cada macetas.

3.2.5 Evaluación directa de *D. dipsaci* ante extractos de compost. Cada tratamiento de compostaje fue analizado por separado en relación al efecto que sus extractos pudieron tener sobre *D. dipsaci*.

Para ello en primer lugar se prepararon los extractos de base de cada tratamiento y repetición. Para ello se tomaron muestras de 500 mL de compostaje y dejándolas reposar cubiertas con 2 L de agua estéril por 72 horas. Cada suspensión obtenida fue filtrada por papel Wattman N° 4 y luego este filtrado fue mantenido en un frasco de vidrio tapado y en lugar oscuro a 5°C hasta su utilización. Cada preparación de base se diluyó con agua destilada hasta obtener cuatro concentraciones 100, 75, 50 y 25 %.

Luego, en las placas Petri de 6 centímetros de diámetro se colocaron 10 mL de cada dilución, además de un testigo con 0% (agua estéril). En cada placa se incorporaron 10 individuos de *D. dipsaci* en 1 mL de agua.

El inóculo del nemátodo se obtuvo desde bulbos de ajo infestados. Estos se picaron finamente con una juguera para luego lavar el contenido de ésta sobre un tamiz de 53 micras (270 mallas/pulgada) dispuesto sobre otro de 150 micras (100 mallas/pulgada); el residuo del tamiz inferior se recuperó en un vaso de precipitado nivelando a una cantidad conocida de agua. Una vez agitada esta suspensión se tomaron tres alícuotas de 0,5 mL para el recuento de *D. dipsaci* bajo microscopio. El promedio del recuento multiplicado por 20 estimó el número de *D. dipsaci* en 1 mL de suspensión.

Cada 24 horas y durante cinco días se revisó cada placa bajo lupa estereoscópica para registrar la actividad de los nemátodos, considerando para ello su movimiento y apariencia corporal, contabilizando como muertos a todos aquellos individuos que no presentaron movimiento al ser tocados con una varilla fina.

3.2.6 Análisis estadístico realizado al experimento

Para esto se realizara un modelo estadístico completamente al azar, al cual se le aplicó una prueba con el programa statgraphic 5.1 para ver si existían diferencias significativas entre cada uno de los grupos experimentales.

4 PRESENTACION Y DISCUSION DE RESULTADOS

A continuación se presentarán y analizarán los resultados obtenidos analizando primero la presencia de nematodos en los sustratos, luego el efecto de los extractos y por último los ensayos con cada una de las plantas indicadoras.

4.1 Efecto de la compostación en la sobrevivencia de *D. dipsaci*.

Después de seis meses de compostación, los análisis nematológicos realizados a cada uno de los sustratos no detectaron la presencia de individuos de *D. dipsaci* en éstos (Cuadro 4).

Cuadro 4 Población inicial (P.i) y final (P.f) de *D. dipsaci* registrados en los distintos tratamientos de compostación.

Tratamientos	Número de <i>D. dipsaci</i> / 50mL de sustrato	
	P.i	P. f
(T1) CB + Aserrín	24720	0
(T2) CB + Paja	24720	0
(T3) CB + Hojas	24720	0
(Testigo) Suelo	0	0

*Compost Base (CB) es una mezcla de pasto fresco, guano y ajo infestado.

La población inicial de *D. dipsaci* en el sustrato se calculó considerando el número de individuos presentes en los bulbos de ajo incorporados a éste, por esto la cantidad de nemátodos es igual en todos los sustratos (3.1.2 Material y Método). Como el análisis final realizado fue tomando muestras de 50 mL de suelo se presentan los resultados del primer recuento llevándolos a 50 mL de sustrato.

El no haber detectado presencia de nemátodos en los sustratos, podría ser un indicador de que la compostación ejerció un control efectivo. Sin embargo,

considerando que, de acuerdo a SOUTHEY (1970), en general los métodos de extracción de nemátodos no detectan en un 100% los individuos presentes en el suelo, o también a que la efectividad de los procesos de extracción de nemátodos de un suelo es variable dependiendo del método utilizado (STIRLING *et al.*, 2002) es posible suponer que una mínima población de individuos pudo pasar desapercibida al momento de realizar el análisis.

Al respecto, autores como SOTHEY (1972), SASSER *et al.* (1985) y STIRLING *et al.* (2002) indican que el número de nemátodos recuperados desde una muestra de suelo depende de varios factores, entre los que destacan el método de extracción aplicado, el tipo de suelo analizado, la experiencia del personal que realiza el proceso, así como también el tamaño y capacidad de movimiento de cada especie de nemátodos.

El método de extracción Baerman utilizado en este ensayo se basa en la capacidad de movimiento que presenten los individuos (SOUTHEY, 1970).; así solamente se pueden recuperar los estados móviles, como juveniles o adultos de especies siempre vermiformes (SOUTHEY, 1970); aquellos estados inmóviles como huevos no son recuperables. Por otra parte SOUTHEY (1972) indica que el método Baermann presenta como desventaja que pueden pasar desapercibidos algunos nemátodos si el suelo es muy húmedo o si el tamaño de los especímenes es muy largo dificultando su paso a través del papel filtro.

De lo anteriormente señalado, es factible suponer que en la muestra obtenida del proceso de revisión final pudieron estar presentes huevos de la especie los cuales posteriormente y bajo condiciones medioambientales adecuadas se desarrollaron en larvas infestivas, cabe recordar que las condiciones adecuadas para el desarrollo de los nemátodos están entre 5°C y 26°C y que en el compostje normal se pueden alcanzar temperaturas de 50° a 60°C. Este punto es relevante de considerar puesto que como se mostrará en los resultados del ensayo con plántulas éstas presentaron infestación.

También cabe la posibilidad de que existieran algunos ejemplares de *D. dipsaci* en la etapa de J IV o preadulto, estado de resistencia en que el nemátodo puede encontrarse en anhidrobiosis (PLOWRIGHT, 2002); en éste estado el nemátodo presenta normalmente nula o muy baja capacidad de movimiento no siendo detectados en los análisis al sustrato, pero éstos individuos pueden infestar posteriormente ya que en dicho estado pueden persistir un largo periodo de tiempo bajo condiciones adversas (DOUDA, . 2005).

Como en todo proceso biológico durante la compostación de materia orgánica se desarrollan una gran cantidad de microorganismos que actúan en la descomposición de ésta y entre los cuales se cuentan nemátodos (COMPOST.CHILE, 2007) De esta forma en la Figura 2 se puede observar que en durante el proceso de compostaje se desarrollaron una gran cantad de organismos no fitoparásitos y en el testigo se aprecia la presencia una baja población de fitoparásitos.

Aparentemente el efecto de la compostación afectó en forma diferente a cada grupo de nemátodos. En la Figura 2 se observa que el tratamiento que incluyó paja como materia seca indujo un menor desarrollo de los nematodos saprofitos que en los otros tratamientos. GRECO *et al.* (1992) señalan que la incorporación de paja en un sustrato infestado con nemátodos fitoparásitos de los géneros *Heterodera* y *Ditylenchus* disminuyó la población de éstos después de varios meses.

Las condiciones de compostaje en el caso del CB + aserrín y CB + hojas favorecieron el desarrollo de nemátodos saprófitos, situación que puede deberse a que estos organismos reaccionan en diferentes rangos de temperatura, por ejemplo, o que el proceso mismo de compostación, al favorecer o promover el desarrollo de hongos y o bacterias en el suelo entrega una fuente de alimentación, para nemátodos saprofíticos o fungívoros (GRECO *et al.* ,1992).

En los sustratos trabajados se observó el desarrollo de nemátodos fitoparásitos y saprófitos. Se debe destacar que para el fin de este ensayo solo se determinó la especie *D. dipsaci*, por lo cual no es posible señalar si algún otra especie de

nemátodos fitoparásitos pudo haber sido favorecido en el ensayo ya que solo se contabilizaron en forma general.

Al respecto, investigaciones realizadas para el control de nemátodos fitopatógenos por AKHTAR y MAHMOOD, (1994) con la incorporación de compuestos como el guano, la urea y sulfato de amonio, han demostrado que reducen significativamente el número total de nemátodos parásitos de plantas, destacando en sus ensayos el efecto controlador que mostraba la compostación utilizando estiércol.

Los mismos autores señalados, así como también INSUNZA *et al.* (2001) indican que existen numerosas especies de plantas, que producen compuestos nematicidas, las que se les denomina como plantas nematicidas o plantas antagónicas a los nemátodos. En agricultura es posible usar alguna de estas plantas, tanto en rotaciones como en cultivos cobertera, en plantaciones entre las hileras, enmiendas o abono verde para los suelos cultivables.

