

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CAMPUS DE BOTUCATU

LEVANTAMENTO DE NEMATOIDES FITOPARASITAS EM ÁREAS DE
PRODUÇÃO DE PLANTAS ORNAMENTAIS E REAÇÃO DE CRISÂNTEMOS AOS
NEMATOIDES DAS GALHAS

LUCIVANE APARECIDA GONÇALVES

Dissertação apresentada à Faculdade de
Ciências Agronômicas da UNESP –
Campus de Botucatu, para obtenção do
título de Mestre em Agronomia
(Proteção de Plantas).

BOTUCATU – SP

Fevereiro – 2011

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CAMPUS DE BOTUCATU

LEVANTAMENTO DE NEMATOIDES FITOPARASITAS EM ÁREAS DE
PRODUÇÃO DE PLANTAS ORNAMENTAIS E REAÇÃO DE CRISÂNTEMOS AOS
NEMATOIDES DAS GALHAS

LUCIVANE APARECIDA GONÇALVES

Orientadora: Prof^a. Dr^a. SILVIA RENATA SICILIANO WILCKEN

Dissertação apresentada à Faculdade de
Ciências Agronômicas da UNESP –
Campus de Botucatu, para obtenção do
título de Mestre em Agronomia (Proteção
de Plantas).

BOTUCATU – SP

Fevereiro – 2011

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉCNICA DE AQUISIÇÃO E TRATAMENTO DA INFORMAÇÃO - SERVIÇO TÉCNICO DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - UNESP - FCA - LAGEADO - BOTUCATU (SP)

G6351 Gonçalves, Lucivane Aparecida, 1983-
Levantamento de nematoides fitoparasitas em áreas de produção de plantas ornamentais e reação de crisântemos aos nematoides das galhas / Lucivane Aparecida Gonçalves. - Botucatu : [s.n.], 2011

viii, 47 f. : gráfs., tabs., fots. color.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu, 2011
Orientador: Silvia Renata Siciliano Wilcken
Inclui bibliografia

1. *Meloidogyne* spp. 2. *Pratylenchus* sp. 3. Crisântemo. 4. Gérbera. 5. Lisianthus. I. Wilcken, Silvia Renata Siciliano. II. Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (Campus de Botucatu). Faculdade de Ciências Agrônômicas. III. Título.

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA "JÚLIO DE MESQUITA FILHO"
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CAMPUS DE BOTUCATU


CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO: LEVANTAMENTO DE NEMATOIDES FITOPARASITAS EM ÁREAS DE
PRODUÇÃO DE PLANTAS ORNAMENTAIS E REAÇÃO DE CRISÂN-
TEMOS AOS NEMATOIDES DAS GALHAS


ALUNA: LUCIVANE APARECIDA GONÇALVES

ORIENTADORA: PROFª DRª SILVIA RENATA SICILIANO WILCKEN

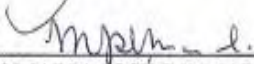
Aprovado pela Comissão Examinadora



PROFª DRª SILVIA RENATA SICILIANO WILCKEN



PROF. DR. ANTONIO CARLOS MARINGONI



PROFª DRª MARIA JOSÉ DE MARCHI GARCIA

Data da Realização: 25 de fevereiro de 2011.

OFEREÇO...

À minha mãe, Ilda do Nascimento Gonçalves (*In memorian*).

DEDICO COM AMOR E CARINHO...

Ao meu pai, Vitalino Gonçalves;

Aos meus irmãos; Marcos, Marcio, Marilúcia, Geovani,

João, Ivanete, Geraldo, Marcelo e Renato;

À Dona Terezinha;

Aos meus afilhados (as) e sobrinhos (as);

Ao meu namorado, Massilon.

AGRADECIMENTO

À Deus, “O coração humano projeta o caminho, mas é o Senhor quem dirige os passos”.
Provérbios 16-9.

À Dr^a Silvia Renata Siciliano Wilcken pela orientação, amizade, carinho e paciência.

À Maria de Fátima Almeida Silva pela amizade, apoio e companheirismo.

À minha família de Botucatu composta pelos amigos: Edinéia Gonçalves Guilherme, Renato Boreli Silva, Junia Karst Caminha Ruggiero, Alessandra Fagioli da Silva, Rone Batista de Oliveira, Ricardo Toshio Fujihara, Denise Tourinho Resende e Michelli de Souza dos Santos.

Às parceiras Empresas Steltenpool e Ricaflor, pelas mudas cedidas para análises.

Ao Emerson Luiz Brezer, pelo companheirismo e amizade.

Ao César Junior Bueno pelo apoio e amizade.

A todos os Professores do Departamento de Produção Vegetal – Setor de Defesa Fitossanitária pelo conhecimento e amizade.

Às minhas colegas de Laboratório de Nematologia; Andressa Lima de Brida, Juliana Nogueira Westerich, , Juliana Cardoso do Prado e Juliana Magrinelli Osório Rosa, pela amizade.

A todos os funcionários, em particular, Maria do Carmo Barbosa, Domingos Paulossi, Evandro Enilson Gomes e Paulo Roberto Rodrigues.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pela bolsa de estudos fornecida.

A todos que direta ou indiretamente ajudaram para a realização desse trabalho.

SUMÁRIO

	Página
LISTA DE TABELA.....	V
LISTA DE FIGURAS.....	VII
RESUMO.....	1
SUMMARY.....	3
1. INTRODUÇÃO.....	5
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	7
2.1. O cultivo de plantas ornamentais no Brasil.....	7
2.2. Nematoides de importância no cultivo de ornamentais.....	9
3. MATERIAL E MÉTODOS	17
3.1. Levantamento de espécies de nematoides fitoparasitos em áreas de produção de ornamentais de corte.....	17
3.1.1. Amostragem, processamentos nematológicos e identificação dos nematoides.....	17
3.2. Reação de diferentes variedades de crisântemo a <i>Meloidogyne incognita</i> , <i>M. javanica</i> e <i>M. enterolobii</i>	19
3.2.1. Preparo e condução das plantas	19
3.2.2. Preparo do inóculo e inoculação das plantas	20
3.2.3. Delineamento experimental	21
3.2.4. Avaliação	21
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	22
4.1. Levantamento de nematoides fitoparasitos em áreas de produção de ornamentais de corte	22
4.2. Reação de diferentes variedades de crisântemo a <i>Meloidogyne incognita</i> , <i>M. javanica</i> e <i>M. enterolobii</i>	32
5. CONCLUSÃO	38
6. REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA	39

LISTA DE TABELA

	Página
Tabela 1. Números de nematoides fitoparasitos encontrados nos diferentes vãos da casa de vegetação ‘Matriz em Crisântemo’	27
Tabela 2. Números de nematoides fitoparasitos encontrados nos diferentes vãos da casa de vegetação ‘Crisântemo de Corte - CC1’	28
Tabela 3. Números de nematoides fitoparasitos encontrados nos diferentes vãos da casa de vegetação ‘Crisântemo de Corte – CC2’	30
Tabela 4. Números de nematoides fitoparasitos encontrados nos diferentes vãos da casa de vegetação ‘Lisianthus’,	31
Tabela 5. Números de nematoides vida livre encontrados nos diferentes vãos da casa de vegetação ‘Gérbera’	32
Tabela 6. Índices médios dos números totais de nematoides por grama de raiz (Nº N/g raiz), massa de ovos (IMO), nematoides totais de <i>Meloidogyne incognita</i> raça 2 (NT), fator de reprodução (FR) e reação das variedades de crisântemo de corte provenientes da Empresa Ricaflores.....	33
Tabela 7. Índices médios dos números totais de nematoides por grama de raiz (Nº N/g raiz), massa de ovos (IMO), nematoides totais de <i>Meloidogyne incognita</i> raça 2 (NT), fator de reprodução (FR) e reação das variedades de crisântemo de corte provenientes da Empresa Steltenpool.....	34
Tabela 8. Índices médios dos números totais de nematoides por grama de raiz (Nº	

N/g raiz), massa de ovos (IMO), nematoides totais de *Meloidogyne javanica* (NT), fator de reprodução (FR) e reação das variedades de crisântemo de corte provenientes da Empresa Ricaflor..... 35

Tabela 9. Índices médios dos números totais de nematoides por grama de raiz (N° N/g raiz), massa de ovos (IMO), nematoides totais de *Meloidogyne javanica* (NT), fator de reprodução (FR) e reação das variedades de crisântemo de corte provenientes da Empresa Steltenpool..... 35

Tabela 10. Índices médios dos números totais de nematoides por grama de raiz (N° N/g raiz), massa de ovos (IMO), nematoides totais de *Meloidogyne enterolobii* (NT), fator de reprodução (FR) e reação das variedades de crisântemo de corte provenientes da Empresa Ricaflor..... 36

Tabela 11. Índices médios dos números totais de nematoides por grama de raiz (N° N/g raiz), massa de ovos (IMO), nematoides totais de *Meloidogyne enterolobii* (NT), fator de reprodução (FR) e reação das variedades de crisântemo de corte provenientes da Empresa Steltenpool..... 36

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Gêneros de nematoides encontrados nas amostras de solo.....	23
Figura 2. Gêneros de nematoides encontrados nas amostras de raiz.....	23
Figura 3. Gêneros de nematoides encontrados nas culturas de crisântemo, e lisianthus.....	24
Figura 4. Configuração perineal da espécie <i>Meloidogyne javanica</i> presente nas áreas amostradas.....	24
Figura 5. Bandas eletroforéticas das espécies de <i>Meloidogyne javanica</i> (MJ) encontradas nas áreas proveniente do cultivo de plantas ornamentais de corte (crisântemo e lisianthus) através da técnica eletroforética de isoenzima – esterase.....	25
Figura 6. Levantamento populacional de nematoides em casa de vegetação na cultura do crisântemo.....	26
Figura 7. Levantamento populacional de nematoides em casa de vegetação na cultura de lisianthus.....	26

RESUMO

Problemas causados por fitonematoides em áreas de cultivo de plantas ornamentais têm se tornado bastante frequentes. Os nematoides causadores de galhas (*Meloidogyne* spp.), os das lesões radiculares (*Pratylenchus* spp.) e os da parte aérea (*Aphelenchoides* spp.) podem ser considerados os mais nocivos ao cultivo de plantas ornamentais. Com o objetivo de verificar quais os nematoides fitoparasitos presentes em áreas de produção de plantas ornamentais de corte, o presente trabalho foi desenvolvido. Para isso, amostragens foram coletadas em áreas de cultivo de ornamentais de corte na Empresa Steltenpool em Paranapanema – Holambra II – SP, em casas de vegetação de crisântemo, lisianthus e gérbera. As amostras foram processadas para a extração, quantificação e identificação dos nematoides presentes na raiz, no solo e parte aérea. *Meloidogyne javanica* foi o nematoide mais frequente, presente nas raízes, em 45% das amostras e em 46% do solo. *Pratylenchus* foi encontrado com maior frequência nas raízes (37%) do que no solo (9%), enquanto *Paratylenchus* sp. foi mais frequente no solo (22%) do que nas raízes (13%). Nematoides de parte aérea não foram detectados nas áreas amostradas. Também foi estudada a reação de variedades de crisântemos à *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii*, em condições de casa de vegetação. Tais estudos foram conduzidos

separadamente para *M. incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii*. O substrato de cada parcela foi infestado com 5.000 ovos da espécie de nematoide em estudo (Pi) e após 60 dias após a infestação o sistema radicular das plantas foi determinado o número de massa de ovos e em seguida processado para a extração dos nematoides presentes (Pf) e determinado o fator de reprodução (Pf/PI) de cada nematoide estudado. No estudo de reação as variedades de crisântemo Capello Vermelho (5,3) e Sunny Shena (2,0) foram suscetíveis à espécie de *Meloidogyne incognita*, apresentando FR acima de um, enquanto para *M. javanica* e *M. enterolobii* todas as variedades estudadas apresentaram comportando-se como resistentes a essas espécies de nematoides, com FR abaixo de um.

Palavras-chave: *Meloidogyne* spp., *Pratylenchus* sp., Ornamental, Crisântemo, Gérbera, Lisianthus.

Survey of plant-parasitic nematodes in ornamental plants production areas and chrysanthemum reaction to root-knot nematodes. Botucatu, 2011. 47p.

Dissertação (Mestrado em Agronomia/Proteção de Plantas) - Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista.

