

Nematoides em plantas ornamentais

Cláudio Marcelo G. de Oliveira
Instituto Biológico

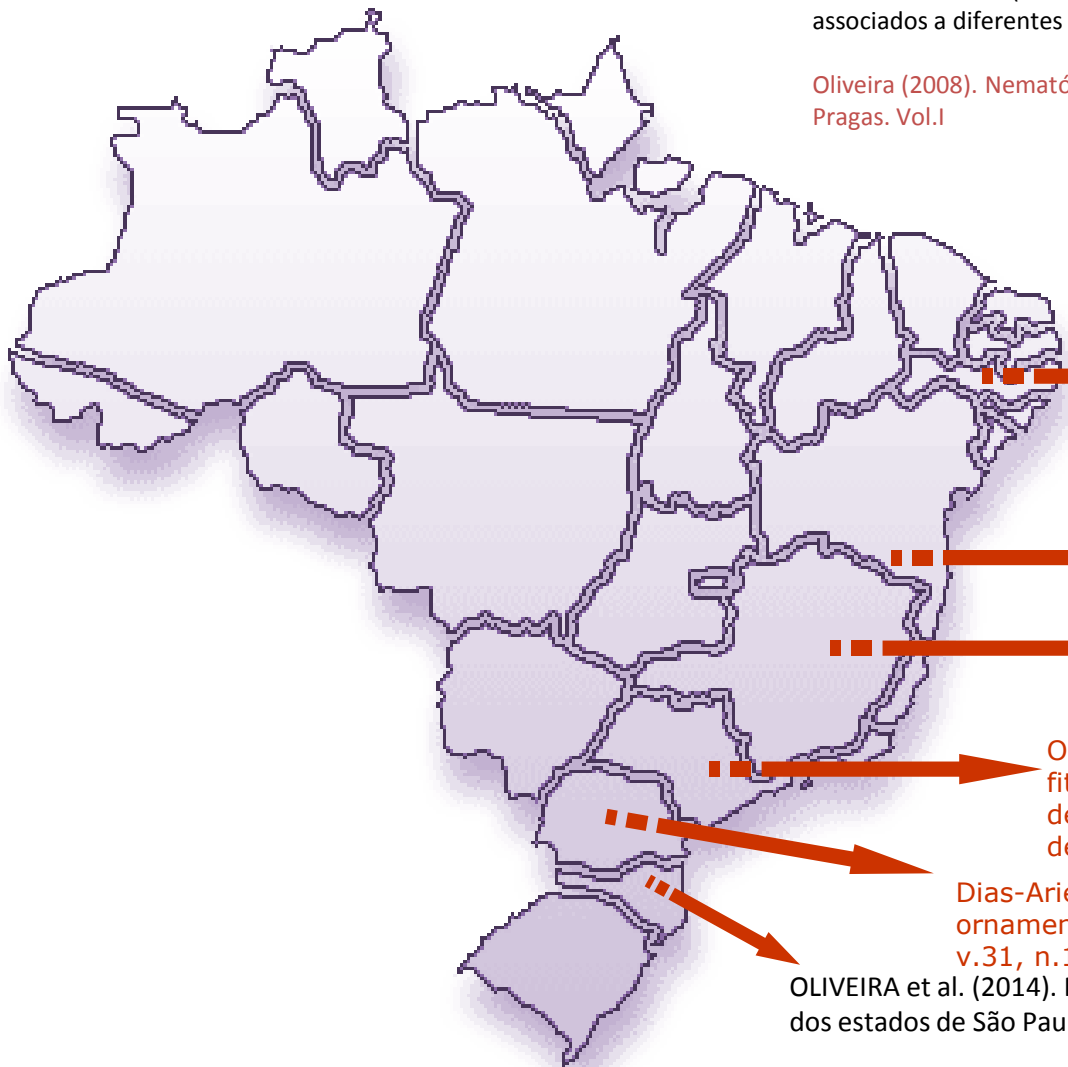
CEP 13001 970, Caixa Postal 70, Campinas, SP
marcelo@biologico.sp.gov.br



Levantamentos de nematoides em plantas ornamentais no Brasil

Costa Manso et al (1994). Catálogo de nematóides fitoparasitos encontrados associados a diferentes tipos de plantas no Brasil.