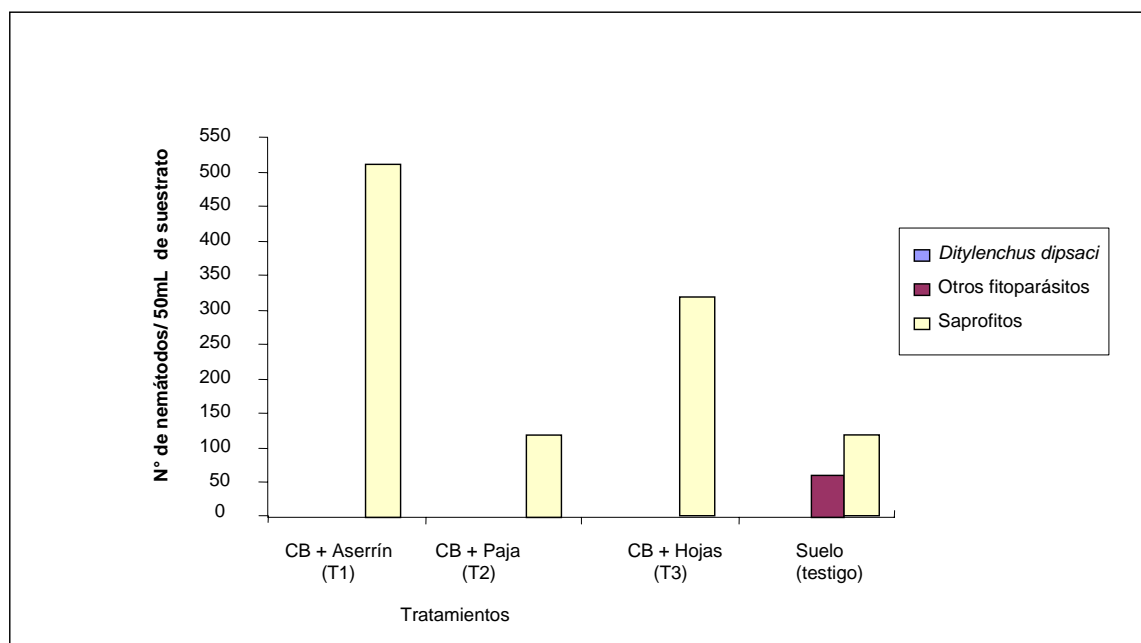


FIGURA 2 Efecto de los diferentes tratamientos de compostaje en la población final de nemátodos.

4.1.1 Análisis químico de los sustratos. En el Cuadro 5 se presentan las concentraciones de cada nutriente encontrados en los tratamientos de compostajes. Estos se presentan separados entre elementos mayores nitrógeno (N), fósforo (P), potasio (K), calcio (Ca) y magnesio (Mg); además se identificaron elementos menores dentro de los cuales están el hierro (Fe), manganeso (Mn), cobre (Cu), zinc (Zn), boro (B) y cenizas.

CUADRO 5 Concentración de nutrientes en los tratamientos.

Tratamientos	Elementos Mayores (%)					
	N	P	N/P	K	Ca	Mg
T1 CB+ Aserrín	2,27	0,63	3,6	0,61	1,99	0,43
T2 CB+ Paja	2,82	0,75	3,8	0,66	2,47	0,51
T3 CB + Hojas	2,32	0,69	3,4	0,61	2,25	0,45
Tratamientos	Elementos Menores (ppm)					
	Fe	Mn	Cu	Zn	B	Cenizas
T1 CB+ Aserrín	4656	589	33,0	144	42	0,0
T2 CB+ Paja	5115	730	39,6	177	38	0,0
T3 CB + Hojas	6691	693	40,9	176	42	0,0

FUENTE : VALDIVIA, UNIVERSIDAD AUSTRAL DE CHILE, FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES, LABORATORIO DE SUELOS Y NUTRICION. 2006.

De acuerdo a los resultados del análisis químico realizado a los sustratos resultantes del proceso de compostaje, indicados en el Cuadro 5, la cantidad de elementos mayores y menores era similar con al excepción de aserrín donde el porcentaje de calcio era inferior. Con esto se podría descartar que influyera el sustrato sobre el desarrollo de las plantas y la susceptibilidad de estas al ser infestadas por *D.dipsaci*. Cabe recordar que según AGRIOS, (1996), HOPPER, 1972 y EVANS *et al.* (1993), las plantas que poseen una mayor susceptibilidad a ser atacadas por los nemátodos son aquellas que se encuentran mas débiles o presentan alguna deficiencia o anomalía en su ciclo de desarrollo.

La mayoría de los compuestos dentro de cada tratamiento se mantuvo en un rango muy similar, en los macronutrientes destacan el nitrógeno, fósforo y calcio como

los nutrientes que se encuentran en una mayor concentración. Mientras que en los micronutrientes llama la atención la alta cantidad de Fe, Zn y Mn, explicables por la procedencia orgánica de los materiales compostados.

4.1.2 Análisis de la temperatura en el período de compostaje. El compostaje es un proceso que por lo general provoca un incremento de la temperatura alcanzando según INTEC (1999) picos de hasta alrededor de los 60°C. Sin embargo en el ensayo aquí presentado ésta no sobrepasó los 30 ° C durante todo el período (Figura 3); ésta siempre estuvo por debajo de la temperatura medioambiental, que en este caso correspondía a la tomada dentro del invernadero. La diferencia anteriormente señalada se puede explicar a que al agregar agua a los sustratos estos redujeron su temperatura, sin embargo esta acción no fue realizada todos los días como se explica en el Capítulo 3 Material y Método, además pudo haber influenciado el tamaño de la pila de compostaje.

La principal razón de diferencia que presenta las temperatura dentro de los recipientes y la observada en el invernadero puede deberse a que el material del recipiente actuó como aislante y al hecho que periódicamente se revolvió el compost, cual no permitió el que el centro de la pila de compostación alcanzara temperaturas altas.

Según DROPKIN (1980) y HOOPER (1972), la temperatura óptima en que se desarrolla *D. dipsaci* fluctúa entre 15 a 20°C, disminuyendo notoriamente su actividad cuando ésta es menor a 10°C o sobre los 22°C. Por otra parte, MAGUNACELAYA y DAGNINO (1999) afirman que durante los estados de anhidrobiosis *D. dipsaci* puede soportar temperaturas bajo 0 ° C por hasta 18 meses. Por su parte GRIFFITH *et al.* (1999) indican que sobre 30° C el nemátodo disminuye notoriamente su actividad, de tal forma que se limita incluso su capacidad de alimentación.

Analizando la Figura 3 donde se aprecia que el máximo de la temperatura alcanzado dentro de cada contenedor de compostaje no sobrepasó los 30° C, con lo cual podría haber existido un control indirecto de los individuos presentes, especialmente por inanición si se considera lo antes señalado por GRIFFITH *et al.* (1999); sin embargo, como para *Ditylenchus* la sobrevivencia ocurre principalmente a

causa de su gran capacidad de resistencia a condiciones adversas aquellos individuos que se hubieran encontrado en el estado de juvenil IV pudieron sobrevivir.

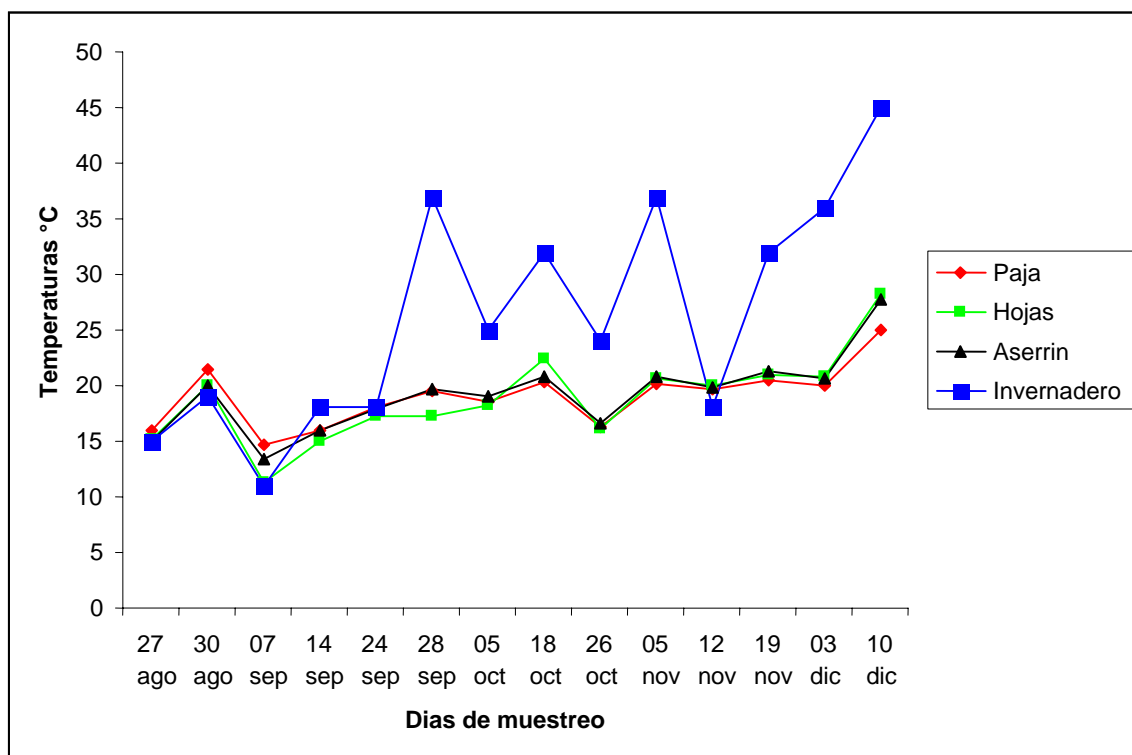


FIGURA 3 Fluctuaciones de temperatura media registrada en los sustratos y ambiente durante el proceso de compostaje.