Author: LUCIVANE APARECIDA GONÇALVES

Adviser: Dr^a SILVIA RENATA SICILIANO WILCKEN

SUMMARY

Nematodes problems in ornamental plants production areas have become quite frequent; in root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.), the root lesion nematodes (*Pratylenchus* spp.) and shoot nematodes (*Aphelenchoides* spp.) are considered the most harmful to ornamental plants cultivation. This research aimed to verify the plant-parasitic nematodes in cutting ornamental plants production. Samples were collected in chrysanthemum, lisianthus and gerbera greenhouses of the Company Steltenpool in Paranapanema - Holambra II – SP. The nematodes were extracted, quantificated and identified from samples of root, soil and shoot. *Meloidogyne javanica* was the most frequent nematode in roots (45%), and in soil (46%), *Pratylenchus* was found more frequently in roots (37%) than in soil (9%), while *Paratylenchus* was more common in soil (22%) than in roots (13%). Nematodes were not detected from shoot samples. Chrysanthemums varieties reaction to *M. incognita*, *M. javanica* and *M. enterolobii* had been studied separately in greenhouse conditions. Each plot was infested with 5,000 eggs of which studied nematode species (Pi). The egg mass and nematodes numbers (Pf) present in the root system was determined 60 days after the soil infestation. The reproduction rates were determined by Pf/Pi. ‘Chrysanthemum Capello Red’ (5.3) and ‘Sunny Shena’ (2.0) were susceptible to

Meloidogyne incognita. All chrysanthemum varieties were resistant to *M. javanica* and *M. enterolobii*

Key words: *Meloidogyne* spp., *Pratylenchus* sp., ornamental, chrysanthemum, gerbera, *lisianthus*.

1. INTRODUÇÃO

O Brasil apresenta grande diversidade climática, com extensas áreas sob condições edafoclimáticas favoráveis à cadeia produtiva de flores e plantas ornamentais e pontos estratégicos para sua comercialização (BATISTA *et al*, 2008).

A floricultura brasileira tem apresentado desenvolvimento crescente desde a década de 60, isso devido ao aumento das importações e exportações do setor. No Brasil, cerca de 95% da produção de flores e plantas ornamentais é destinada ao mercado interno. O estado com maior produção é de São Paulo, com 75% da produção nacional. As exportações, em sua grande maioria, são destinadas à Holanda com a participação de 57,3% (TOMBOLATO, 2004; CEAD, 2010; SEBRAE, 2009).

O crisântemo é uma das flores mais populares do mundo, juntamente com a rosa, o cravo e a gérbera, sendo a segunda flor de corte em volume de produção. A sua comercialização tem se elevado continuamente. Esse sucesso se deve, principalmente, a grande oferta de cores e formatos das flores colocadas à disposição do mercado consumidor (GRUSZYNSKI, 2001; TOMBOLATO, 2004). Assim como de outras plantas ornamentais de corte, apresenta graves problemas fitossanitários, principalmente devido à produção intensiva

em cultivo protegido. Os microrganismos fitoparasitos de solo, dentre eles os nematoides, são favorecidos por esse sistema de cultivo.

Os nematoides fitoparasitos de maior importância em cultivos de plantas ornamentais são os formadores de galhas (*Meloidogyne* spp.), os das lesões radiculares (*Pratylenchus* spp.) e o nematoides cavernícolas (*Radopholus similis*), assim como os parasitos da parte aérea do gênero *Aphelenchoides* (OLIVEIRA; KUBO, 2007).

Embora poucas espécies apresentem patogenicidade comprovada em plantas ornamentais e na escassa literatura disponível do assunto, os nematoides das galhas radiculares e os de parte aérea são responsáveis por danos significativos, fazendo com que a procura por informações pelos produtores de plantas ornamentais seja frequente.

O presente trabalho visou detectar os nematoides fitoparasitos mais frequentes em uma área de produção de plantas ornamentais de corte, assim como determinar a reprodução de espécies de *Meloidogyne* (*M. incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii*) em diferentes variedades de crisântemo, em condições de casa de vegetação.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. O cultivo de plantas ornamentais no Brasil

As áreas de produção de crisântemo exigem um elevado investimento inicial, porém apresenta alto retorno econômico. O setor social é beneficiado com o cultivo de ornamentais no Brasil, pela sua exigência de mão de obra, necessita-se de aproximadamente 10 pessoas por ha para manter uma área de produção com 2 a 3 ciclos por ano em média, dependendo da planta ornamental (TOMBOLATO, 2004).

As espécies ornamentais de maior interesse comercial são rosas, crisântemos, violetas, gladiólos, cravos, tulipas, orquídeas, lírios, alstremérias, margaridas, íris e lisianthus. O crisântemo tem seu destaque por apresentar inúmeras variedades, tanto de vaso como de corte, além de propiciarem a comercialização como flores frescas, secas ou preservadas (SARZI, 2005; OLIVEIRA; BRAINER, 2007).

A cadeia produtiva de flores e plantas ornamentais no Brasil teve o rendimento de R\$ 750 milhões, em 2009, e estima alcançar R\$ 825 milhões, em 2010. Da

produção obtida, são destinadas 95% para o consumo interno e 5% são exportados para países como Holanda, Estados Unidos, União Européia e Japão (CEAD, 2010).

Dendranthema grandiflorum (Ramat) Kitam (sin. *Anthemis grandiflora* Ramat., *D. morifolia* (Ramat) Tzvelev. e *Chrysanthemum morifolium* Ramat.) são pertencente à família *Asteraceae*. São herbáceas eretas apresentando características de altura entre 0,5-1,0 m, obtido por hibridação e melhoramento com *D. indicum* (L.) Des Moul. e *Chrysanthemum indicum* (L.), ambas provenientes da China e do Japão, o que constitui o grupo de *Chrysanthemum hortum* Hort., com inúmeras variedades, colorido e forma das flores (LORENZI; SOUZA, 2008).

Por ser um gênero muito diversificado, apresenta mais de 100 espécies e conta com mais de 800 variedades comercializadas mundialmente (SILVA, 2008). Devido a essa diversidade, o crisântemo apresenta uma grande variedade de características como, formato, cor, tamanho das inflorescências, resposta à indução fotoperiódica, durabilidade em pós-colheita e o ciclo curto (TOMBOLATO, 2004). A indução ao florescimento é realizada por meio de controle de luz e temperatura, o que faz com que o produtor as cultive em ambientes protegidos para ter produção durante todo ano (LORENZI; SOUZA, 2008).

A popularidade da gérbera (*Gerbera jamesonii* Adlam.) tem aumentado a cada dia, sendo comercializada tanto como flor de corte ou vaso, e também possui uma gama imensa de cores que varia de branco a vermelho, com tons intensos e vibrantes, sendo ideal para decorar ambientes. Pertencente à família *Asteraceae*, é uma planta herbácea perene que apresenta de 0,3 a 0,4 m de altura, e, é originária da África (MATHIAS, 2010; LUDWIG, 2007).

As variedades comerciais são oriundas de hibridações entre espécies sul-africanas (*Gerbera jamesonii* e *G. viridifolia*), dando origem à gérbera híbrida (*Gerbera hybrida* Hort.). A *G. jamesonii* é a espécie mais estudada para o desenvolvimento de novas variedades. Com isso, em média 300 variedades são lançadas por ano, dentre as principais características de interesse apresenta durabilidade, variabilidade morfológica como no tamanho da inflorescência, no tamanho da haste e na cor (INFOAGRO, 2011; CHUNG et al. 2001; CARDOSO; SCHEFFER-BASSO; GRANDO, 2007; BARROSO, 1991).

A sensibilidade das gérberas ao fotoperíodo é relativa, variado de acordo com a variedade, e quando associada ao alto grau de luminosidade com temperatura

elevada aumenta o período vegetativo da planta, causando assim, uma maior exposição da planta a patógenos e maior permanência na casa de vegetação (INFOAGRO, 2011; LUDWIG, 2007).

O lisianthus (*Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinnery) é uma planta ornamental originária dos Estados Unidos, com altura entre 0,3 e 0,6 m, e, apresenta um alto valor agregado estando entre as dez primeiras espécies de corte comercializadas no ‘Velling Holambra’, e também, é cultivada em vaso. É pertencente à família *Gentianaceae*. O interesse por essa ornamental é devido a disposição das flores, podendo ser, simples ou dobradas, e suas cores são basicamente azul, rosa e branca, apresentando variações nos tons (CAMARGO, et al., 2004; ZACCAI; EDRI, 2002).

Estudos mostram que durante a fase vegetativa do lisianthus há necessidade de alguns estímulos para a formação de uma planta saudável e forte. Para isso, é exigido ventilação na casa de vegetação, forçando as plantas a desenvolverem um sistema radicular mais resistente. Para estimular brotações laterais e obter maior número de hastes floridas é utilizado o sistema de poda. Essa cultura desenvolve-se melhor em um solo rico em matéria orgânica e pH perto da neutralidade (6,5-7,0). Quanto ao fotoperíodo, a preferência é de 14 a 16 horas de luz (SYNGENTA, 2010; BACKES, 2008).

A transição floral de lisianthus foi analisada em casa de vegetação, com duas estações do ano (inverno e verão), e dois fotoperíodos, (dia longo e dia curto). A transição floral foi acelerada em plantas cultivadas no verão, e apresentou redução do número de nós e do tempo de cultivo. O plantio em dias curtos induziu maior número de flores por inflorescência quando comparado com o plantio em dia longo. Apresentando assim dependência fotoperiódica (ZACCAI; EDRI, 2002)

2.2. Nematoides de importância no cultivo de ornamentais

Os nematoides parasitos de plantas são considerados importantes agentes fitopatogênicos para diversas culturas de importância econômica. No cultivo de plantas ornamentais, sérios são os problemas causados por esses nematoides, principalmente

em casa de vegetação, provocando danos em diversas culturas. Os nematoides que apresentam maior importância são os parasitas do sistema radicular, principalmente os nematoides das galhas radiculares (*Meloidogyne* spp.), das lesões radiculares (*Pratylenchus* spp.), nematoide pino (*Paratylenchus* sp.), cavernícola (*Radopholus similis*); nematoides dos bulbos (*Ditylenchus dipsaci*) assim como parasitas da parte aérea, como os nematoides do gênero *Aphelenchoides*. Embora poucas espécies apresentem patogenicidade comprovada, os nematoides das galhas radiculares e os de parte aérea são responsáveis pelos maiores prejuízos (OLIVEIRA; KUBO, 2007; LEWI, 2003; EPPO, 2011).

Dentre os nematoides parasitas do sistema radicular, os formadores de galhas se destacam. As espécies de maior importância desse gênero são *Meloidogyne incognita*, *M. javanica*, *M. enterolobii* e *M. hapla*. Esses nematoides apresentam um alto grau de importância devido sua distribuição geográfica, sendo esta cosmopolita, e possui uma vasta gama de hospedeiros. Sua multiplicação ocorre tanto em plantas de interesse econômico quanto em plantas daninhas. Em sua grande maioria são encontrados na profundidade de 5 a 25 cm (AGRIOS, 2005; TAYLOR; SASSER, 1983)

O sintoma típico da presença de *Meloidogyne* spp., na maioria das plantas e também nas plantas ornamentais, são as galhas radiculares representadas pelo engrossamento das raízes, ocorrendo na maioria das vezes ao redor do corpo do nematoide, sendo consequência da hipertrofia e hiperplasia das células. Geralmente, devido ao ataque de nematoides, o sistema radicular apresenta-se desorganizado e ineficiente na absorção de água e nutrientes, com isso as plantas tornam-se pouco vigorosas e com estatura reduzida, isso em razão de fatores como o nível de infestação, distribuição espacial e temporal dos nematóides e diferenças genéticas (OLIVEIRA; KUBO, 2007). Greco e Di Vito (2010) determinaram os níveis de dano para diversas culturas onde a média é de aproximadamente 0,5 - 2 juvenis/g de solo, ou através do limite inferior de detecção mais de 1000 indivíduos/500cm³ de solo.

No gênero *Meloidogyne* ocorre dimorfismo sexual onde os nematoides adultos apresentam diferenças típicas, a fêmea possui o corpo no formato de pêra e o macho com o formato fusiforme, que atingindo o estágio adulto, abandona a raiz, e não se alimenta. As fêmeas liberam seus ovos em uma massa gelatinosa, a sua produção é de aproximadamente 500 ovos / fêmea, onde seu ciclo de vida completa em 25 dias a 27°C, e os juvenis de segundo estágio se locomove a procura de raízes para que ocorra à infecção e sua alimentação. A

penetração sucede por ação mecânica e enzimática, quando o nematoide inicia seu sítio de alimentação, começa a se desenvolver passando pelos estádios de J3, J4 chegando à fase adulta, que como consequência poderá ocorrer à formação das galhas, e a fêmea colocará seus ovos passando a surgir uma nova geração nematológica (AGRIOS, 2005).