Oliveira (2008). Nematóides parasitos de plantas. In: Plantas Ornamentais: Doenças e Pragas. Vol.I



Lins & Coelho (2004). Ocorrência de doenças em plantas ornamentais tropicais no estado de Pernambuco. *Fitopatologia Brasileira*, v.29, n.3, p.332-335.

Silveira et al. (2005). Fitonematóides associados a *Heliconia* spp. no Sul da Bahia. Congresso Bras. Olericultura.

Costa et al. (2001). Nematóides em plantas ornamentais. *Ciência e Agrotecnologia*, v.25, p.1127-1132.

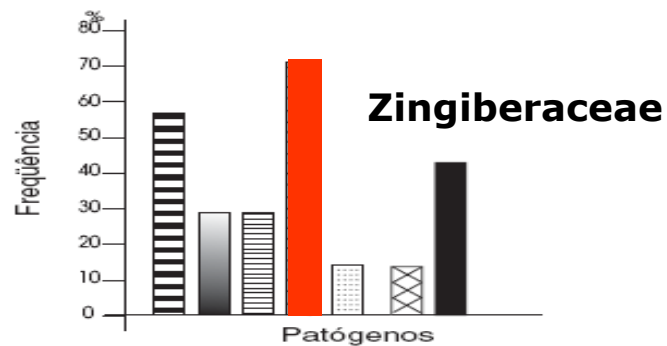
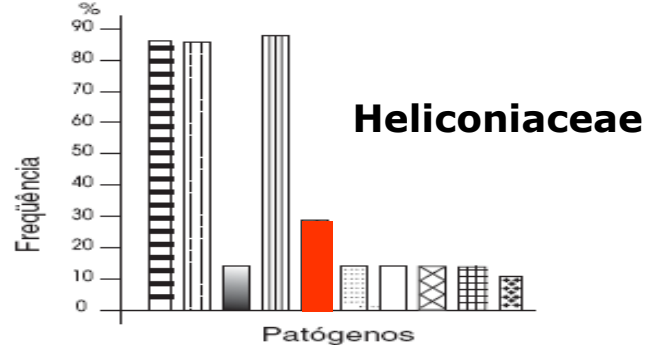
Oliveira et al. (2007). Ocorrência de nematóides fitoparasitos em plantas ornamentais no Estado de São Paulo e Minas Gerais. *Revista Brasileira de Horticultura Ornamental*.

Dias-Arieira et al. (2007). Nematóides associados a plantas ornamentais em viveiros do Paraná. *Nematologia Brasileira*, v.31, n.1, p.46-53.

OLIVEIRA et al. (2014). Nematoides fitoparasitos em áreas de cultivo de antúrio dos estados de São Paulo, Paraná e Santa Catarina. *Ciência Rural*, 2014.

Ocorrência de doenças em plantas ornamentais tropicais no estado de Pernambuco

Lins & Coelho (2004)



- | | |
|---------------------------------------|--------------------------------|
| <i>Colletotrichum gloeosporioides</i> | <i>Puccinia heliconiae</i> |
| <i>Bipolaris spp.</i> | <i>Helicotylenchus sp</i> |
| <i>Rhizoctonia solani</i> | <i>Glomerella cingulata</i> |
| <i>Curvularia lunata</i> | <i>Deighthoniella torulosa</i> |
| <i>Meloidogyne incognita</i> | <i>Fusarium oxysporum</i> |
| <i>Xiphiinema sp</i> | <i>Guignardia sp</i> |
| <i>Radopholus sp</i> | |

nematoides associados às plantas ornamentais

- Quais partes da planta os nematoides podem parasitar?

podem afetar todas as partes da planta

órgãos subterrâneos
(raízes, rizomas, tubérculos
e bulbos)

parte aérea (caules, folhas
e flores).