Así el no encontrar ejemplares de *D. dipsaci* en los análisis realizados a cada sustrato después de seis meses de compostación pudo deberse a que éstos no se detectaron por la metodología de análisis aplicada, o al no haber logrado una temperatura que elimine la población de nemátodos que sería superar los 30 o 40°C, éstos hallan muerto por inanición al no disponer de alimento suficiente o que entraron en anhidriobiosis.

4.2 Comportamiento *in vitro* de *D. dipsaci* ante extractos acuosos de compost.

Para conocer si el efecto de control de *D. dipsaci* en los diferentes tratamientos era producto de un proceso físico o producto a la liberación de sustancias químicas que afectaban el normal desarrollo de los nemátodos, se planteó evaluar el efecto de

soluciones acuosas de cada tipo de compost en la sobrevivencia *in vitro* de individuos de *D. dipsaci*.

4.2.1 Comparación entre los tratamientos en un mismo período de tiempo.

Como se explicó en Materiales y Métodos, la sobrevivencia de *D. dipsaci* a los extractos acuosos de cada sustrato de compostaje se evaluó contabilizando el número de nemátodos móviles transcurridas 24, 48, 72 y 120 horas después de iniciado el experimento.

Al analizar los resultados transcurridas 48 horas desde el inicio del experimento no hay diferencias significativas entre los tratamientos para una misma concentración (Cuadro 6).

Cuadro 6 Sobrevivencia (%) de larvas de *D. dipsaci* ante diferentes extractos de compost comparando los tratamientos a una misma concentración después de 48 horas de exposición

Concentración del extracto (%)	(T1) CB+Aserrín	(T2) CB + Paja	(T3) CB + Hojas	DHS
0	89,72 a	78,23 a	94,81 a	22,68
25	87,93 a	107,64 a	116,18 a	48,17
50	89,76 a	95,38 a	89,94 a	49,13
75	92,49 a	92,86 a	96,95 a	42,67
100	89,19 a	95,65 a	104,32 a	50,05

*diferentes letras en la misma fila demuestran diferencias estadísticamente significativas (Tukey 95%).

Esto indica que no hubo diferencia cuando se compara cada extracto a igual concentración y que si hay un aumento en el número de individuos detectados es por lo explicado anteriormente, en relación con la eclosión o una reactivación tardía.

Para las 72 h (Cuadro 7) se aprecia una variación entre los tratamientos para la misma concentración, en la cual no se detectándose diferencias significativas.

Cuadro 7 Supervivencia (%) de larvas de *D. dipsaci* ante diferentes extractos de compost comparando los tratamientos a una misma concentración después de 72 horas de exposición

Concentración del extracto (%)	(T1) CB+ Aserrín	(T2) CB + Paja	(T3) CB + Hojas	DHS
0	86,45 a	87,76 a	75,32 a	30,94
25	88,51 a	127,34 a	100,74 a	31,63
50	88,19 a	102,31 a	91,19 a	44,95
75	83,24 a	72,86 a	92,07 a	19,45
100	71,35 a	89,13 a	82,72 a	27,51

*Diferentes letras en la misma fila demuestran diferencias estadísticamente significativas (Tukey 95%).

En el mismo cuadro se aprecia que a partir de las 72 h en algunas concentraciones sobrepasa el 100% de los individuos, lo cual podría explicarse por el hecho de que, inicialmente no se individualizaron los nemátodos incorporados a cada placa según su estado de desarrollo, pudiendo en algunos casos haberse incorporado hembras grávidas las que pudieron oviponer sus huevos y de éstos formarse nuevos juveniles cuando ya se había examinado la muestra en el experimento y por esto no aparecerían contabilizados inicialmente. Esto haría que aparecerían de forma no programada un número mayor de nemátodos.

Esto puede explicarse porque el ciclo del nemátodo es relativamente corto (13 a 54 días) dependiendo de la temperatura (GRIFFITH *et al* ,1999; AGRIOS, 1996). Según EPPO (2004), a 15°C el ciclo de vida del nemátodo dura alrededor de 20 días.

Otra explicación factible es que al haber inoculado los nemátodos a través de una solución se contabilizaron solo los individuos móviles. Al respecto se debe considerar que en este ensayo se tomó la precaución de esperar cuatro horas para activar los nemátodos extraídos del bulbo de ajo; esto se realizó porque, según WHARTON *et al.* (2000), al introducir juveniles JIV de *D. dipsaci* en agua, la hidratación

de los nemátodos y la activación de su metabolismo rápidamente regresan a niveles normales pero el movimiento se demora entre 2 a 3 h.

Según WHARTON *et al.* (2000), en *D. dipsaci* la duración de la fase de activación después de un estado prolongado de anhidrobiosis depende de la temperatura y del grado de desecación en que se encuentran, pudiendo tardar varias horas.

Cuando se analiza los ocurrido transcurridas 120 h de inmersión, el porcentaje de sobrevivencia de *D. dipsaci* a los distintos extractos acuosos no presentan diferencias significativas a ninguna concentración (Cuadro 8).

Cuadro 8 Sobrevivencia (%) de larvas de *D. dipsaci* ante diferentes extractos de compost comparando los tratamientos a una misma concentración despues de 120 horas de exposición.

Concentración del extracto (%)	(T1) CB + Aserrín	(T2) CB + Paja	(T3) CB + Hojas	DHS
0	76,64 a	70,07 a	85,06 a	20,73
25	74,14 a	91,72 a	78,68 a	32,25
50	69,29 a	80,77 a	66,67 a	28,99
75	73,41 a	62,86 a	79,88 a	27,46
100	65,95 a	69,57 a	70,37 a	22,25

***Diferentes letras en la misma fila demuestran diferencias estadísticamente significativas (Tukey 95%).**

Al parecer el efecto sería similar en todas las concentraciones cuando lleva 120 minutos de exposición en los diferentes tratamientos, con lo que se podría decir que al final del experimento no hay diferencias significativas entre los tratamientos

4.2.2 Efecto de la concentración y tiempo de exposición de cada extracto base en la sobrevivencia de *D. dipsaci*. Para obtener una mejor perspectiva del comportamiento de los nemátodos en los extractos de cada sustrato se realizó un

análisis comparativo entre concentraciones y tiempos de exposición para cada sustrato de compostaje.

4.2.2.1 Supervivencia de *D. dipsaci* a extractos en CB + aserrín. Al analizar los datos para el T1 CB + aserrín no se detectaron diferencias significativas, cuando se compararon las diferentes concentraciones para un mismo periodo de tiempo. Sin embargo, si se detectan estas diferencias al comparar estas de acuerdo al tiempo de exposición de *D. dipsaci*.

Así, en el Cuadro 9 se aprecia que para todas las concentraciones (25, 75 y 100%) el aumento del periodo de exposición indujo mortalidad en los nemátodos, la concentración de 100% por 72 h o más disminuyó la supervivencia.

Cuadro 9 Supervivencia (%) de *D. dipsaci* ante la exposición a diferentes extractos acuosos de el tratamiento 1 (CB + Aserrin).

Concentración del extracto	% de supervivencia de <i>D. dipsaci</i>				DHS
	24 horas	48 horas	72 horas	120 horas	
0	100,00 a A	89,72 a A	86,45 a A	76,64 a A	28,00
25	100,00 a A	87,93 a AB	88,51 a AB	74,14 a B	21,41
50	100,00 a A	89,76 a A	88,19 a A	69,29 a A	27,53
75	100,00 a A	92,49 a AB	83,24 a AB	73,41 a B	23,74
100	100,00 a A	89,19 a Ab	71,35 a BC	65,95 a C	14,85
DHS	0,00	28,93	23,18	29,32	

*Letras minúsculas distintas en la columna indican diferencias significativas (Tukey 95%)

*Letras mayúsculas distintas en la fila indican diferencias significativas (Tukey 95%)

Como se esperaba el tratamiento testigo (es decir agua pura o 0% de extracto) no muestra control alguno sobre la supervivencia del nemátodo. Sin embargo, para las concentraciones de un 25 y 75 % la supervivencia de individuos disminuyó significativamente trascurridas 120 horas de inmersión o contacto con la solución. En

cambio para el caso de una concentración de 100% la disminución del número de nemátodos se aprecia a partir de las 72 horas.

Llama la atención que al 50% de concentración del extracto no hay ningún efecto evidente de control, pero si se evidencia una cierta disminución a 25 y 75% de extracto por lo cual era esperable que al 50 % también existiese este efecto.

Como anteriormente se indicó el efecto de las soluciones no fue uniforme en los distintas concentraciones; esto puede deberse a que al aumentar la concentración, por ejemplo al 100% el efecto se acentúa y es por eso que ya a las 72 h se ve un descenso en la supervivencia de los nemátodos el cual en concentraciones menores tarda más en producirse.