O nematoide *Meloidogyne incognita* Chitwood, teve seu primeiro relato infectando as raízes de uma planta ornamental, *Alpinia zerumbet* (gengibre com casca). Espécie que possui uma grande quantidade de hospedeiros, sendo várias, de interesse agrônômico. E de acordo com Oliveira (2001) as espécies de ornamentais *Acrocarpus froxinosus*, *Ajuga reptans*, *Anthurium* spp., *Antirrhinum majus*, *Ardisia* sp., *Begonia* spp., *Begonia rex*, *Bellis perennis*, *Calathea* spp., *Calendula officinalis*, *Cassia* spp., *Centaurea gymnocarpa*, *Chrysanthemum* spp., *Coleus* sp., *Cordelyne* sp., *Crassula multicava*, *Dahlia x primata*, *Gladiolus* spp., *Graptophyllum pictum*, *Grevillea robusta*, *Gypsophila paniculata*, *Helianthus annuus*, *Hibiscus* sp., *Hydrangea hortensia*, *Graptopetalum* sp., *Hedera helix*, *Helichrysum petiolatum*, *Impatiens* spp., *Iresine* spp., *Ixora finlaysonianana*, *Ligustrum japonicum*, *Oxalis latifolia*, *Pachystachys lútea*, *Pelargonium* sp., *Pilea microphylla*, *Portulaca grandiflora*, *Sedum morganianum* e *Zebrina pendulata* são hospedeiras desse nematoide. Em relatado na Venezuela, *M. incognita* é um dos nematoides distribuídos em diversas ornamentais como espécies de *Rosa*, *Chrysanthemum*, *Dianthus*, *Strelitzia*, *Alstroemeria* e *Anthurium* (BASTERRECHEA, 2005; BRITO *et al.*, 2010).

Ao tornar-se visível os problemas com *M. incognita* em ornamentais de inverno na Índia, foi realizado acompanhamento por dois anos consecutivos, analisando os danos causados por *M. incognita* na concentração de 2.000 ovos/kg de solo em três plantas ornamentais inverno: malva-rosa (*Althea rosea*), petúnia (*Petunia hybrida*), e papoula (*Papaver rhoeas*). As três espécies de ornamentais foram altamente suscetíveis a *M. incognita*, apresentando uma redução de flores em 37% (Petúnia), 29% (Papoula), e 23% (Malva-rosa). Os nematoides causaram sérios prejuízos nas ornamentais provocando uma considerável diminuição na produção de flores (KHAN; KHAN; MOHIDE, 2005).

Na Nigéria, foi feito um levantamento com dezesseis plantas ornamentais, sendo avaliada quanto à resistência a infecção causada por *Meloidogyne incognita*, em casa de vegetação. As plantas que apresentaram resistência foram *Nerium orleander* e *Thunbergia erecta*. E as espécies *Acalypha torta*, *Ixora coccinea*, *Hibiscus rosa-*

sinensis, *Duranta* sp., *Acalypha tricolor*, *Cordiaecum variegatum*, *Cordyline terminalis*, *Acalypha* sp., *Dieffenbachia picta* e *Quisqualis indica* variaram no espectro de moderadamente a altamente suscetíveis a infecção. Sendo que as plantas infectadas apresentaram galhas e vários estádios de desenvolvimento de *M. incognita* (SALAWU; DARABILAN, 2010).

Meloidogyne javanica Chitwood, é também de grande importância para ornamentais e sua gama de hospedeiros inclui *Palisota barteri*, *Ardisia* sp., *Dianthus* sp., *Philodendron* sp e *Schefflera* sp., (RICHARDSON; GREWAL, 1993).

De acordo com Schochow *et al.* (2004), o cultivo de lisianthus ‘Mariachi Lime Green’ em casa de vegetação com solo infestado de nematoides (*M. hapla*, *M. incognita* ou *M. javanica*) apresentou menor danos nas raízes e menor taxa de multiplicação do nematoide quando comparado com o tomateiro. O lisianthus mantém a população de *Meloidogyne hapla*, e incrementa levemente a população de *M. javanica* e *M. incognita*. O número de flores produzidas foi reduzido pelos três nematoides. A presença de alguns fungos, por exemplo, *Pythium* sp., *Fusarium* sp. e *Rhizoctonia* sp., agravam os danos na produção de lisianthus.

Estudos de ocorrência e distribuição de nematoides fitoparasitas foram realizados, em plantas ornamentais e folhagens no campus de Jaboticabal da UNESP. Os nematoides parasitas de ornamentais detectados nas amostras foram: *Meloidogyne* sp. (*Anthurium andreannum*, *Calathea estromata*, *Dieffenbachia picta*, *Ficus benjamina*, *Impatiens walleriana*, *Odontonema strictum*, *Portulaca grandiflora*, *Spathiphyllum ortgiesii* ‘Sensation’), *Helicotylenchus dihystra* (*Calathea estromata*, *Dracaena marginata*, *Portulaca grandiflora*, *Spathiphyllum ortgiessii* ‘Sensation’, *Tradescantia pallida*, *Tradescantia zebrina*), *Tylenchus* sp. (*Anthurium andreannum*, *Calathea estromata*, *Cordyline terminalis*, *Dieffenbachia picta*, *Ficus benjamina*, *Rhododendron simsii*), *Aphelenchoides* sp. (*Dieffenbachia picta*, *Spathiphyllum ortgiessii* ‘Sensation’, *S. wallisi* ‘Beleza Americana’), *Rotylenchulus reniformis* (*Terminalis Cordyline*, *Dracaena marginata*, *Odontonema strictum*), *Pratylenchus* sp. (*Spathiphyllum ortgiessii* ‘Sensation’, *Spathiphyllum wallisi* ‘Mini’), *Ditylenchus* sp. (*Spathiphyllum wallisi* ‘Mini’), *Pratylenchus brachyurus* (*Tradescantia zebrina*) (GIMENES *et al.*,2010).

Outra espécie de *Meloidogyne* é considerada preocupante, devido à alta virulência e polifagia é *Meloidogyne enterolobii* (YANG; EISENBACK, 1983), relatada em vários países, como Brasil, Cuba, Malásia, Martinica, Porto Rico, Senegal, África do Sul, Tobago, Trinidad, Venezuela e da África Ocidental (Costa do Marfim e Burkina Faso). Descrita a partir de espécimes isoladas de *Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong., proveniente na ilha de Hainan, na China. Em 2004, Xu et al. sugeriu a sinonímia de *M. enterolobii* com *Meloidogyne mayaguensis* (RAMMAH e HISCHMANN, 1988). No primeiro relato feito no Brasil por Carneiro (2001b) em plantios comerciais de goiabeira na região de Petrolina (PE), Curaçá e Maniçoba (BA), foi feito designando a espécie como *Meloidogyne mayaguensis*, uma espécie descrita originalmente em Porto Rico, e foram isolados da cultura de berinjela (*Solanum melongena*).

Apesar de ter sido relatado na Suíça, em duas estufas comerciais de tomateiro (*Solanum lycopersicum* cv. Maxifort) resistentes a *Meloidogyne* spp. *M. enterolobii* é considerado quarentenário na Europa (EPPO, 2008; TIGANO, et al, 2010)

Meloidogyne hapla é o nematoide das galhas que mais prevalece em viveiros de ornamentais arbóreas em Tennessee (EUA). Em testes realizados em casa de vegetação houve a multiplicação de *M. hapla* com a formação de galhas e a produção de ovos nas raízes de *Abelia x grandiflora*, *Cornus florida*, *Hydrangea paniculata grandiflora*, *Photinia x fraseri*, *Spiraea x bumalda*, *Spiraea x vanhouttei* e *Viburnum carlesii*. O formato das galhas em *H. grandiflora* e *V. carlesii* foram à sua maioria grandes e fusiformes. Para a espécie *C. florida* as galhas apresentadas tiveram o formato esférico e geralmente na terminação da raiz, e, geralmente, para as outras espécies as galhas foram pequenas. Dois *Acer* spp., dois *Buxus* spp, três *Ilex* spp., cinco *Prunus* spp. três *Rhododendron* spp., *Euonymus alata*, *Ligustrum sinense*, *Magnolia x soulangiana*, *Nandina domestica*, e nove espécies de coníferas foram não hospedeiras ou tolerantes. Mostrando assim, a diferente resposta do nematoide em função da formação de galhas em diferentes arbóreas (BERNARD; WITTE; 1987).

LaMondia (1997) manifestou uma grande preocupação com a maneira que é disseminado o *Meloidogyne hapla*, principalmente quando ocorre através de materiais de propagação em ornamentais herbáceas perene. Mudanças de ornamentais herbáceas foram estudadas como com a intenção de reduzir a disseminação e o estabelecimento de *M. hapla*.

No experimento as mudas de *Aconitum*, *Ajuga*, *Anemone*, *Gerânio*, e *Trollius* foram previamente inoculadas com 10.000 ovos/muda, quatro semanas depois as plantas foram removidas, lavado seu sistema radicular e procedendo com um sistema de poda onde foi retirada a quantidade de 0, 50, 75 ou 100%, sendo removida maioria do sistema radicular fibroso, e permanecendo caules subterrâneos, brotos, tubérculos ou raízes tuberosas. Essa poda foi realizada com intenção de reduzir e/ou eliminar as galhas do nematoide. Após quatro meses, analisou o sistema radicular das plantas, e, em seguida, foram plantadas mudas de ornamentais que apresentam resistência a esse nematoide, *Rudbeckia* e *Áster* e de algumas suscetíveis *Coreopsis*, *Primula*, e *Lobelia* e reinfestou o solo com 10.000 ovos/vaso. Seis meses depois, foi tirado o sistema radicular, picado e misturado ao solo, para posterior plantio do tomateiro ‘Rutgers’. Após cinco semanas o tomateiro foi processado para a verificação da multiplicação do nematoide. As plantas de tomate cultivadas após as ornamentais resistentes estavam livres de galhas e ovos, enquanto o tomate cultivado após bioensaio plantas suscetíveis, estavam com uma grande quantidade de número de galhas e massa de ovos. Mostrando assim o grande potencial da rotação de culturas, controlando o *Meloidogyne hapla* nessas ornamentais herbáceas.

Os nematoides do gênero *Pratylenchus* são considerados o segundo de importância no Brasil. Apresenta distribuição cosmopolita, são endoparasitas migradores, que causam graves prejuízos a centenas de diferentes culturas e plantas ornamentais. Penetram nas raízes locomovendo-se intercelularmente, fazendo com que o seu hospedeiro apresente alguns sintomas de subdesenvolvimento, clorose e murcha das folhas. Os sistemas radiculares ficam reduzidos, pouco volumosos e rasos, e as radículas com regiões necrosadas e escurecidas. Pode ocorrer a formação de “reboleiras”, podendo culminar na morte das plantas. Ao fazer seu caminho através dos tecidos, o nematoide rompe as células e destrói os tecidos. Depois do declínio radicular e perda de vigor os nematoide se movem para o solo em busca de raízes saudáveis. As lesões são formadas na raiz, abrindo portas para outros microrganismos, como fungos e bactérias que entram nos tecidos danificados podendo ocorrer o apodrecimento das raízes (FERRAZ; MONTEIRO, 1995, KIMATI, 2005).

Hasan (1988) constatou suscetibilidade de *Chrysanthemum carinatum* a *Pratylenchus coffeae* em solo cultivado com crisântemo. No Brasil, foi constatada a presença de *P. penetrans* nessa ornamental. Foi relatado também em plantios de crisântemo de corte (*D.*

grandiflora cv. Yellow Vero), o nematoide *M. javanica* em plantios na Colômbia (AGUDELO; LEWIS; ABRIL, 2006)

O gênero *Paratylenchus* é ectoparasita migrador e foi relatado que *P. curvatus* é patogênico ao cultivo de cravo. Sendo orientada a indicação de controle no cultivo de crisântemo, mesmo não identificando a espécie, sendo descrito o aumento significativo no rendimento da cultura (CROZZOLI, 2002).

Os nematoides parasitas da parte aérea que mais se destacam são os pertencentes ao gênero *Aphelenchoides*, as espécies de importância reconhecida em plantas ornamentais são *Aphelenchoides besseyi* Christie, *A. fragariae* (Ritzema Bos), Christie e *A. ritzemabosi* (Schwartz) Steiner. Também *A. subtenuis* (Cobb) Steiner & Buhner, espécie conhecida por causar danos em bulbos e folhas, possui hábitos de viver no interior do tecido foliar em ornamentais e pode causar a morte do tecido foliar (LEWI, 2003).