Danos causados por nematoides em plantas ornamentais

- redução de produção
- depreciação da qualidade do produto a ser comercializado.
- gastos adicionais com fertilizantes, defensivos e outras práticas.
- comercialização, sobretudo para o mercado externo, devido às restrições nas legislações fitossanitárias



Principais espécies de nematoides associados às plantas ornamentais no Brasil

- as espécies pertencentes aos gêneros
- *Meloidogyne*
- *Pratylenchus*
- *Radopholus*
- *Aphelenchoides*



Outros nematoides

- pela escassez de estudos, não se conhece a extensão dos danos causados:
 - *Aphelenchus*, ***Bursaphelenchus***, *Cactodera*, *Criconemella*, *Criconema*, *Helicotylenchus*, *Hemicycliophora*, *Rotylenchulus*, *Scutellonema* e *Xiphidorus*.
- Transmissores de viroses em *Narcissus* spp., *Tulipa* spp. e *Gladiolus* sp.
 - *Paratrichodorus* e *Xiphinema*



Nematoídes de importância quarentenária

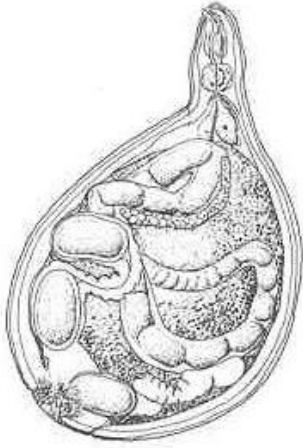
Ainda não foram detectados no Brasil:

- *Pratylenchus fallax*, nematoíde parasito da rosa e do crisântemo
- *Ditylenchus dipsaci*, que causa danos em *Narcissus* spp., *Tulipa* spp. e *Hyacinthus orientalis*
- *Ditylenchus destructor*, importante parasito de *Dahlia* spp.



Nematoídes das galhas radiculares

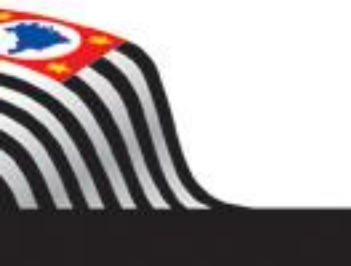
Meloidogyne

Nome comum	morfologia da fêmea	Espécies	Hábito de parasitismo	Sintoma
Nematóides das galhas radiculares		<i>M. javanica</i> <i>M. incognita</i> <i>M. arenaria</i> <i>M. hapla</i> <i>M. enterolobii</i> <i>M. petuniae</i>	Endoparasito sedentário	galhas radiculares (engrossamentos das raízes)