El efecto de extractos vegetales sobre el control de nemátodos fitoparásitos ha sido tema de estudio por parte de diversos investigadores, señalándose que varios tipos de materiales inorgánicos y orgánicos han demostrado reducir las poblaciones de nemátodos. Algunos tejidos de plantas han reportado poseer propiedades nematicidas y nematostáticas y la adición de compuestos obtenidos de estos han mostrado la reducción de las poblaciones de los nemátodos (PANDEY, 2000). De acuerdo a IVAWDREY y STIRLING (2006), a incorporación de aserrín y urea se puede utilizar como un supresor de los nemátodos, ya que esta agrega compuestos minerales y cambia la estructura del suelo,

Según INSUNZA *et al.* (2001), los compuestos encontrados en plantas que tienen actividad nematicidas incluyen una variedad de fitoquímicas que incluyen acetilenos, alcaloides, ácidos carboxilos, ácidos proteicos y derivados, fenólicos y terpenoides.

En la Figura 4 se puede observar que mantienen la misma tendencia y que si se proyecta virtualmente las líneas de cada concentración (extrapolando los antecedentes) podría existir un menor porcentaje de nemátodos que sobrevivan a las

concentraciones causado ya sea por los extractos o más por un efecto de muerte natural.

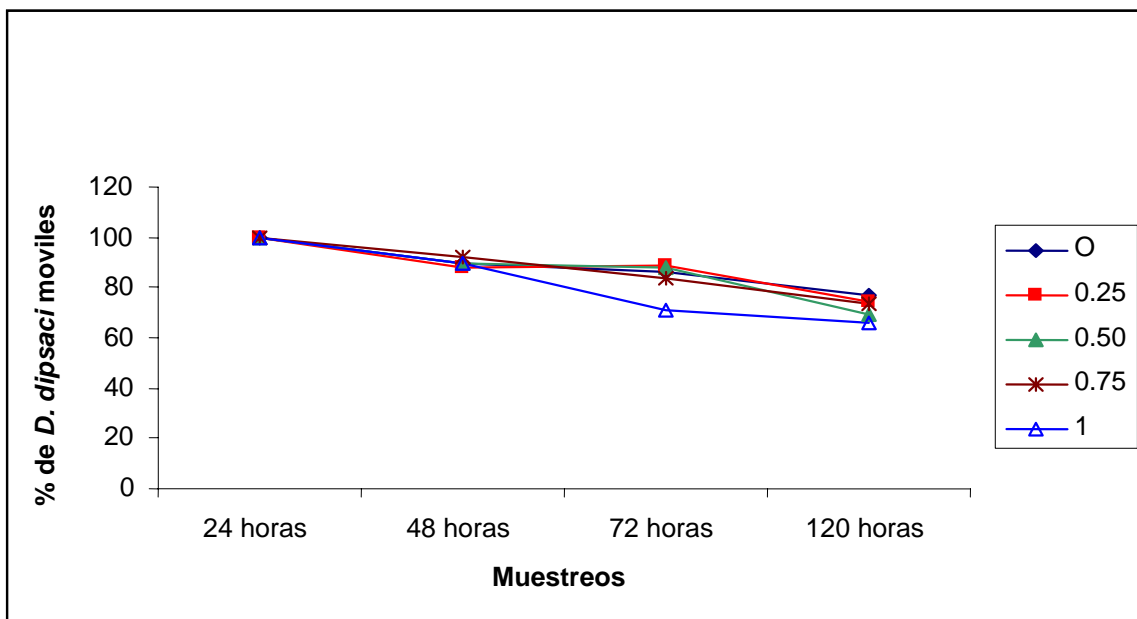


FIGURA 4 Supervivencia de *D. Dipsaci* en diluciones de extractos de compost base más aserrín.

4.2.2.2 Sobrevivencia de *D. dipsaci* a extractos de CB+ Paja. En general, los mismos resultados obtenidos para aserrín se manifiestan en paja donde no se detectó un efecto claro de los extractos en el control de *D. dipsaci* aún cuando se pueden observar diferencias en algunos de los tratamientos (Cuadro 10).

En cuanto al control efectuado con extracto de paja se puede observar en el Cuadro 10 que las concentración de 75% obtuvo un control de los nematodos transcurridas 72 h en la suspensión. Mientas tanto no hay efectos en las concentraciones de 25, 50 y 100%.

Cuadro 10 Supervivencia (%) de *D. dipsaci* ante la exposición a diferentes extractos acuosos de el tratamiento 2 (CB + Paja).

Concentración del extracto (%)	% de supervivencia <i>D.dipsaci</i>				DHS
	24 horas	48 horas	72 horas	120 horas	
0	100,00 a A	78,23 a AB	87,76 a AB	70,07 a B	28,02
25	100,00 a A	107,64 a A	127,34 a A	91,72 a A	42,76
50	100,00 a A	95,38 a A	102,31 a A	80,77 a A	35,34
75	100,00 a A	92,86 a AB	72,86 a B	62,86 a B	27,17
100	100,00 a A	95,65 a A	89,13 a A	69,57 a A	36,76
DHS	0,00	49,05	54,85	44,76	

*Letras minúsculas distintas en la columna indican diferencias significativas (Tukey 95%)

*Letras mayúsculas distintas en la fila indican diferencias significativas (Tukey 95%)

Llama la atención de sobremanera la respuesta que se obtiene en la concentración testigo 0% en la cual si se ve una diferencia significativa entre el número de *Ditylenchus* inicial y el final.

Si en el testigo hubo diferencias y en los otros no, quiere decir que el medio favoreció más que disminuyó la supervivencia y puede ser que si se hubiese evaluado un mayor número de días, los resultados hubiesen sido más representativos, es decir aparentemente se necesitaría más tiempo para evaluar o que simplemente los nemátodos, al encontrarse sin alimento, entraron en estado de anhidriobiosis antes, por lo que aparecería una diferencia en la supervivencia.

Hay que recordar que en este ensayo solamente se evaluó la supervivencia, estimando como tal aquellos individuos que mostraban algún grado de actividad por lo que no se debe descartar el hecho que algunos especímenes se hubiesen encontrado en estado de latencia (anhidriobiosis) y no responder al estímulo.

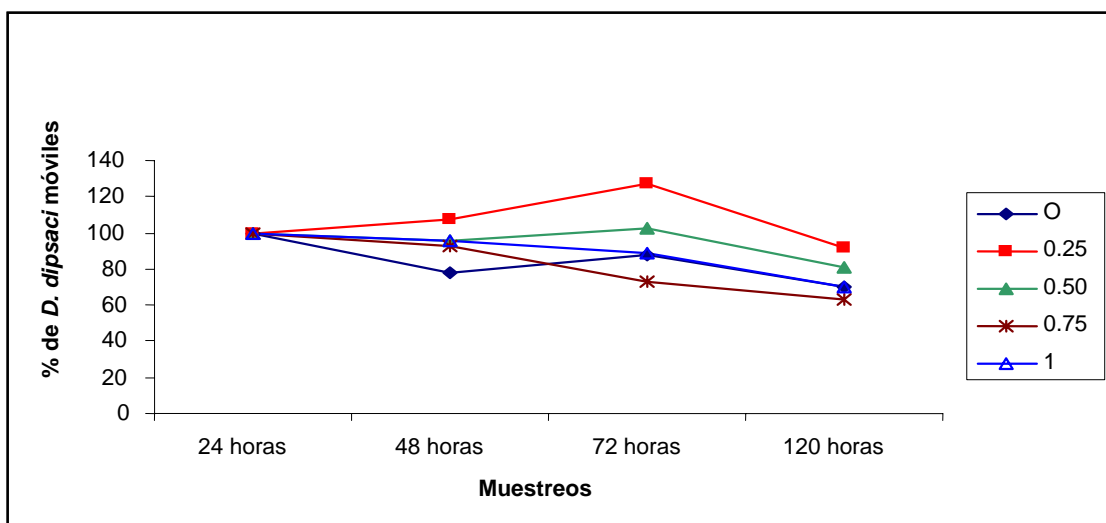


FIGURA 5 Supervivencia de *D. dipsaci* en diluciones de extracto de CB + paja.

En la Figura 5 se observa que las concentraciones mantienen una tendencia similar al testigo, con algunas pequeñas variaciones, sin embargo a las 72 horas las concentraciones de 25 y 50 muestran un aumento considerable en comparación con el testigo, lo que puede atribuirse a una reactivación tardía de individuos o que en general el efecto que tiene es más relacionado a una razón de muerte natural que a un efecto de los extractos.

4.2.2.3 Sobrevivencia de *D. dipsaci* a extractos en CB+Hojas. Siguiendo con el análisis realizado a los tratamientos se aprecia que el tratamiento CB + hojas no se presentan diferencias significativas entre las concentraciones ni entre los tiempos de exposición como lo muestra el Cuadro 11.

Cuadro 11 Supervivencia (%) de *D. dipsaci* ante la exposición a diferentes extractos acuosos de el tratamiento 3 (CB + Hojas).