A espécie *Aphelenchoides ritzemabosi* causa a princípio, manchas amarelo-acinzentadas delimitadas pela nervura seguida de enegrecimento, seca e desfolha. Estas manchas se tornam enegrecidas e passam tomar grande parte do limbo foliar, que pode secar e cair. Os ataques iniciam-se geralmente na parte inferior da planta, progredindo para o ápice. Sua ocorrência é intensificada sob temperatura e umidade relativa elevadas. E ainda, esse nematoide consegue permanecer no solo, em folhas mortas, e na parte aérea das plantas (LEWI, 2003; FERRAZ; MONTEIRO, 1995).

O nematoide dos bulbos, *Ditylenchus dipsaci* está amplamente distribuído em regiões temperadas, atacando cerca de 500 espécies de plantas. Em plantas ornamentais, causa danos em narcisos e bulbos de tulipas, com sintomas típicos como amarelecimento das folhas, e quando os bulbos são cortados transversalmente, os sintomas passam a ser a presença de anéis concêntricos de coloração marrom. Já nas tulipas aparecem lesões pálidas ou roxas em um lado do tronco, abaixo da flor por onde ela vai tombar em direção à lesão (SOUTHEY, 1993)

Em levantamento realizado em viveiros de diferentes ornamentais no Paraná, Dias-Arieira; Morita e Machado (2007) encontraram fitonematoide extraídos de 38 espécies vegetais. Nas 114 amostras examinadas, *Helicotylenchus* sp. ocorreu em 35,1%, *Tylenchus* sp. em 16,7%, *Meloidogyne* spp. e *Paratylenchus* sp. em 14,9%, *Mesocriconema* sp. em 12,3%, *Tricodoriídeos* em 8,8% e *Pratylenchus* em 5,3%. Os nematoides dos gêneros

Rotylenchulus, *Xiphinema*, *Aorolaimus* e *Hoplolaimus* ocorreram em baixa frequência. As ornamentais que apresentaram uma maior quantidade de nematoides fitoparasitas foram *Zoysia japonica* (grama esmeralda), *Schlumbergera truncata* (flor-de-maio) e *Hemerocallis flava* (lírio).

Dez gêneros de fitonematoides foram detectados em amostragem no Japão, em áreas de produção de hortaliças e plantas ornamentais *Aphelenchoides* spp., *Criconemella* sp. *Helicotylenchus dihystra*, *Meloidogyne incognita*, *M. javanica*, *Paratrichodorus porosus*, *Paratylenchus* spp., *Pratylenchus* spp., *Rotylenchulus reniformis*, *Tylenchorhynchus* spp. e *Tylenchus* spp. Embora o dano causado aos produtos hortícolas pelos nematoides não tenha sido observado, ocorreu danos graves em cravo e ervilha por *Meloidogyne* spp. e em crisântemo por *Pratylenchus* spp. Dos nematoides fitoparasitas *Meloidogyne* spp e *Pratylenchus* sp. foram os principais nematoides nocivos às flores e hortaliças, encontrados em Wakayama e foi semelhante ao levantamento em Shizuoka e Chiba (YAMAMOTO; TOIDA,1995).

O maior cuidado que se deve ter em uma área é a prevenção para que não ocorra à infestação da mesma com nematoides. Uma vez infectada a área, será necessário a convivência, fazendo com que se reduza a população inicial. Algumas estratégias são utilizadas para essa redução como rotação de culturas, uso de materiais resistentes ou tolerantes, eliminação de plantas daninhas, controle cultural, controle biológico e controle químico (RUBIA, 2003)

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Levantamento de nematoides fitoparasitos em áreas de produção de ornamentais de corte

3.1.1. Amostragem, processamentos nematológicos e identificação dos nematoides.

O levantamento nematológico foi realizado na propriedade da Empresa Steltenpool Flores, Plantas e Frutas, localizada na Rodovia Raposo Tavares, Km 256, no Distrito de Holambra II, no Município de Paranapanema, SP, localizada nas seguintes coordenadas geográficas: S 23° 28' / W 48° 53' e altitude de 630 m. O clima da região é do tipo CFA, ou seja, clima temperado úmido com verão quente. As casas de vegetação amostradas apresentavam cultivo de ornamentais de corte, sendo essas, crisântemo, lisianthus e gérbera.

Foram amostrada cinco casas de vegetação compostas por vãos de 288 m², exceto na casa de vegetação de Lisianthus, em que cada vão apresentava 144 m². As casas

de vegetação amostradas foram ‘Matriz em Crisântemo’, com 14 vãos; ‘Crisântemo de Corte – CC1’, com 30 vãos; ‘Crisântemo de Corte – CC2’, com 26 vãos; ‘Gérberas’, com 19 vãos e ‘Lisianthus’, com 12 vãos.

A amostragem foi realizada retirando cinco amostras simples para compor uma amostra composta por vão. Para a retirada das amostras foi utilizado o trado holandês, o qual foi lavado e higienizado com solução de hipoclorito de sódio a 0,5% após a amostragem de cada casa de vegetação. As amostras foram retiradas na profundidade de 0-20 cm.

As amostras de solo e raiz foram armazenadas em sacos plásticos devidamente etiquetados e fechados com barbante. A parte aérea foi acondicionada em sacos de papel previamente etiquetados, ambas foram armazenadas em caixas de isopor até serem transportadas ao Laboratório de Nematologia da FCA/UNESP – Botucatu, onde foram mantidas em refrigerador a 10°C por uma noite e processadas no dia seguinte.

O processamento das amostras foi iniciado com a colocação do solo e raízes em bandeja limpa para a separação das raízes e homogeneização do solo. Para a extração dos nematoides foi utilizado o processamento por peneiramento e flutuação em centrífuga (JENKINS, 1964) de 250 mL de solo. As raízes separadas foram lavadas, o excesso de umidade retirado com papel toalha, e pesadas. A extração dos nematoides foi feita em 10 g de raiz de cada amostra de acordo com o método proposto por Coolen e D’Herde (1972).

Após o processamento, seguiram-se a etapa de morte com aquecimento em banho-maria gradual até atingir a temperatura de 60°C e fixação das espécimes em formalina 4%.

Para a análise da parte aérea, foram coletadas folhas do ponteiro, da parte mediana e da parte baixeira da planta, as quais foram picadas, homogeneizadas e separadas em alíquotas de 1 g, que foram submetidas ao processamento de extração de nematoides de acordo com o método Baermann (1917). Após 24 h, a suspensão foi passada em peneiras de 35 e 500 mesh. O material retido na peneira de malha mais fina foi coletado com auxílio de pisseta e observado em microscópio estereoscópico para a contagem dos nematoides presentes.

Os nematoides extraídos do solo e das raízes foram contados com o auxílio de lâminas de Peters, sob microscópio ótico e identificado em nível de gênero. O

volume total das suspensões com baixo número de nematoide foi examinado em siracusa reticulada sob microscópio estereoscópico.

Os nematoides do gênero *Meloidogyne* foram identificados por morfometria (perineal) e através da técnica eletroforética de isoenzima (esterase), de acordo com os métodos propostos por Oliveira e Tomazini (2008).

3.2. Reação de diferentes variedades de crisântemo a *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii*

3.2.1 Preparo e condução das plantas

Os experimentos foram desenvolvidos em casa de vegetação no Setor de Defesa Fitossanitária do Departamento de Produção Vegetal da Faculdade de Ciências Agrônomicas de Botucatu – FCA/UNESP.

Mudas com bom nível de enraizamento de diferentes variedades de crisântemos de corte, cedidas pelas Empresas Steltenpool e Ricaflor, foram transplantadas em copos plásticos de 700 mL contendo solo, areia e matéria orgânica (1:2:1), previamente autoclavados.

No primeiro experimento, foram usadas mudas de crisântemo cedidas pela Empresa Ricaflor sendo composto por quatorze tratamentos: três Madibas ('Lindy White', 'Lindy Yellow' e 'Lindy Pink'), duas Mini Margaridas ('R26 Framint Branco' e 'R44 Mini Margarida Amarela'), três Spider ('R02 Super White Branco', 'R50 Shena Branco' e 'R210 Shena Amarela'), dois Pompom ('R43 Yoko Ono Verde' e 'R56 Calabria Branco'), um Girassol ('R32 Relinda Branco') e três Margaridas ('R05 White Reagan', 'R07 Sunny Reagan Amarelo' e 'R61 Capello Vermelho').

No segundo experimento, as mudas de crisântemo foram cedidas pela Empresa Steltenpool, sendo elas: 'Shena Branco', 'Lemon Reagan', 'Capelo R4', 'White Reagan 1', 'Shena Salmon R4', 'Jo Spithoven 1', 'Orange Reagan', 'Sunny Shena R1', 'Rosi Reagan R4'.

O tomateiro ‘Rutgers’ foi usado em todos os experimentos para confirmar a viabilidade dos inóculos.

3.2.2 Preparo do inóculo e inoculação das plantas

A população de *M. enterolobii* utilizada foi obtida a partir de cultivo de pimentão ‘Silver’ em Campos Novos Paulista, SP, a população de *M. javanica* foi obtida de raízes de tomateiro ‘Magali’, proveniente do município de Santa Rosa, RS e a de *M. incognita*, raça 2, obtida de raízes de cafeeiro proveniente do município de Oswaldo Cruz (SP). As espécies foram identificadas pelo padrão perineal das fêmeas e pelo padrão eletroforético de isoenzimas (CARNEIRO; ALMEIDA, 2001a), no Laboratório da EMBRAPA - Recursos Genéticos e Biotecnologia, em Brasília e multiplicadas, separadamente, em tomateiro ‘Rutgers’, em casa de vegetação.

Raízes de tomates ‘Rutgers’ altamente infectadas foram processadas de acordo com a técnica proposta por Hussey e Baker (1973), modificada por Bonetti e Ferraz (1981). De acordo com este procedimento, as raízes foram lavadas, cortadas em pedaços de aproximadamente um centímetro de comprimento e trituradas no liquidificador, com hipoclorito de sódio na concentração de 0,5% durante aproximadamente meio minuto. O triturado foi passado por peneiras granulométricas, de malha 20, 80 e 500 mesh. Os ovos foram retirados da peneira de 500 mesh e recolhidos em recipiente esterilizados com auxílio de pisseta.

A determinação do número de ovos, e eventuais juvenis recém-eclodidos nas suspensões foi efetuada com o auxílio da lâmina de Peters, sob microscópio óptico.

A infestação do solo foi feita quatro dias do transplante, adicionando 2 mL da suspensão de inóculo com 5.000 ovos e eventuais juvenis de segundo estágio de *M. incognita*, *M. javanica* ou *M. enterolobii* (Pi) nos experimentos com variedades da Empresa Steltenpool e 2.000 ovos nos experimentos com as variedades da Empresa Ricaflor.

O tomateiro ‘Rutgers’ foi utilizado como padrão de viabilidade do inóculo em todos os experimentos.

3.2.3 Delineamento experimental

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente ao acaso, com quatro repetições, sendo cada planta uma parcela.

3.2.4 Avaliação

Após 60 dias da inoculação, os sistemas radiculares foram lavados sob água corrente, o excesso de água retirado com papel toalha, pesado e submetidos à coloração com Floxine B (TAYLOR; SASSER, 1978). As massas de ovos foram contadas e os números obtidos relacionados com a escala de notas de Taylor e Sasser (1978).

Em seguida, os sistemas radiculares foram processados, segundo o método de Coolen e D'Herde (1972). A determinação do número final de ovos e eventuais juvenis recém-eclodidos na suspensão final foi efetuada com o auxílio de lâminas de Peters, sob microscópio ótico e o volume total examinado em siracusa reticulada, sob microscópio estereoscópio. Com os dados obtidos foi calculado o fator de reprodução (FR), dividindo-se o valor da população final (Pf) pelo valor da população inicial (Pi) utilizado na inoculação de cada uma das espécies de *Meloidogyne*.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. Levantamento de nematoides fitoparasitas em áreas de produção de plantas ornamentais de corte

Os nematoides encontrados no levantamento nematológico (Figura 1, 2 e 3) foram *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp., *Paratylenchus* sp. e vários nematoides de vida livre.

De 101 amostras de solo processadas, foram encontrados *Meloidogyne* em 46% delas, *Pratylenchus* em 9% e *Paratylenchus* em 22% (Figura 1).