Concentración del extracto (%)	% de supervivencia de <i>D. dipsaci</i>				DHS
	24 horas	48 horas	72 horas	120 horas	
0	100,00 a A	94,81 a A	75,32 a A	85,06 a A	34,74
25	100,00 a A	116,18 a A	100,74 a A	78,68 a A	40,81
50	100,00 a A	89,94 a A	91,19 a A	66,67 a A	46,52
75	100,00 a A	96,95 a A	92,07 a A	79,88 a A	40,91
100	100,00 a A	104,32 a A	82,72 a A	70,37 a A	41,99
DHS	0,00	59,44	47,35	21,74	

*Letras minúsculas distintas en la columna indican diferencias significativas (Tukey 95%)

*Letras mayúsculas distintas en la fila indican diferencias significativas (Tukey 95%)

En el caso de la comparación de las concentraciones en un mismo periodo no se notan diferencias estadísticamente significativas.

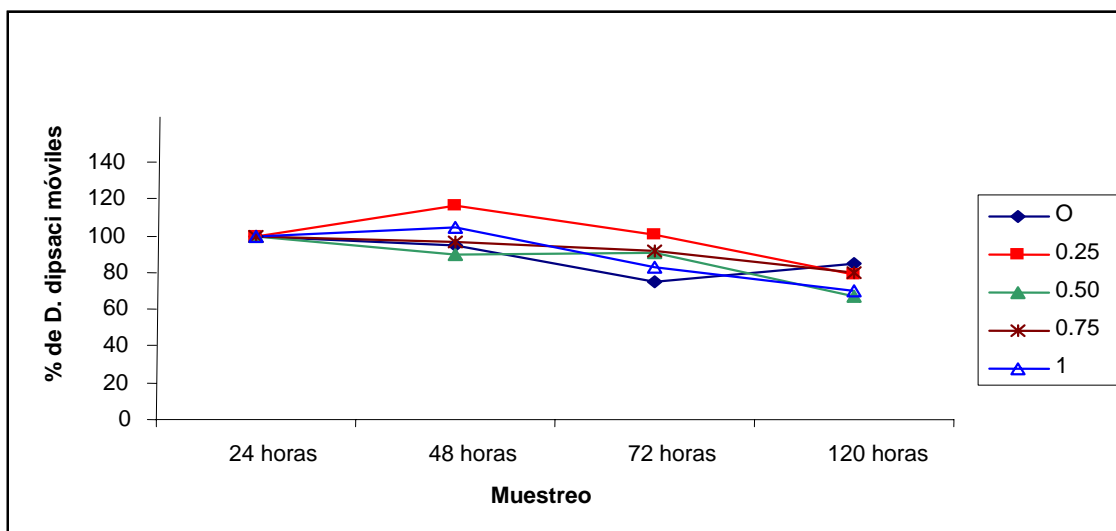


FIGURA 6 Supervivencia de *D. dipsaci* en diluciones de extractos de CB + hojas.

En todos los tratamientos se distingue una tendencia, pero esto no varía mucho con respecto a los resultados del testigo (Figura 6)

4.3 Efecto de los diferentes sustratos de compostaje en la infestación de *D. dipsaci* en plantas de ajo y cebolla. Para confirmar si el sustrato resultante de cada tratamiento de compostación se encontraba efectivamente libre de *D. dipsaci*, se realizaron bioensayos utilizando ciboulette y cebolla como plantas indicadoras. La utilización de cebolla como una de las plantas indicadoras se basó en la susceptibilidad que presenta esta especie a varias de las razas de *D. dipsaci* conocidas (CELETI y POTTER, 2005).

Según SASSER *et al.* (1985) el realizar bioensayos con plantas indicadoras es fundamental cuando se poseen, o se cree tener, bajas poblaciones de nemátodos ya sean de *Dityenchus*, *Meloidogyne* u otros.

4.3.1 Presencia de *D. dipsaci* en plantas de ciboulette y cebolla desarrolladas sobre los sustratos de compostaje. Transcurridos tres meses desde la siembra o transplante, el análisis nematológico realizado a las plantas de ciboulette y cebolla mostró que existía infestación de *D. dipsaci*.

En el Figura 7 se puede observar una gran diferencia entre el número de nemátodos encontrados en cebolla contra los encontrados en ciboulette, lo cual puede ser consecuencia de los distintos niveles de susceptibilidad que presentan estas especies.

De hecho HOOPER (1972), BRUNA y GUIÑEZ (1980) y TENENTE (1996) entre otros indican que cebolla es una especie altamente susceptible a diversas razas de *D. dipsaci*, mientras que ciboulette es citado por EVANS *et al.* (1993), KNIGHT *et al.* (1997) como también CHILE, SERVICIO AGRICOLA Y GANADERO (SAG) 2006 como un hospedero frecuente lo que se hace necesario su control obligado para la exportación o venta de plántulas.

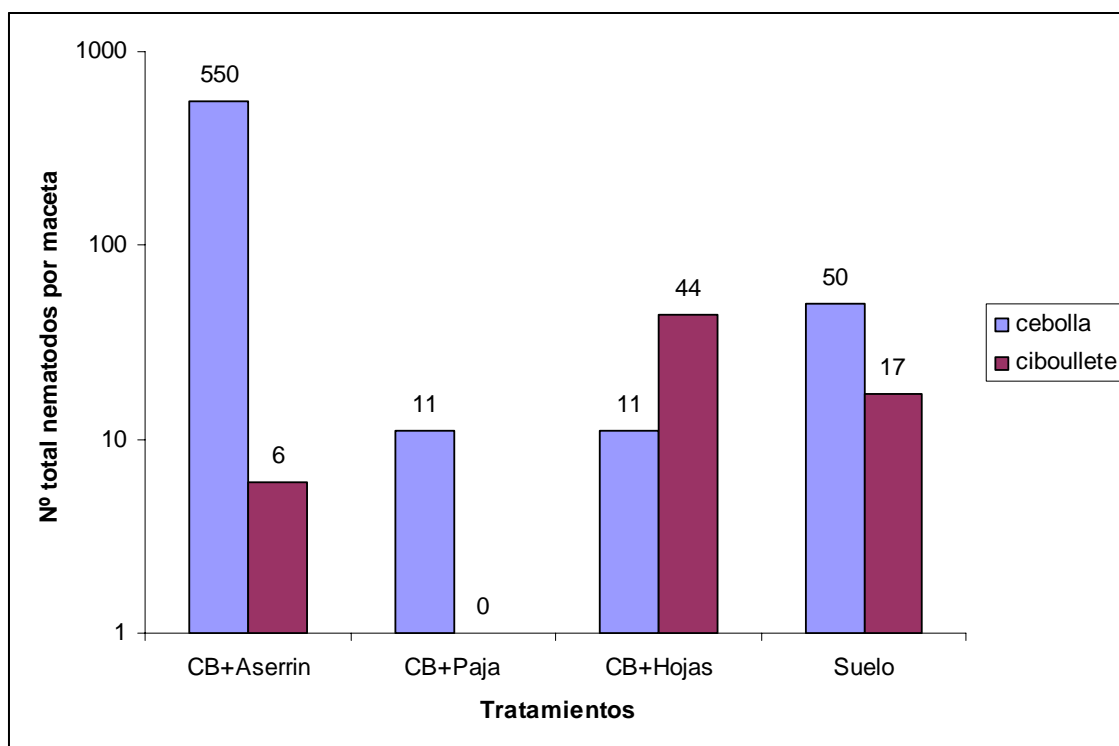


FIGURA 7 Número de individuos de *D. dipsaci* infestando plantas de cebolla y ciboullete desarrolladas en distintos sustratos compostados.

En la Figura 7 también se observa que en el T2 (CB + paja) no se observó infestación en las plantas de ciboullete, pero sí en los demás tratamientos. Para cebolla la mayor infestación se presenta en el T1 CB + Aserrín 1, el mismo en el cual se obtuvo la mayor cantidad final de nemátodos no fitoparásitos una vez levantado el ensayo de compostaje; por otra parte al comparar estos resultados con los obtenidos en los ensayos *in vitro*, destaca que la exposición directa de individuos de *D. dipsaci* a las suspensiones acuosas de este tratamiento afectaron en forma significativa la supervivencia del nemátodo.

Al respecto, MERCER y GRANT (1995) reportan que el nemátodo penetra fácilmente los cotiledones de especies susceptibles como trébol; a ello se suma lo señalado por TENENTE y EVANS (1996), quienes indican que las infestaciones producidas durante los primeros estados de desarrollo de las plantas se traducen normalmente en un fuerte incremento poblacional en un tiempo relativamente breve; los autores señalados, así como GRIFFITH *et al.* (1999), atribuyen el fuerte incremento

inicial de las poblaciones del nemátodo a la poca competencia que encuentran por el alimento y a las temperaturas adecuadas para su desarrollo que se presentan especialmente en cultivos de primavera.

4.3.2 Distribución de *D. dipsaci* en los tejidos de plantas de cebolla. Este análisis se realizó para determinar en que sector de las plantas infestaba preferentemente el nemátodo.

Como se aprecia en la Figura 8 en las plantas de cebolla *D. dipsaci* se ubicó preferentemente en tejido de origen caulinar, es decir bulbos y hojas excepto en el testigo donde la mayor infestación se encontró en el bulbo.

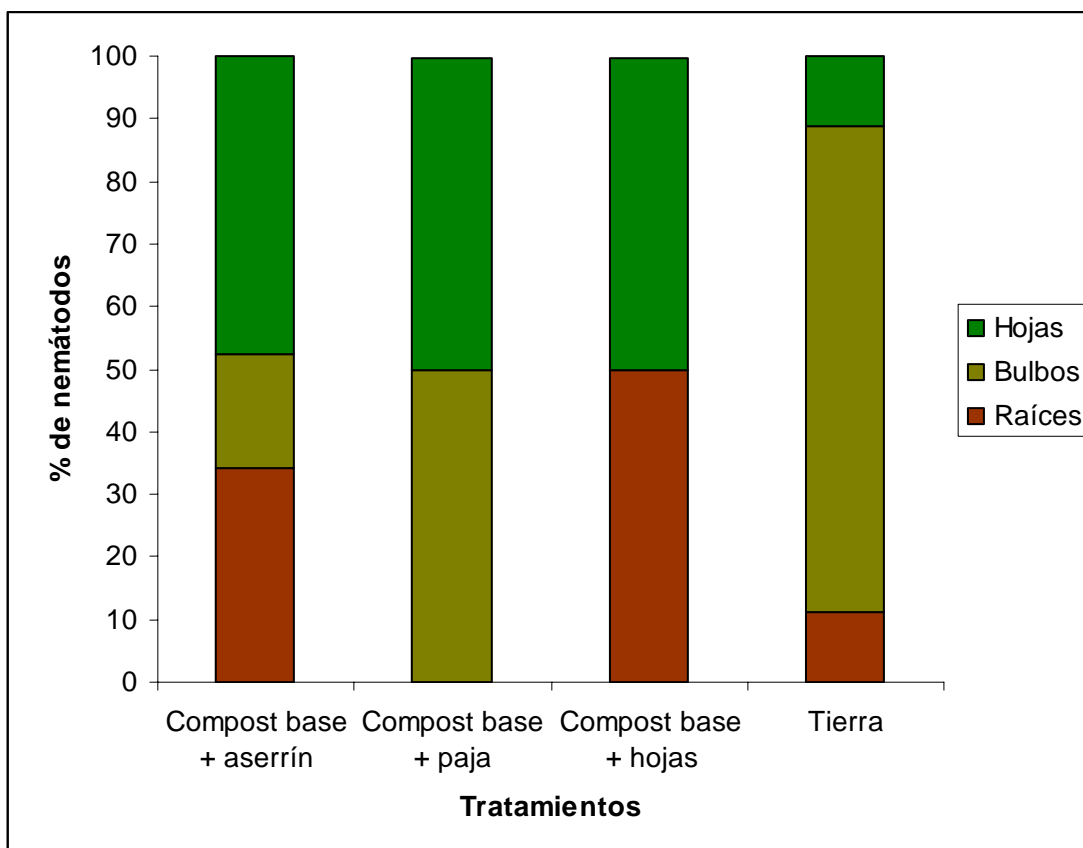


FIGURA 8 Distribución porcentual de *D. dipsaci* en las plantas de cebolla.

En la Figura 8 se ve la distribución de *D. dipsaci*, esta no fue uniforme entre los diferentes tratamientos. Así por ejemplo en el T1 (CB + aserrín) y el tratamiento

testigo(suelo) se encontraron ejemplares del nemátodo en todos los sectores de las plantas, pero en concentraciones muy diferentes. En el T1 se concentraron más en las hojas y las raíces, mientras que en el testigo lo hicieron preferentemente en el bulbo.

Para el caso del T 2 CB + paja se distribuyeron en forma uniforme entre hojas y bulbo, mientras que en el el T 3 CB + hojas en hojas y raíces.

Esto podría ser atribuible al hecho que las cebollas fueron plantadas de semilla y dentro del periodo de germinación los nemátodos tuvieron tiempo para actuar e infestar las diferentes secciones de las plantas. Según FERRIS (2006) la principal infección de *D. dipsaci* en cebolla es a través de las semillas, ya sea por infestación del suelo o porque la misma semilla se encuentra infestada sobreviviendo el nemátodo en ella. De acuerdo a TAPIA (1984) cuando encuentra en el medioambiente apropiado el nemátodo ingresa a la planta por los tejidos nuevos.

4.3.3 Distribución de *D. dipsaci* en los tejidos de plantas de ciboulette. Para el caso del ciboulette la mayor cantidad de individuos se concentró en las raíces; el tratamiento testigo, tal como en el caso de la cebolla, presentó una mayor cantidad de nemátodos en los bulbos.

Los resultados obtenidos en ciboulette muestran una cantidad de nematodos inferior que en cebolla. (Figura 9), destacando que el tratamiento de CB + paja no se detectaron individuos de *D. dipsaci*.

La mayor cantidad de los individuos de *D. dipsaci* se encuentran ubicados en los sectores inferiores de la planta (Figura 9); esto último puede ser consecuencia a la poda efectuada a las raíces y hojas antes del transplante para inducir un rápido rebrote, y estas heridas pudieron ser una puerta de entrada para la infestación de los nemátodos en las raíces.

En la Figura 9 se puede observar como se distribuyeron porcentualmente los nemátodos dentro de los diferentes tratamientos, en el caso de tratamiento 1 CB +

aserrín, el tratamiento CB + hojas y el tratamiento con tierra usado como testigo la mayor concentración de los nemátodos se encuentra en la zona inferior de las plantas.

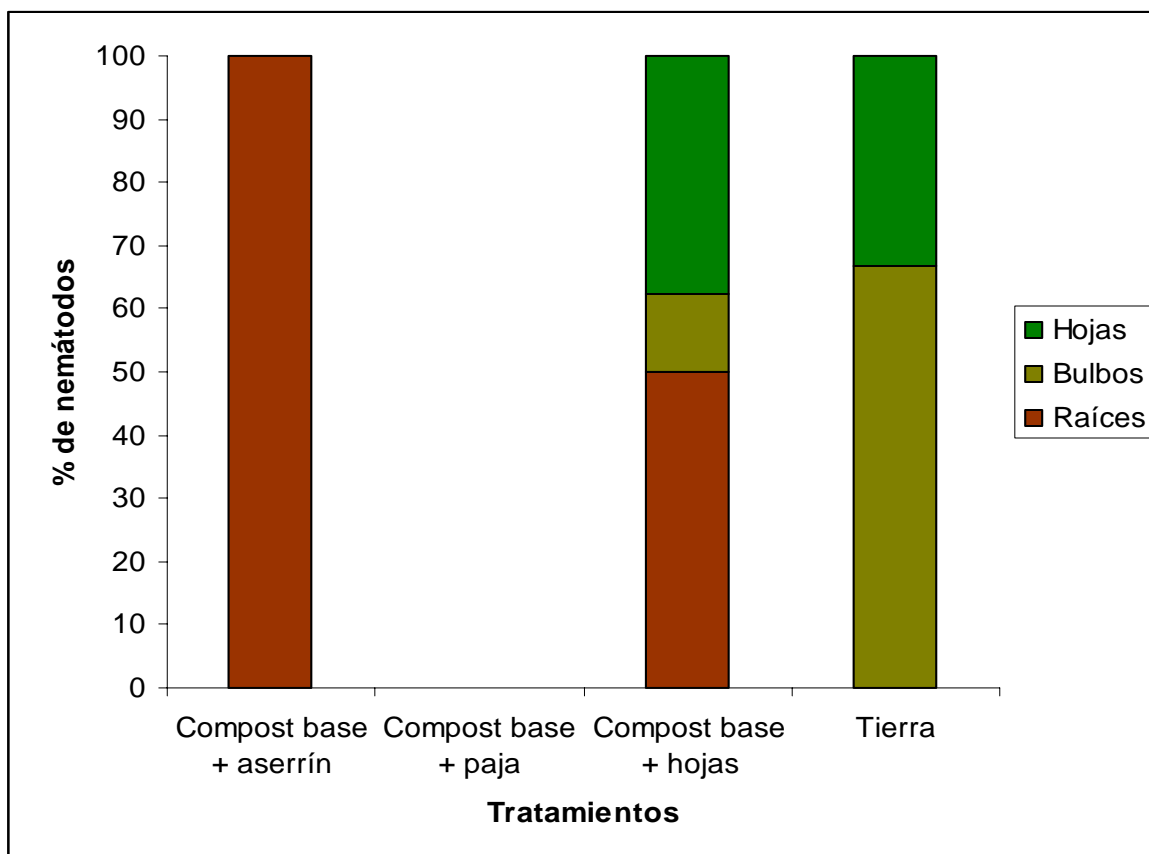


FIGURA 9 Distribución porcentual de *D. dipsaci* en las plantas de ciboulette.