Nas raízes, *Meloidogyne* foi detectado em 45% das amostras, enquanto *Pratylenchus* e *Paratylenchus* em 37% e 13% das amostras, respectivamente (Figura 2).

Todas as populações de nematoide das galhas encontradas nas amostras foram identificadas como *Meloidogyne javanica* (Figura 1 e 2)

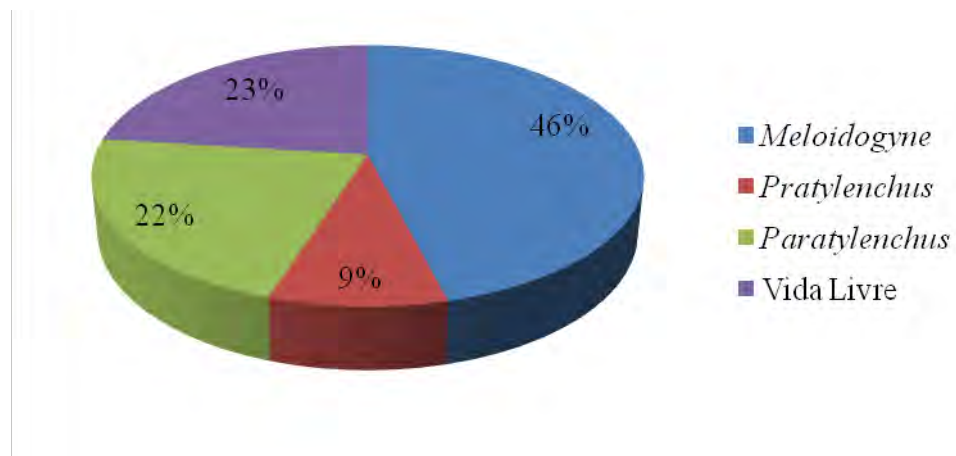


Figura 1. Gêneros de nematoides encontrados nas amostras de solo.

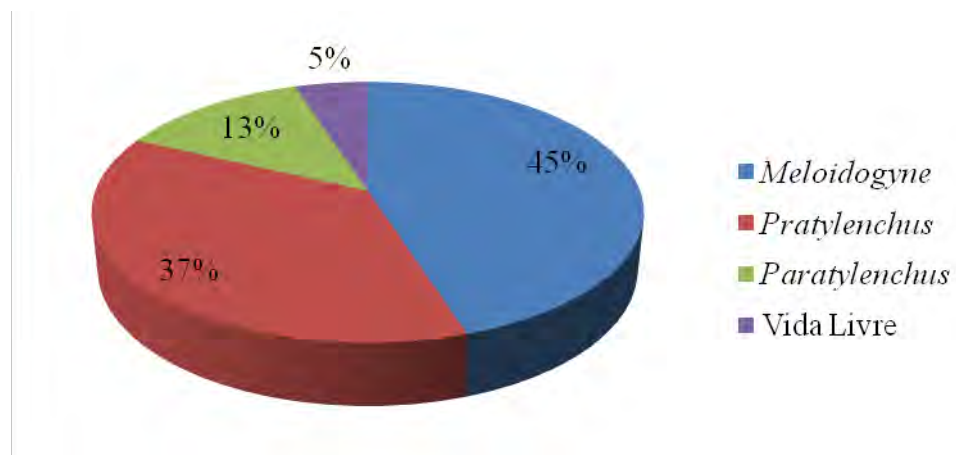


Figura 2. Gêneros de nematoides encontrados nas amostras de raiz.

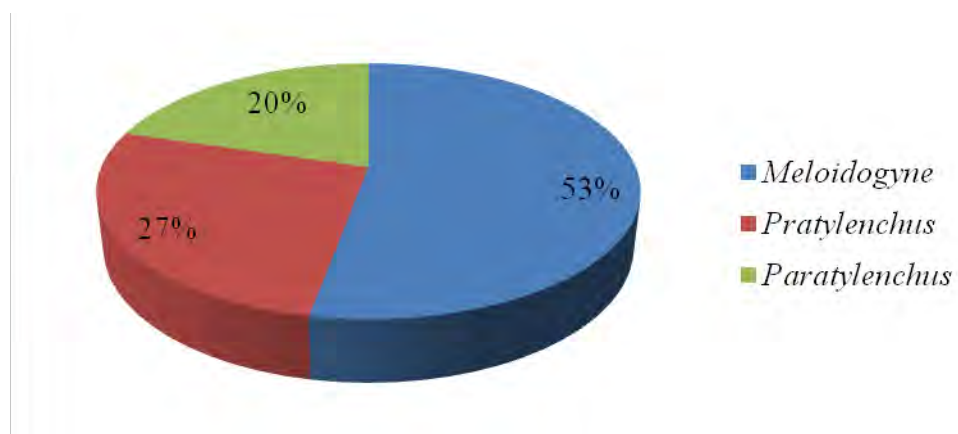


Figura 3. Gêneros de nematoides encontrados nas culturas de crisântemo e lisianthus.

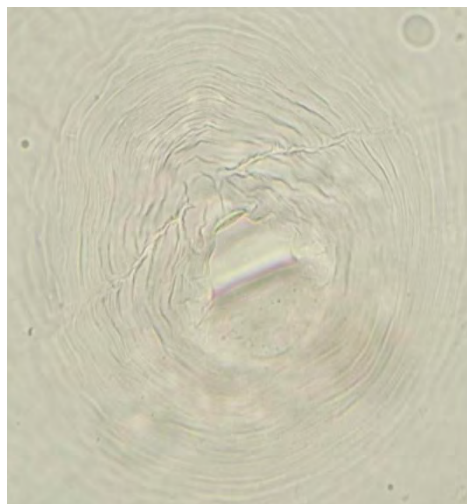


Figura 4. Configuração perineal da espécie *Meloidogyne javanica* presente nas áreas amostradas.

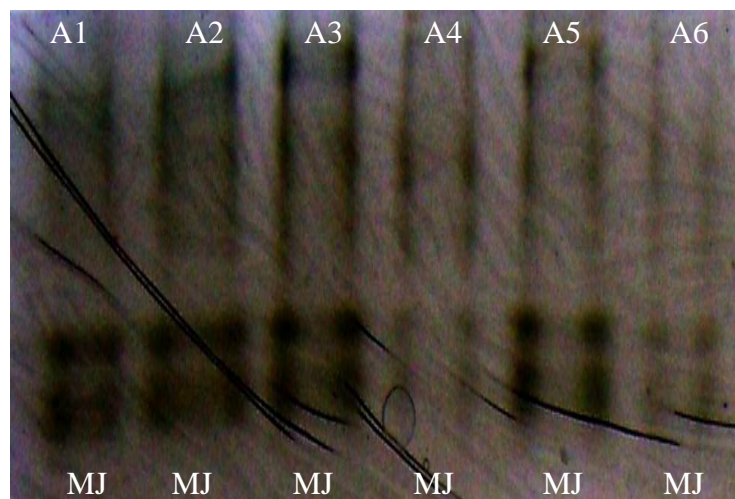


Figura 5. Bandas eletroforéticas das espécies de *Meloidogyne javanica* (MJ) encontradas nas áreas proveniente do cultivo de plantas ornamentais de corte (crisântemo e lisianthus) através da técnica eletroforética de isoenzima – esterase.

Em crisântemo, a espécie *M. javanica* foi detectada em 45% das amostras, num total de 70 amostras, *Pratylenchus* em 30%, *Paratylenchus* em 21% e 4% das amostras apresentaram-se isentas de nematoides fitoparasitas (Figura 4).

Segundo Mizukubo et al. (2007), o gênero *Pratylenchus* é encontrado com frequência em cultivo de crisântemo no Japão. No Brasil, alguns relatos mostram a ocorrência desse gênero nessa cultura (SILVEIRA; CURI; TOLEDO, 1988), assim como ocorreu no presente trabalho.

Na casa de vegetação de Lisianthus, 50% das amostras estavam infestadas com nematoides, e a incidência de *M. javanica* foi de 42% e de *Pratylenchus* de 8%, num total de 12 amostras (Figura 5).

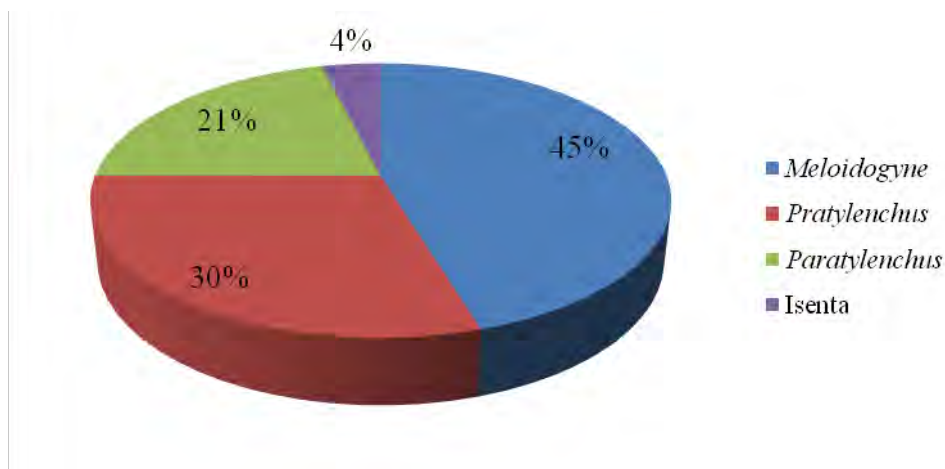


Figura 6. Levantamento populacional de nematoides em casa de vegetação na cultura do crisântemo.

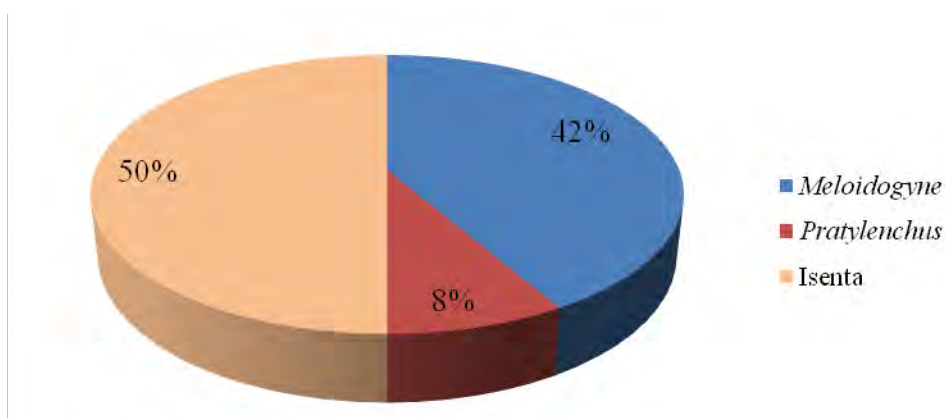


Figura 7. Levantamento populacional de nematoides em casa de vegetação na cultura de lisianthus.

Na casa de vegetação ‘Matriz de Crisântemo’ foram analisadas 14 amostras. O número de espécimes de *Pratylenchus* nas amostras variou de 6.048 a 65 na raiz e 380 a 20 no solo. A população de *M. javanica* variou de 3.630 a 81 espécimes na raiz, e de 256 a 20 no solo. O número de *Paratylenchus* encontrado variou de 75 a 33 na raiz e de 552 a 25 no solo (Tabela 1). Das 14 amostras, todas estavam infestadas com *M. javanica*, 13 com *Pratylenchus* e 7 com *Paratylenchus*.

As maiores populações de *Meloidogyne javanica* foram encontradas nos vãos, E₁8 (3.630), E₁1 (2.340), E₁7 (1.775), E₁3 (1.430) e E₁9 (1.054), nas amostras de

raiz. Nos vãos E₁2 e E₁12, a população encontrada nas raízes também pode ser considerada preocupante. A mesma tendência não foi encontrada no solo. Isto pode ser justificado devido ao momento da amostragem, que foi feito com as plantas em pleno desenvolvimento, disponibilizando assim, locais para o parasitismo.

Na casa de vegetação ‘Matriz em Crisântemo’, o gênero *Pratylenchus* foi encontrado em todos os vãos, exceto no E₁5 nas amostras de raiz. As populações mais elevadas foram encontradas nos vãos E₁11 (6.048), E₁9 (4.309), E₁7 (2.625), E₁12 (2.268), E₁8 (1.860) e E₁10 (1.680). Também estando em maiores quantidades nas raízes que no solo, fato esse também justificado pelo desenvolvimento da planta.

O Gênero *Paratylenchus* foi encontrado em populações consideráveis no solo das amostras E₁7 (552), E₁3 (475), E₁1 (377), E₁5 (245) e E₁6 (200). Por ser um nematoide ectoparasita, é esperado que seja encontrado em maior número nas amostras de solo que nas amostras de raiz. Fato esse demonstrado nos dados da Tabela 1.

Tabela 1. Números de nematoides fitoparasitos encontrados nos diferentes vãos da casa de vegetação ‘Matriz em Crisântemo’.

Vão	Solo			Raiz		
	<i>M. javanica</i>	<i>Pratylenchus</i>	<i>Paratylenchus</i>	<i>M. javanica</i>	<i>Pratylenchus</i>	<i>Paratylenchus</i>
E ₁ 1	256	32	377	2.340	325	75
E ₁ 2	30	0	60	550	480	0
E ₁ 3	0	0	475	1.430	66	33
E ₁ 4	140	70	0	81	594	0
E ₁ 5	105	0	245	0	0	0
E ₁ 6	20	0	200	98	65	53
E ₁ 7	0	32	552	1.775	2.625	0
E ₁ 8	25	0	25	3.630	1.860	0
E ₁ 9	40	120	0	1.054	4.309	0
E ₁ 10	34	380	0	0	1.680	0
E ₁ 11	75	38	0	0	6.048	0
E ₁ 12	0	20	0	416	2.268	0
E ₁ 13	20	0	0	0	242	0
E ₁ 14	20	0	0	0	262	0
Média	55	50	138	812	1487	12

Tabela 2. Números de nematoides fitoparasitos encontrados nos diferentes vãos da casa de vegetação ‘Crisântemo de Corte - CC1’.

Vão	Solo			Raiz		
	<i>M. javanica</i>	<i>Paratylenchus</i>	<i>Paratylenchus</i>	<i>M. javanica</i>	<i>Pratylenchus</i>	<i>Paratylenchus</i>
E ₂ 1LD	0	0	0	160	930	0
E ₂ 1LE	105	0	0	25	0	0
E ₂ 2LD	0	0	0	510	0	0
E ₂ 2LE	108	0	0	0	1.225	0
E ₂ 3LD	160	0	0	680	0	0
E ₂ 3LE	246	10	0	650	0	60
E ₂ 4LD	0	20	0	60	0	0
E ₂ 4LE	240	20	0	300	0	0
E ₂ 5LD	20	240	0	300	0	0
E ₂ 5LE	364	0	0	2.675	0	0
E ₂ 6LD	60	0	0	60	0	0
E ₂ 6LE	0	0	0	180	0	0
E ₂ 7LD	100	0	0	4.860	40	0
E ₂ 7LE	20	0	0	175	0	0
E ₂ 8LD	0	0	0	0	450	0
E ₂ 8LE	300	20	0	125	0	0
E ₂ 9LD	0	0	0	0	0	0
E ₂ 9LE	270	0	0	0	0	0
E ₂ 10LD	20	0	0	0	0	0
E ₂ 10LE	400	0	0	250	0	0
E ₂ 11LD	0	0	0	0	0	0
E ₂ 11LE	175	0	0	20	0	0
E ₂ 12LD	0	252	0	200	40	60
E ₂ 12LE	864	1.320	0	280	0	140
E ₂ 13LD	0	160	0	20	0	162
E ₂ 13LE	60	40	0	0	0	75
E ₂ 14LD	40	0	0	0	0	0
E ₂ 14LE	425	0	0	0	0	0
E ₂ 15LD	80	0	0	0	20	0
E ₂ 15LE	20	0	0	0	20	0
Média	135	69	0	390	91	17

Na casa de vegetação de ‘Crisântemo de Corte - CC1’, o número maior de *Meloidogyne javanica* presente na raiz foi encontrado nos vãos E₂5LE (2.675) e E₂7LD (4.860). A população de *Pratylenchus* foi encontrada em apenas sete vãos em amostras de raiz e não foi detectada no solo. E o gênero *Paratylenchus* foi encontrado no solo cultivado com crisântemo nos vãos E₂12LE (1.320) e E₂12LE (252) (Tabela 2).

Paratylenchus foi encontrado em alta população no vão E₂12LE, tanto no solo (1.320), como nas raízes (864).

Meloidogyne javanica está presente em menor número de vãos na casa de vegetação ‘Crisântemo de Corte – CC2’ que na ‘Matriz em Crisântemo’. Embora, nessa última o número de espécimes detectados nos vãos infestados se apresente bastante elevado (Tabela 3).

No solo, o maior número de indivíduos encontrado por amostra foi igual a 1.044 nematoides do gênero *Meloidogyne*, 240 do gênero *Paratylenchus* e 2 do gênero *Pratylenchus*, sendo que esse último ocorreu somente em uma amostra. Nas amostras de raiz, a maior população foi de *Meloidogyne*, com 14.916 nematoides em 10 gramas de raiz, os demais gêneros apresentaram 990 *Pratylenchus* e 20 *Paratylenchus*.

Na casa de vegetação cultivada com lisianthus, *Meloidogyne javanica* foi encontrado em 50% das amostras, em populações variando de 0 a 1.804 juvenis de segundo estágio, em 10 g de raiz, e no solo, variado de 20 a 40 juvenis de segundo estágio, em 250 mL de solo (Tabela 4).

Lisianthus é considerado hospedeira de *M. javanica*, uma vez que Schochow et al (2004) verificaram a capacidade de lisianthus ‘Mariachi - Lime Green’ proporcionar leve aumento da população dessa espécie de nematoide.

Tabela 3. Números de nematoides fitoparasitos encontrados nos diferentes vãos da casa de vegetação ‘Crisântemo de Corte – CC2’.

Vão	Solo			Raiz		
	<i>M. javanica</i>	<i>Pratylenchus</i>	<i>Paratylenchus</i>	<i>M. javanica</i>	<i>Pratylenchus</i>	<i>Paratylenchus</i>
E ₃ 1	0	0	0	0	67	0
E ₃ 2	0	0	0	0	0	0
E ₃ 3	0	2	0	7.200	0	0
E ₃ 4	0	0	0	4.200	0	0
E ₃ 5	40	0	0	0	600	0
E ₃ 6	0	0	0	0	0	0
E ₃ 7	125	0	0	14.916	0	0
E ₃ 8	0	0	0	4.300	0	0
E ₃ 9	20	0	0	0	990	0
E ₃ 10	0	0	4	0	680	0
E ₃ 11	0	0	0	1.020	382	0
E ₃ 12	65	0	0	0	520	0
E ₃ 13	0	0	0	0	0	0
E ₃ 14	0	0	20	0	0	0
E ₃ 15	100	0	0	180	10	0
E ₃ 16	20	0	0	0	178	0
E ₃ 17	80	0	40	0	20	0
E ₃ 18	20	0	0	0	0	0
E ₃ 19	210	0	180	340	220	20
E ₃ 20	475	0	175	840	100	0
E ₃ 21	0	0	45	0	600	0
E ₃ 22	0	0	240	0	590	0
E ₃ 23	310	0	0	3	20	0
E ₃ 24	0	0	20	0	0	0
E ₃ 25	4	0	0	0	0	0
E ₃ 26	1.044	0	0	0	0	0
Média	97	0,1	28	1.269	191	0,1

Tabela 4. Números de nematoides fitoparasitos encontrados nos diferentes vãos da casa de vegetação ‘Lisianthus’.

Vão	Solo		Raiz	
	<i>M. javanica</i>	<i>Pratylenchus</i>	<i>M. javanica</i>	<i>Pratylenchus</i>
E ₄ 1LD	0	0	0	0
E ₄ 1LE	0	66	200	0
E ₄ 2LD	0	0	0	0
E ₄ 2LE	0	0	0	0
E ₄ 3LD	20	0	384	0
E ₄ 3LE	0	0	0	0
E ₄ 4LD	0	0	1.560	0
E ₄ 4LE	0	0	0	0
E ₄ 5LD	20	0	27	0
E ₄ 5LE	0	0	0	0
E ₄ 6LD	0	0	120	0
E ₄ 6LE	40	0	1.804	0
Média	7	6	341	0

Na casa de vegetação cultivada com gérbera, não foram detectados nematoides fitoparasitas (Tabela 5), nem mesmo nematoides de vida livre em níveis elevados. Tal resultado sugere que a baixa concentração de nematoides de vida livre, se deve ao uso de algum manejo que interferiu na comunidade nematológica da área.

Tabela 5. Números de nematoides vida livre encontrados nos diferentes vãos da casa de vegetação ‘Gérbera’.

Vão	Solo	Raiz
	Vida Livre	Vida Livre
E ₅ 1	20	0
E ₅ 2	20	0
E ₅ 3	0	0
E ₅ 4	20	0
E ₅ 5	60	11
E ₅ 6	40	0
E ₅ 7	20	0
E ₅ 8	16	0
E ₅ 9	10	0
E ₅ 10	0	0
E ₅ 11	0	0
E ₅ 12	0	0
E ₅ 13	8	0
E ₅ 14	8	0
E ₅ 15	24	0
E ₅ 16	0	0
E ₅ 17	20	0
E ₅ 18	35	0
E ₅ 19	0	0
Média	16	0,1

4.2. Reação de diferentes variedades de crisântemo a *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii*

Meloidogyne incognita não se multiplicou nas variedades de crisântemos provenientes da Empresa Ricaflor (Tabela 6), exceto na variedade ‘Capello Vermelho’ que proporcionou um FR igual a 5,3, sendo considerada suscetível. O tomateiro ‘Rutgers’ proporcionou o FR de 37,1.

Para as variedades oriundas da Empresa Steltenpool (Tabela 7), *Meloidogyne incognita* não se reproduziu nos crisântemos ‘Shena Branco’, ‘Capelo’ e ‘Jo

Spithoven'. 'Shena Salmon', 'Orange Reagan', 'Lemon Reagan', 'White Reagan' e 'Rosi Reagan' foram resistentes, pois apresentaram FR entre um e zero. Apenas a variedade Sunny Shena proporcionou FR igual 2,0. No tomateiro 'Rutgers', *M. incognita* teve o FR igual a oito.

Embora o FR de *M. incognita* em 'Capello Vermelho' tenha sido maior que um (5,3), não foram observadas massas de ovos externas em suas raízes. Enquanto em 'Sunny Shena', as massas de ovos externas estavam presente, apresentando um IMO (3,3) proporcional ao número de nematoides presentes na raiz (9.877,5). Ao todo foram analisadas 23 variedades de crisântemo em relação a *M. incognita*. Os resultados obtidos demonstram que o fator de reprodução do nematoide estudado depende da variedade estudada.

Tabela 6. Índices médios dos números totais de nematoides por grama de raiz (Nº N/g raiz), massa de ovos (IMO), nematoides totais de *Meloidogyne incognita* raça 2 (NT), fator de reprodução (FR) e reação das variedades de crisântemo de corte provenientes da Empresa Ricaflor.

Variedades	Nº N/g raiz	IMO	NT	FR	Reação
Capello Vermelho	5.166,3	0	26.422,5	5,3	S
White Reagan	44,9	0,3	267,3	0,1	R
Sunny ReaganAmarelo	33,3	1,8	202,0	0	I
Lindy White	12,8	0	77,5	0	I
Calabria Branco	6,1	0	31,0	0	I
Shena Branco	4,0	0	27,5	0	I
Yoko Ono Verde	3,7	0	22,0	0	I
Framint Branco	1,1	0	6,3	0	I
Lindy Yellow	2,4	0	5,0	0	I
Mini Margarida Amarela	0,3	0	2,8	0	I
Shena Amarela	0,3	0	2,0	0	I
Super White Branco	0,5	0	2,0	0	I
Relinda Branco	0	0	0	0	I
Lindy Pink	0	0	0	0	I

*I = Imune; R = Resistente; S = Suscetível.

Tabela 7. Índices médios dos números totais de nematoides por grama de raiz (Nº N/g raiz), massa de ovos (IMO), nematoides totais de *Meloidogyne incognita* raça 2 (NT), fator de reprodução (FR) e reação das variedades de crisântemo de corte provenientes da Empresa Steltenpool.

Variedades	NºN/g raiz	IMO	NT	FR	Reação
Sunny Shena	1.854,9	3,3	9.877,5	2,0	S
Shena Salmon	317,7	2,5	1.719,3	0,3	R
Orange Reagan	526,1	2,0	1.397,5	0,3	R
Lemon Reagan	243,8	1,0	983,3	0,2	R
White Reagan	183,1	1,5	790,0	0,2	R
Rosi Reagan	105,0	1,0	595,0	0,1	R
Shena Branco	0	0	0	0	I
Capelo	0	0	0	0	I
Jo Spithoven	0	0	0	0	I

*I = Imune; R = Resistente; S = Suscetível.