Al parecer la susceptibilidad de la cebolla ante *D. dipsaci* es mucho mayor que el ciboulette por eso se explicaría que utilizados los mismos sustratos la infestación en cebolla sea mayor que en ciboulette

Por otra parte TENENTE (1996) indica que en cultivos de bulbo, plantados en suelo infestado, *D. dipsaci* penetra el brote y en el sector basal cuando emergen las raíces, ,

Como en el punto 4.1 no hay presencia de *D. dipsaci* pero en el punto 4.3, donde se analiza el sustrato con plantas indicadoras, si hay presencia del nemátodo esto podría explicarse porque los estadios de resistencia si sobrevivieron al proceso

pero los adultos no; por lo anterior no aparecen nemátodos en el primer análisis, pero que después con las condiciones ambientales adecuadas los estadios de resistencia o JIV se activan y proliferan en el sustrato infestando las plantas de ciboulette o cebolla usadas como plantas indicadoras.

5 CONCLUSIONES

Los resultados obtenidos permiten concluir que:

Se rechaza la hipótesis planteada puesto que el proceso de compostación afectó la supervivencia de *Ditylenchus dipsaci* disminuyendo su población a niveles que no permitieron su detección en los análisis nematológicos directos realizados a éste.

La incorporación de aserrín, paja y hojas como componentes de materia seca en la mezcla de compostación no mostró diferencias significativas en el número de individuos de *D. dipsaci* detectados en los análisis directos al sustrato.

La utilización de dos especies de plantas indicadoras (ciboulette y cebolla) demostró la sobrevivencia del nematodo en los tres tratamientos de compostaje estudiados.

El número total de individuos de *D. dipsaci* en cebolla fue superior a los detectados en ciboulette, lo cual demuestra que la primera especie es mejor hospedero a la población del nematodo estudiada.

La evaluación *in vitro* de extractos acuosos de los sustratos obtenidos en el proceso de compostaje que contenían paja u hojas, no mostró, en general, un efecto significativo en la supervivencia del nematodo.

Los extractos acuosos preparados a partir de sustratos de compostaje que incluían aserrín mostraron un efecto significativo en la sobrevivencia de individuos de *D. dipsaci*.

6 RESUMEN

Ditylenchus dipsaci es una de las especies de nemátodos más importantes en Chile, tanto por su gran variedad de hospederos como por el nivel de daño que causa en éstos. En general, su control se basa fundamentalmente en la selección de variedades resistentes, el uso de nematicidas y la rotación de cultivos. Los bulbos severamente infestados son considerados por los agricultores material de desecho y con ello una fuente importante de contaminación de los suelos agrícolas, por lo cual se evaluó una alternativa de utilización de éstos y a su vez control de este patógeno. Así se planteó esta investigación cuyo objetivo fue evaluar el efecto de la compostación de bulbos infestados con *D. dipsaci* en la supervivencia del nemátodo.

Los bulbos infestados se compostaron en tres tipos de sustratos compuestos por una mezcla base (CB) preparada en base a: bulbos infestados, pasto fresco y estiércol; a esta mezcla se incorporó como variable de cada tratamiento aserrín (T1), paja (T2) y hojas (T3). El proceso de compostaje se realizó en contenedores plásticos de 30 L de capacidad en base a tres repeticiones por tratamientos. Transcurridos seis meses se levantó el ensayo y se realizaron análisis químicos y nematológicos a cada sustrato. La presencia de *D. dipsaci* en los distintos sustratos se evaluó en forma directa, por medio de análisis nematológicos en laboratorio, y en forma indirecta través de bioensayos utilizando cebolla y ciboulette con plantas indicadoras. Paralelamente se evaluó *in vitro* el efecto, sobre la actividad de individuos de *D. dipsaci*, de diferentes concentraciones y tiempos de exposición de extractos acuosos de los tres tratamientos.

Los resultados obtenidos indican que el proceso de compostación de bulbos infestados con *D. dipsaci* afectó la supervivencia del nemátodo, el cual alcanzó poblaciones mínimas que no permitieron su detección en los análisis directos realizados a los sustratos, sin detectarse diferencias significativas entre los tratamientos. Sin embargo, los ensayos realizados con plantas indicadoras

demonstraron su sobrevivencia en todos los sustratos, comportándose cebolla como mejor especie indicadora que ciboulette. En la primera especie el nematodo infestó principalmente tejido de origen caulinar, mientras que los escasos individuos detectados en ciboulette se ubicaron en el sector basal de las plantas.

Los extractos *in vitro* de las soluciones acuosas preparadas con sustratos que contenían aserrín mostraron un control significativo en la supervivencia del nemátodo, mientras que este efecto no se detectó en aquellos extractos preparados con sustratos que contenían hojas o paja como materia seca.

SUMMARY

Ditylenchus dipsaci is one of the most important species of nematodes in Chile, for his great variety of hosts and for the level of damage that causes in host. In general, its control is based fundamentally on the selection of resistant varieties, the use of nematicides and culture rotation. The severely infected bulbs are considered by the farmers as waste material, this generates an important source of pollution of the agricultural soils, thus an alternative of utilization and control of this pathogen was evaluated. This way, this investigation aim was to evaluate the effect of the composting of bulbs infected with *D. dipsaci* in the survival of the nematode.

The infected bulbs were composted in three types of substrata composed by a mixture base (CB) prepared on the basis of infected bulbs, fresh pasture and manure; to this mixture was added as variable of every treatment: sawdust (T1), straw (T2) and leaves (T3). The process of (composting) was realized in plastic containers of 30 L of capacity on the basis of three repetitions by treatments. After six months, the assay was stopped and chemical and nematode analyses were realized to every substratum. The presence of *D. dipsaci* in the different substrata was evaluated in direct form, by means of nematode analysis in laboratory, and in indirect form with assays using onion and (ciboulette) with warning plants. Parallel, the effect on the activity of individuals of *D. dipsaci*, at different concentrations and times of exhibition of watery extracts of three treatments, was evaluated *in vitro*.

Results indicate that the process of composting of bulbs infected with *D. dipsaci* affected the survival of the nematode, which reached minimal populations who did not allow its detection in the direct analyses realized to the substrata, without detecting significant differences between the treatments. Nevertheless, the tests realized with warning plants demonstrated its survival in all the substrata. Onion, showed as a better warning specie than (ciboulette). In the first species the nematode infected principally woven of shoot origin, whereas the scanty individuals detected in ciboulette were located in basal sectors of the plants.

In vitro extracts of the watery solutions prepared with substrata that were containing sawdust showed a significant control in the survival of the nematode, whereas this effect was not detected in those extracts prepared with substrata that were containing leaves or straw as dry matter.

7 BIBLIOGRAFIA

- ABALLAY, E y INSUNZA, V. 2002. Evaluación de plantas con propiedades nematocidas en control de *Xiphinema index* en vid de mesa cv. Thompson sedles en la zona central de Chile. Agricultura Técnica. Chile 62 (3). 357 – 365
- AGRIOS, G. 1996. Fitopatología; enfermedades de las plantas causadas por nematodos. Traducido por GUZMAN, M.. 2ª ed. Mexico. Limusa. 838p
- AKHTAR, M y MAHMOOD, I. 1994. Nematode population and short-term nematode growth in response to neem-based products and other soil amendments. Nematropica (USA) 24 (2). 169- 173
- AVENDAÑO, D. 2003. El proceso de compostaje. Tesis Lic. Agr. Santiago. Pontificia Universidad Católica de Chile. Facultad de Ciencias Agrarias. 31 p
- BINGEFORS, S.1982. Nature of Inherited nematode resistance in plants. Pathogens, vectors and plant diseases. Academic Press. Uppsala. Sweden. pp 187 - 219.
- BROCK, T. y MADIGAN, M. 1993. Microbiología.. In Aloisi, T. y Brecewell,C (eds). México. p. 848-850
- BRUNA, A y GUIÑEZ, A. 1980. Identificación del nematodo del tallo y bulbos *Ditylenchus dipsaci* (Kühn) Filipjev y porcentaje de infestación en ajo (*Allium sativum* L.) y cebolla (*Allium cepa* L.). Agricultura Técnica (Chile). 40(4): 137-142
- CELETTI, M. CLARK, T. y POTTER, J. 2000. Bulb and Stem Nematode in Onions and Carrots (On line). Ministry Of Agriculture, Food and Rural Affairs. <<http://www.gov.on.ca/OMAFRA/english/crops/facts/00-043.htm>>. (3 Mayo 2004).

CENTRO UNIVERSITARIO INTERNACIONAL EUROPA-LATINOAMERICA DE INVESTIGACIÓN Y FORMACIÓN EN CIENCIAS AMBIENTALES (EULA). 2006. Apuntes sobre Compostaje El Compostaje. Principios Básicos. (On line) Centro universitario de investigación Europa – Latinoamérica de investigación y formación en ciencias ambientales. Universidad de Concepción. <<http://www.eula.cl/contenido/compostaje3.htm>> (27 ene 2005).