As variedades ‘White Reagan’ e ‘Shena Branco’ provenientes das duas Empresas apresentaram a mesma reação quanto ao *Meloidogyne incognita*, resistente e imune, respectivamente.

Embora *Chrysanthemum morifolium* ‘Escapade’ seja considerada má hospedeira de *M. incognita* e até mesmo estudada como possibilidade de controle dessa espécie (HACKNEY; DICKERSON,1975), os resultados ora obtidos demonstram que tais dados não devem ser extrapolados para outras variedades de crisântemo.

Meloidogyne javanica não se multiplicou em nenhuma das variedades da Empresa Ricaflor (Tabela 8). Em tomateiro ‘Rutgers’, *M. javanica* apresentou FR igual a 51,2, comprovando a viabilidade do inóculo.

Nas variedades da Empresa Steltenpool não houve multiplicação do *M. javanica* (Tabela 9). Nesse experimento, o tomateiro proporcionou um FR de 31,47.

Meloidogyne enterolobii não foi capaz de se multiplicar em nenhuma das variedades de crisântemo estudadas. O tomateiro ‘Rutgers’ proporcionou FR igual a 25,3 no experimento com as variedades da empresa Ricaflor, e de 4,2 nas variedades da Steltenpool. (Tabelas 10 e 11).

Tabela 8. Índices médios dos números totais de nematoides por grama de raiz (Nº N/g raiz), massa de ovos (IMO), nematoides totais de *Meloidogyne javanica* (NT), fator de reprodução (FR) e reação das variedades de crisântemo de corte provenientes da Empresa Ricaflor.

Variedades	NºN/g raiz	IMO	NT	FR	Reação
Capello Vermelho	41,3	0,5	208,5	0	I
Lindy Pink	19,5	0	85,3	0	I
Sunny ReaganAmarelo	13,7	0	81,5	0	I
White Reagan	7,8	0	40,5	0	I
Mini Margarida Amarela	2,1	0	14,5	0	I
Relinda Branco	1,5	0	6,0	0	I
Lindy Yellow	1,9	0,3	5,5	0	I
Calabria Branco	0,4	0	1,5	0	I
Yoko Ono Verde	0,7	0,3	4,0	0	I
Super White Branco	0	0	0	0	I
Framint Branco	0	0	0	0	I
Shena Branco	0	0	0	0	I
Shena Amarela	0	0	0	0	I
Lindy White	0	0	0	0	I

*I = Imune; R = Resistente; S = Suscetível.

Tabela 9. Índices médios dos números totais de nematoides por grama de raiz (Nº N/g raiz), massa de ovos (IMO), nematoides totais de *Meloidogyne javanica* (NT), fator de reprodução (FR) e reação das variedades de crisântemo de corte provenientes da Empresa Steltenpool.

Variedades	NºN/g raiz	IMO	NT	FR	Reação
Orange Reagan	10,6	0	56,0	0	I
White Reagan	2,3	0	12,5	0	I
Shena Salmon	0,7	0	5,0	0	I
Jo Spithoven	0	0	0	0	I
Rosi Reagan	0	0	0	0	I
Sunny Shena	0	0	0	0	I
Capelo	0	0	0	0	I
Lemon Reagan	0	0	0	0	I
Shena Branco	0	0	0	0	I

*I = Imune; R = Resistente; S = Suscetível.

Tabela 10. Índices médios dos números totais de nematoides por grama de raiz (Nº N/g raiz), massa de ovos (IMO), nematoides totais de *Meloidogyne enterolobii* (NT), fator de reprodução (FR) e reação das variedades de crisântemo de corte provenientes da Empresa Ricaflor.

Variedades	NºN/g raiz	IMO	NT	FR	Reação
Shena Branco	50,4	0	212,5	0	I
Shena Amarela	35,7	0	139,0	0	I
Yoko Ono Verde	17,1	0	108,3	0	I
Calabria Branco	17,9	0	68,8	0	I
White Reagan	1,0	0	4,0	0	I
Sunny ReaganAmarelo	0,5	0	2,0	0	I
Capello Vermelho	0	0	0	0	I
Relinda Branco	0	0	0	0	I
Super White Branco	0	0	0	0	I
Mini Margarida Amarela	0	0	0	0	I
Framint Branco	0	0	0	0	I
Lindy Pink	0	0	0	0	I
Lindy Yellow	0	0	0	0	I
Lindy White	0	0	0	0	I

*I = Imune; R = Resistente; S = Suscetível.

Tabela 11. Índices médios dos números totais de nematoides por grama de raiz (Nº N/g raiz), massa de ovos (IMO), nematoides totais de *Meloidogyne enterolobii* (NT), fator de reprodução (FR) e reação das variedades de crisântemo de corte provenientes da Empresa Steltenpool.

Variedades	NºN/g Raiz	IMO	NT	FR	Reação
White Reagan	1,3	0,0	4,5	0	I
Rosi Reagan	0	0	0	0	I
Orange Reagan	0	0	0	0	I
Jo Spithoven	0	0	0	0	I
Shena Salmon	0	0	0	0	I
Sunny Shena	0	0	0	0	I
Capelo	0	0	0	0	I
Lemon Reagan	0	0	0	0	I
Shena Branco	0	0	0	0	I

*I = Imune; R = Resistente; S = Suscetível.

Desta forma, verifica-se que as variedades de crisântemo avaliadas foram imunes a *M. javanica* e *M. enterolobii*. Para *M. incognita*, com exceção das variedades ‘Capello Vermelho’ e ‘Sunny Shena’, que foram suscetíveis, e as variedades ‘White Reagan’, ‘Shena Salmon’, ‘Orange Reagan’, ‘Lemon Reagan’ e ‘Rosi Reagan’ que foram resistentes, as demais foram imunes.

Os resultados aqui obtidos são de importância prática, pois variedades de crisântemo imunes às espécies de *Meloidogyne* poderão ser empregados em áreas infestadas com esses fitoparasitas.

5. CONCLUSÃO

Pode concluir que, nas áreas de produção de crisântemo amostradas as 101 amostras processadas apresentaram 53% de infestação com *Meloidogyne javanica*, 27% *Pratylenchus* e 20% *Paratylenchus* em níveis variáveis.

As variedades de crisântemo estudadas quanto aos nematoides das galhas foram consideradas:

- ‘Capello Vermelho’ e ‘Sunny Shena’ - suscetíveis à *Meloidogyne incognita*,

- ‘White Reagan’, ‘Shena Salmon’, ‘Orange Reagan’, ‘Lemon Reagan’ e ‘Rosi Reagan’ – resistentes à *Meloidogyne incognita*,

- ‘Shena Branco’, ‘Capelo’, ‘Jo Spithoven’ ‘Shena Branco’, ‘Shena Amarela’, ‘Yoko Ono Verde’, ‘Calabria Branco’, ‘Sunny Reagan Amarelo’, ‘Relinda Branco’, ‘Super White Branco’, ‘Mini Margarida Amarela’, ‘Framint Branco’, ‘Lindy Pink’, ‘Lindy Yellow’ e ‘Lindy White’ – imunes à *Meloidogyne incognita*,

Todas as variedades estudadas foram consideradas imunes à *M. javanica* e *M. enterolobii*.

6. REFERÊNCIAS

AGRIOS, G.N. **Plant pathology**. 5. ed. New York: Academic Press, 2005. 929 p.

AGUDELO, P. A.; LEWIS, S. A.; ABRIL, M. A. First report of root-knot nematode *Meloidogyne javanica* on Chrysanthemum in Colombia. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 90, n. 6, p. 828, 2006.

ANDERSON, N. O. Reclassifications of the genus *Chrysanthemum* L. **HortScience**, Alexandria, v. 22, n. 2, p. 313, 1987.

BACKES, F. A. et al. Cultivo de lisianto para flor-de-corte sob diferentes tipos de poda. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 24, n. 3, p. 60-65, 2008.

BAERMANN, G. Eine einfache methode zur auffindung von ankvlostomum (nematoden) Larven in Erdproben. **Tijdschrift voor Nederlandsch Indië**, Leiden, v. 57, p.1 31-137, 1917.

BAR-EYAL, M.; SHARON, E.; SPIEGEL, Y. Nematicidal activity of *Chrysanthemum coronarium*. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, n. 114, p. 427-433, fev. 2006.

BARROSO, G. M. **Sistemática de angiospermas do Brasil**. Viçosa: Imprensa Universitária, Universidade Federal de Viçosa, 1991. 312 p.

BASTERRECHEA, H. G. Algunos aspectos sobre las principales especies de fitonemátodos asociadas a los cultivos de plantas ornamentales. **Fitosanidad**, Habana, v. 9, n. 2, p. 49-57, jun. 2005.

BATISTA, D. S. et al. Desenvolvimento de mudas de crisântemo (*Chrysanthemum Coronarium* Cv Dobrado Sortido) em diferentes substratos. **Revista Educação Agrícola Superior**, Brasília, DF, v. 23, n. 1, p. 61-63, 2008.

BERNARD, E. C.; WITTE, W. T. Parasitism of woody ornamentals by *Meloidogyne hapla*. **Annals of Applied Nematology**, Lawrence, v. 1, p. 41-45, 1987.

BONETTI, J. I. S.; FERRAZ, S. Modificação do método de Hussey e Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* de raízes de cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 6, p. 553, 1981.

BRITO, J. A. et al. Nematodes of Special Interest. **Tri-Ology Technical Report**, Florida, v. 49, n. 2, p. 11-13, 1 jun. 2010.

BRITO, J. et al. **Meloidogyne mayaguensis a new plant nematode species, poses threat for vegetable production in Florida**. Disponível em:
<<http://mbao.org/2004/Proceedings04/081%20DicksonD%20M%20mayaguensisMBR%20conf.pdf>> Acesso em: 14 jan. 2011.

BRITO, J. A. et al. *Meloidogyne* spp. infectando plantas ornamentais, na Flórida. **Nematropica**, Bradenton, v. 40, p. 87-103, 2010.

CAMARGO, M. S. et al. Crescimento e absorção de nutrientes pelo Lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) cultivado em solo. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 22, n. 1, p. 143-146, jan-mar. 2004.

CARDOSO, R. D. L.; SCHEFFER-BASSO, S. M; GRANDO, M. F. Divergência Genética em Gérbera com Base em Marcadores Morfológicos. **Revista Brasileira de Biociências**, Porto Alegre, v. 5, n. 1, p. 462-464, 2007.

CARNEIRO, R. M. D. G. Uma visão mundial sobre a ocorrência e patogenicidade de *Meloidogyne enterolobii* em goiabeira e outras culturas. **Nematologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 27, n. 2, p. 229-230, 2003.

CARNEIRO, R. M. D. G.; ALMEIDA, M. R. A. Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematoides de galhas para identificação de espécies. **Nematologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 25, n. 1, p. 35-44, 2001a.

CARNEIRO, R. M. D. G. et al. Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Brasil. **Nematologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 25, p. 223-228, 2001b.

CEAD. Setor de flores e plantas ornamentais espera crescimento de 10% em 2010.

Disponível em:

<<https://www2.cead.ufv.br/espacoProdutor/scripts/verNoticia.php?codigo=593&acao=exibir>>.

Acesso em: 20 out. 2010.

CHUNG, Y. M. et al. Morphological characteristics and genetic variation of gerbera (*Gerbera hybrid* Hort.). **Journal of Plant Biotechnology**, Daejeon, v. 3, p. 145-149, 2001.

COOLEN, W. A.; D'HERDE, C. J. **A method for quantitative extraction of nematodes from plant tissue**. Merebelke: State Nematology Research Station, 1972. 77 p.

CROZZOLI, R. Especies de nematodos fitoparasíticos en Venezuela. **Interciencia**, Caracas, v. 27, p. 354-364, jul., 2002.

DEWAELE, D.; ELSEEN, A. Challenges in tropical plant nematology. **Annual Review of Phytopathology**, Leuven, v. 45, p. 457-485, 2007.

DIAS-ARIEIRA, C. R.; MORITA, D. A. S.; MACHADO, M. H. Nematóides associados a plantas ornamentais em viveiros do Paraná. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 31, n. 1, p.46-53, 25 abr. 2007.

EPPO Quarantine pest. Disponível em:

<http://www.eppo.org/QUARANTINE/nematodes/Ditylenchus_dipsaci/DITYDI_ds.pdf>.

Acesso em: 15 jan. 2011.

FERRAZ, L. C. C. B.; MONTEIRO, A. R. Nematóides. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. (Eds.). **Manual de fitopatologia**. 3. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 1995. v. 1, p. 168-201.

FLORIDA DEPARTMENT OF AGRICULTURE E CONSUMER SERVICES. DIVISION OF PLANT INDUSTRY. Disponível em: <<http://www.freshfromflorida.com/pi/enpp/nema/m-ayaguensis.html>>. Acesso em: 15 de jan. de 2011

GIMENES, R. et al. Occurrence of plant-parasitic nematodes in ornamental and flowering plants at UNESP/FCAV, Campus of Jaboticabal, São Paulo State, Brazil. **Acta Horticulturae**, Jaboticabal, n. 881, p. 607-610, 2010.

GRECO, N.; DI VITO, M. Population dynamics and damage levels. In: PERRY, R. N.; MOENS, M.; STARR, J. L. (Comp.). **Root-knot nematode**. Wallingford: Cab International, 2009. Cap. 11, p. 246-274.

GRUSZYNSKI, C. **Produção comercial de crisântemos**: vaso, corte e jardim. Guaíba: Agropecuária, 2001. 166 p.

HACKNEY, R. W.; DICKERSON, O. J. Marigold, castor bean, and chrysanthemum as controls of *Meloidogyne incognita* and *Pratylenchus alleni*. **Journal of Nematology**, College Park, v. 7, n. 1, p. 84-90, 1975.

HASAN, A. Interaction between *Pratylenchus coffeae* and *Pythium aphanidermatum* and/or *Rhizoctonia solani* on Chrysanthemum. **Journal Phytopathology**, Berlin, v. 123, p. 227-232, 1988.

HUSSEY, R. S.; BAKER, K. R. A comparison of methods of collecting inocula of *Meloidogyne* species, including a new technique. **Plant Disease Report**, Washington, v. 57, p. 1025-1028, 1973.

INFOAGRO. **El cultivo de la gerbera**. Disponível em: <<http://www.infoagro.com/flores/flores/gerbera.htm>>. Acesso em: jan. 2011.

INTA. **Cultivo de gérberras**. Disponível em:
<http://www.inta.gov.ar/mendoza/activ/Divulgacion_AER/Cultivo%20de%20gerberas.pdf>.
Acesso em: 3 jan. 2011.

JENKINS, W. R. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Report**, Washington, v. 48, p. 692, 1964.

KHAN, M. R.; KHAN, S. M.; MOHIDE, F. Nematodes of special interest. **Journal of Nematology**, College Park, v. 37, n. 2, p. 198-206, jun. 2005.

KIMATI H, H. et al. (Eds.) **Manual de fitopatologia**. 4. ed. São Paulo: Ceres, 2005. 2 v.

LAMONDIA, J. A. Management of *Meloidogyne hapla* in herbaceous perennial ornamentals by sanitation and resistance. **Journal of Nematology**, College Park, v. 29, n. 4, p. 717-720, 1997. (Suplemento).

LEWI, D. R. et al. **Nematode disease**: a guide for commercial pesticide applicators: ornamental, turf and greenhouse pest management. Ames: Iowa State University, 2003. p. 66-66.

LORENZI, H.; SOUZA, H. M. **Plantas ornamentais no Brasil**: arbustivas, herbáceas e trepadeiras. 4. ed. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2008. 1088 p.

LUDWIG, F. **Cultivares de gerbera (*Gerbera jamesonii* L.), em vaso, sob dois níveis de fertirrigação**. 2007. 79 f. Dissertação (Mestrado em Horticultura)-Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2007.

MATHIAS, J. Como plantar gerbera. **Globo rural**. Disponível em:
<<http://revistaglorural.globo.com/Revista/Common/0,,EMI168359-18293,00-GERBERA.html>>. Acesso em: 2 set. 2010.

MIZUKUBO T.; SUGIMURA, K.; UESUGI, K. A new species of the genus *Pratylenchus* from chrysanthemum in Kyushu, Western Japan (Nematoda : *Pratylenchidae*). **Japanese Journal of Nematology**, Ibaraki, v. 37, n. 2, p. 63-74, 2007.

MOENS, M.; PERRY, R. N.; STARR, J. L. *Meloidogyne* species - a diverse group of novel and important plant parasites. In: _____. **Root-knot Nematode**. Oxford: CABI, 2010, p. 1-17.

MOTA, P. R. D. A. **Aplicação via fertirrigação de soluções com diferentes condutividades elétricas para produção de gérbera (*Gerbera jamesonii* L.) sob ambiente protegido**. 2007. 133 f. Tese (Doutorado em Agronomia/Irrigação e Drenagem)-Faculdade de Ciências Agrônomicas, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2007.

MOTOS, J. R.; OLIVEIRA, M. J. G. (Coords.). Classificação da qualidade. In: _____. **Produção de crisântemo em vaso**. Holambra: Flortec, s.d. p. 40-41.

OLIVEIRA, A. A. P.; BRAINER, M. S. C. P. **Floricultura**: caracterização e mercado. Fortaleza: Banco do Nordeste do Brasil, 2007. p. 180. (Série Documentos do ETENE, n. 16).

OLIVEIRA, C. M. G. Nematóides parasitos de plantas. In: IMENES, S. L.; ALEXANDRE, M. A. V. (Eds.). **Pragas e doenças em plantas ornamentais**. São Paulo: Instituto Biológico, 2001. p. 38-47. 1 CD-ROM.

OLIVEIRA, C. M. G.; KUBO, R. K. Nematoides parasitos do amarílis, begônia, gérbera, impatiens e lisianto. In: ALEXANDRE, M. A. V.; DUARTE, L. M. L. **Aspectos fitopatológicos das plantas ornamentais**. São Paulo: Instituto Biológico, 2007. p. 59-70.

OLIVEIRA, C. M. G.; TOMAZINI, M. D. O. Procedimentos para eletroforese de isoenzimas. In: CURSO DE IDENTIFICAÇÃO DE ESPÉCIES DE MELOIDOGYNE ATRAVÉS DA TÉCNICA DE ELETROFORESE DE ISOENZIMAS, 2., 2008. Botucatu.

PLOEG, A. *Lisianthus* (*Eustoma grandiflorum*) is a host for rootknot nematodes. **California Ornamental Research Federation News**, California, v. 5, n. 4, p. 12-13, 2001.

RAMMAH, A.; HIRSCHMANN, H. *Meloidogyne mayaguensis* n. sp. (*Meloidogynidae*), a root-knot nematode from Puerto Rico. **Journal of Nematology**, College Park, v. 20, p. 58-69, 1988.

RICHARDSON, P. N.; GREWAL, P. S. **Nematode pests of glasshouse crops and mushrooms, plant parasitic nematodes in temperate agriculture**. Oxford: CAB International, 1993. p. 501-544.

ROBERTSON, L. et al. New host races of *Meloidogyne arenaria*, *M. incognita*, and *M. javanica* from horticultural regions of Spain. **Plant Diseases**, St. Paul, v. 93, p. 180-184, 2009.

RUBIA, M. T. **Manual de nematología agrícola**: introducción al análisis y al control namatológico para agricultores y técnicos de agrupaciones de defensa vegetal. Institut de Recerca: Formació Agrària, Conselleria D'agricultura I Pesca de Les Illes Balears, 2003. p.1-23.

SALAWU, E. O.; DARABIDAN, I. A. Screening of selected ornamental plants to meloidogyne incognita in nigeria. *Pak. J. Nematol*, Nigéria, v. 28, n. 2, p.353-358, 2010.

SARZI, I.; MOTA, P. R. D. A.; VILLAS BÔAS, R. L. Características químicas e longevidade de plantas envasadas de crisântemo em função da adubação final. **Científica**, Jaboticabal, v. 33, n. 1, p. 57-61, 2005.

SASSER, J. N. Behavior of *Meloidogyne* spp. from various geographical locations on ten host differentials. **Nematologica**, Leiden, v. 12, p. 97, 1966.

SCHOCHOW, M.; TJOSVOLD, S. A.; PLOEG, A. T. Host status of *Lisianthus* 'Mariachi Lime Green' for three species of rootknot nematodes. **Hortscience**, California, v. 1, n. 39, p. 120-123, fev., 2004.

SEBRAE - CADEIA PRODUTIVA DE FLORES E PLANTAS ORNAMENTAIS DA GRANDE NATAL (RN). Natal / Rn: SEBRAE, 2009. Disponível em: <[http://www.biblioteca.sebrae.com.br/bds/BDS.nsf/5C7B9F08B2DAD9AB83257690004CD789/\\$File/Cadeia%20produtiva%20de%20flores%20e%20plantas%20ornamentais%20na%20grande%20Natal%20\(RN\).pdf](http://www.biblioteca.sebrae.com.br/bds/BDS.nsf/5C7B9F08B2DAD9AB83257690004CD789/$File/Cadeia%20produtiva%20de%20flores%20e%20plantas%20ornamentais%20na%20grande%20Natal%20(RN).pdf)>. Acesso em: 15 nov. 2010.

SEVERINO, C. A. M. **Cultivo de gérberras de corte e potes**. Bahia: RETEC. 2007. 27 f. (Dossiê Técnico).

SILVA, P. R. C. **Cultivo de crisântemo de corte no semi-árido nordestino**. Bahia: RETEC. 2008. 25 f. (Dossiê Técnico).

SILVEIRA, S. G. P.; CURI, S. M.; TOLEDO, A. C. D. Occurrence of the nematode *Pratylenchus penetrans* in chrysanthemum soil in Sao Paulo state. **Fitopatologia Brasileira**, São Paulo, v. 13, n. 1, p.71-72, abr., 1988.

SOUTHEY, J. F. Nematode pest of ornamental and bulb crops. In. EVANS, K.; TRUDGILL, D. L.; WEBSTER, J. M. **Plant parasitic nematodes in temperate agriculture**. Cambridge: CAB Internacional. 1993. 648 p.

STEFANELO, D. R. Doses, ambiente e forma de infecção causada por *Fusarium solani* f. sp. chrysanthemi em crisântemo (*Dendranthema grandiflora*) cv. Calabria e seu controle por *Trichoderma virens*. 2004. 80 f. **Dissertação** (Mestrado em Agronomia/Produção Vegetal)- Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, 2004.

SYNGENTA: **Technical guide 2010**. Disponível em:
<http://www.goldsmithseeds.com/pdf/Seed_Cultivars_Nos_Final3.pdf> Acesso em: 14 jan. 2011.

TAYLOR, A. L.; SASSER, J. N. **Biology, identification and control of rootknot nematodes (*Meloidogyne* spp.)**. Raleigh: North Caroline State University, 1978. 111 p.

TAYLOR, A. L.; SASSER, J. N. **Biología, Identificación y control de los nematodos del nódulo de la raíz**. Proyecto Internacional de *Meloidogyne*. Carolina Del Norte: Departamento de Fitopatología de La Universidad Del Estados de Carolina Del Norte y Agencia de Estados Unidos para Desarrollo Internacional, 1983.

TIGANO, M. et al. Genetic diversity of the root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* and development of a SCAR marker for this guava-damaging species. **Plant Pathology**, Oxford, v. 59, p. 1054-1061, ago., 2010.

TOMBOLATO, A. F. C. **Cultivo comercial de plantas ornamentais**. Campinas: Instituto Agronômico, 2004. 211 p.

VAN GUNDY, S. D.; STOLZY, L. H. Influence of soil oxygen concentrations on the development of *Meloidogyne javanica*. **Science**, Washington, v. 134, n. 3480, p. 665-666, set., 1961.

YAMAMOTO, E.; TOIDA, Y. Fauna of plant parasitic nematodes in temperate region of Japan, 3: Survey in Wakayama prefecture [Japan]. **JIRCAS Journal for Scientific Papers**, Japan, v. 2, p. 43-48, set. 1995.

XU, J. et al. Characterisation of *Meloidogyne* species from China using isozyme phenotypes and amplified mitochondrial DNA restriction fragment length polymorphism. **European Journal of Plant Pathology**, 110, 309-315, 2004.

YANG, B.; EISENBACK, J.D. *Meloidogyne enterolobii* n. sp. (*Meloidogynidae*), a root-knot nematode parasitising pacara earpod tree in China. **Journal of Nematology**, College Park, v. 15, p. 381–391, 1983.

ZACCAI, M.; EDRI, N. Floral transition in lisianthus (*Eustoma grandiflorum*). **Scientia Horticulturae**, v.95, n. 4, p.333-340, 2002.