CHILE, CORPORACION DE INVESTIGACIÓN TECNOLÓGICA (INTEC),1999. Manual de Compostaje (On line) <www.cnpl.cl/documentos/doc%20manuales%20generales%20Manual%20de%20Compostaje.pdf> (27 ene 2005)

CHILE, CORPORACIÓN NACIONAL DEL MEDIOAMBIENTE (CONAMA). 2005. Manual de compostaje casero. (On line) <http://www.conama.cl/portal/1255/h2_1#h2_1>

CHITWOOD, D. 2002. Phytochemical based strategies for nematode control. Annual Review of Phytopathology (USA) 40 221-249

CHRISTIE, J. 1974. Nematodos de los vegetales; su ecología y control. México, Traducido por Centro Regional de Ayuda Técnica, Agencia para el Desarrollo Internacional. Mexico. Limusa, S.A. 275p

COMPOST.CHILE. 2007. Compostaje y reciclaje domiciliario, una solución para nuestros residuos. (On line)<www.CompostChile.com> (20 feb. 2007)

DIEKMANN, M. 1997. Technical Guidelines for the Safe Movement of Germplasm. N18. *Allium spp.* (On line) Food and Agriculture Organization of the United Nations, Roma / International Plant Genetic Resources Institute, Roma. Roma Italia.62p. <<http://www.ipgri.cgiar.org/publications/pubfile.asp>> (30 mar. 2005)

- DOUDA O. (2005): Host range and growth of Stem and Bulb Nematode (*Ditylenchus dipsaci*) populations isolated from garlic and chicory. *Plant Protection Science* 41: 104–108.
- DROPKIN, V. 1980. *Introduction to Plant Nematology*. Nueva York. Willey. 293p.
- EMISIÓN. s.f. Compost. (Online) <<http://www.emison.com/5114.htm>> (8 sep 2004)
- ESCUER, M. 1998. Nemátodos del genero *Ditylenchus* de interés fitopatológico. *Boletín Sanidad Vegetal – Plagas (España)* 24: 773-786.
- EUROPEAN AND MEDITERRANEAN PLANT PROTECTION ORGANIZATION (EPPO) . 2004. Data Sheets on Quarantine Pests ; *Ditylenchus dipsaci*. (On line) .<http://www.eppo.org/QUARANTINE/nematodes/Ditylenchus_dipsaci/DITYDI_ds.pdf> (16 nov.2004).
- EVANS, K. ; TRUDGILL, D. y WEBSTER, J. 1993. *Plant Parasitic Nematodes in Temperate Agriculture*. Wallingford, U.K. . CAB International 648 p.
- FERRIS, H, 2004. *Ditylenchus dipsaci*. (On line) Universidad de Davis, California. USA. <<http://plpnemweb.ucdavis.edu/nemaplex/Taxadata/G042S1.HTM#Classification>> (16 nov. 2004)
- FERRIS, H. 2006. *Ditylenchus dipsaci*. Stem and Bulb Nematode. (Online) University of California, Davis. <<http://plpnemweb.ucdavis.edu/Nemaplex/Taxadata/G042S1.HTM>> (15 oct 2006)
- GRECCO, N ; DÀDDABBO, T. y BRANDONISIO, A. 1992. teh synergism o soil solarization with funngant nematicides and plant for teh control of *Heterodera carotae* and *Ditylenchus dipsaci*. *Nematologia Mediterranea (Italia)*. 20 : 25 – 32.

- GRIFFITH, G. COOK, R. y MIZEN, K. 1999. Effects of temperature on stem nematode (*Ditylenchus dipsaci*) infestation of white clover (*Trifolium repens*) swards. *Nematology* (Holanda) 1 (4): 415-420.
- GUIÑEZ, A. 1991. Control del nematodo del tallo y de los bulbos, *Ditylenchus dipsaci* (Kühn) Filipjev, en cultivo de ajo (*Allium sativum* L). *Agricultura Técnica* (Chile). 51 (3): 233 – 236
- HOOPER, D. J. 1972. *Ditylenchus dipsaci*. CIH Description of Plant Parasitic Nematodes. St. Albans ; Inglaterra. Commonwealth Institute of Helminthology . Set 1 N° 14.
- HUSSEY , R. S. y GRUNDLER F. M. 1998. Nematode parasitism of plants. **In:** Perry, R.N. and Wright, D. J. (eds.) . *Physiology and biochemistry of free-living and plant-parasitic nematodes*. Inglaterra, CAB International. pp..213-243.
- INSUNZA, V; ABALLAY, E ; MACAYA, J. 2001. *In vitro* nematicidal activity of aqueous plant extracts on Chilean populations of *Xiphinema americanum* sensu lato. *Nematropica* (USA). 31 (1). 47 - 54
- INSUNZA, V. y VALENZUELA, A. 1995. Control of *Ditylenchus dipsaci* on garlic (*Allium sativum*) with extracts of medicinal plants from Chile. *Nematropica* (USA) 25:35-41.
- KNIGHT, K.W., BARBER, J.C.J. y PAGE, G.D. 1997. Plant-parasitic Nematodes of New Zealand Recorded by Host Association. Supplement to the *Journal of Nematology* 29 (4S) : 640-656.
- MAGUNACELAYA, J y DAGNINO, E. 1999. *Nematología agrícola en Chile*. Santiago. Universidad de Chile. Serie Ciencias Agronómicas .288p.

- MERCER, C.F y GRANT, J.L 1995. Resistance of the white clover variety G49 and its parent lines to ítem nematodo (*Ditylenchus dipsaci*). New Zealand Journal of Agricultural Research 38: (495-499)
- MILANO, M. y McINTYRE,G. 2001. Distribution and biology of *Ditylenchus dipsaci* and *Aphelenchoides ritzemabosi* in alfalfa grown in Colorado. Nematropica (USA) 31(1):11-16.
- MISRA, R y ROY, R. 2002. On farm composting methods. Food and Agriculture Organization (FAO). Italia. (On line). < http://www.fao.org/organicag/doc/On_farm_comp_methods.pdf> (10 ago 2004)
- PANDEY, R. 2000. Additive effect of three organic materials and nematicides on the reproduction of *Meloidogyne incognita* and yield of *Mentha arvensis*. Nematropica (USA) 30 (2). 155 – 160.
- PLOWRIGHT, R. CAUBEL, C. y MIZEN, K. 2002. *Ditylenchus* species. In: Starr, J.; Cook, R. y Bridge, J. (eds.). Plant resistance to parasitic nematodes. Sloug, England. Cab International. pp: 107-139.
- POTTER, J:W: y OLTHOF, T.H. 1993. Nematode Pests of Vegetable Crops. In: Evans, K; Trudgill, D.L. y Webster, J.M. (eds.). Plant Parasitic Nematodes in Temperate Agriculture. Wallingford, U.K. CAB International. pp: 171-208
- QUEZADA, M. 2006. Compostaje. Sistema de Información Ambiental de la IX Región de Chile. Instituto del Medio Ambiente, Universidad de La Frontera. <<http://www.ima.ufro.cl/siamb/p07033.html>>
- RICHARD, Ty TRAUTMANN, N. 2005. Getting the Right Mix. Calculations for Thermophilic Composting. (On line) Cornell composting. Science and engineering <<http://compost.css.cornell.edu/calc/rightmix.html>> (17 sep 2006)

- SASSER, J.N. 1989. Plant – Parasitic Nematodes: The Farmer`s Hidden Enemy. Raleigh , USA. Department of Plant Pathology, North Carolina State University. 115 p.
- SOUTHEY, J.F. 1970. Laboratory methods for work with plant and soil nematodes. Londres. Ministry of Agriculture, Fisheries and Food; Her Majesty`s Stationary Office. 147 p.
- SOUTHEY, J. 1978. Plant Nematology. 3a ed. Londres, Ministry of Agriculture, Fisheries and Food Her Majesty`s Stationery Office. 440 p.
- STIRLING, G; NICOL, J; REAY, F. 2002. Advisory services for nematode pests. Operational Guidelines. A report for the Rural Industries Research and Development Corporation. Kingstone, Australia, RIRDC. 119 p.
- TAPIA, E. 1984. Aporte al estudio de la incidencia del "nemátodo del bulbo y del tallo" (*Ditylenchus dipsaci*) (Kühn) Filipjev, en el estudio del ajo (*Allium sativum* L.), tipo rosado, en sectores de la V Región. Tesis Ing. Agr. Quillota, Chile. Universidad Católica de Valparaíso, Escuela de Agronomía. 62p.
- TENENTE, R. 1996. Nematode problems of bulbs, with special reference to *Ditylenchus dipsaci*. *Nematropica* (USA) 26(1): 91-99.
- TENENTE, R. y EVANS, A. 1996. Winter survival and migration of two populations of *Ditylenchus dipsaci*. *Nematología Brasileira* (Brasil) 20(1): 14-21.
- VAWDREY, L y STIRLING, G. 2006. Alternatives to nematicides in fruit and vegetable crops. (Online) < <http://www2.dpi.qld.gov.au/horticulture/5406.html> > (5 dic 2005)

WHARTON, D; ROLFE, R; PERRY; R. 2000. Electrophysiological activity during recovery from anhydrobiosis in fourth stage juveniles of *Ditylenchus dipsaci* Nematology (Inglaterra) 2000, Vol. 2(8) 881-886.

WHITEHEAD, A. G, FRASER, J. E, y NICHOLS, J.F. 1987. Variation in the development of stem nematodes, *Ditylenchus dipsaci*, in susceptible and resistant plants. Annals of Applied Biology (Inglaterra) (111): 373 - 383.