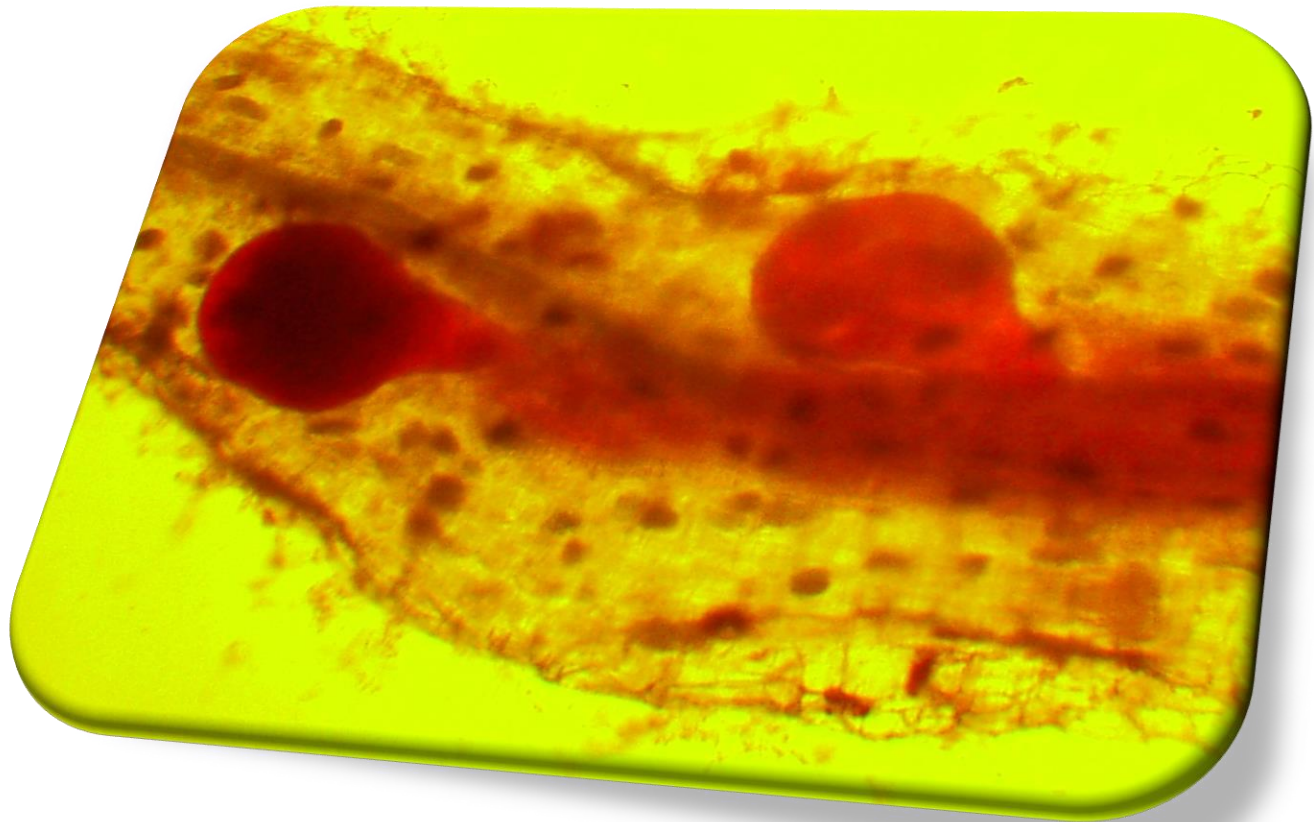
Espécies de *Meloidogyne* associadas a plantas ornamentais no Brasil.

Espécies de <i>Meloidogyne</i>	Plantas ornamentais	Espécies de <i>Meloidogyne</i>	Plantas ornamentais
<i>M. javanica</i>	<i>Ajuga reptans</i> <i>Anthurium x froebelli</i> (antúrio) <i>Begonia rex</i> <i>Calendula officinalis</i> (calêndula) <i>Cassia occidentalis</i> <i>Cassia tora</i> <i>Chrysanthemum</i> sp. (crisântemo) <i>Chrysanthemum indicum</i> (margarida) <i>Exacum</i> sp. <i>Gladiolus</i> sp. <i>Grevillea robusta</i> (grevílea) <i>Helianthus annuus</i> (girassol) <i>Helichrysum bracteatum</i> (sempre viva) <i>Hibiscus</i> sp. <i>Holocalix balansae</i> (alecrim) <i>Impatiens balsamina</i> (beijo) <i>Iresine lindenii</i> (iresine) <i>Opuntia</i> (cactus) <i>Pachystachys lutea</i> (camarão amarelo) <i>Primula officinalis</i> (primula) <i>Rosa</i> sp. <i>Sedum</i> sp. <i>Sedum morganianum</i> (orelha de lebre) <i>Sedum rubrotinctum</i> (dedinho-de-moça) <i>Tabebuia alba</i> (ipê amarelo)	<i>M. incognita</i>	<i>Acrocarpus froxinosus</i> <i>Ajuga reptans</i> <i>Anthurium</i> sp. <i>Anthurium andraeanum</i> (antúrio vermelho) <i>Antirrhinum majus</i> (boca de leão) <i>Ardisia</i> sp. <i>Begonia</i> sp. <i>Begonia sanguinea</i> <i>Begonia rex</i> <i>Bellis perennis</i> (margaridinha) <i>Calathea</i> spp. <i>Calathea eutea</i> (ariá) <i>Calendula officinalis</i> (calêndula) <i>Cassia occidentalis</i> <i>Cassia tora</i> <i>Centaurea gymnocarpa</i> (centáurea) <i>Chrysanthemum</i> (crisântemo) <i>Chrysanthemum leucanthemum</i> (margarida) <i>Coleus</i> sp. <i>Cordelyne</i> sp. <i>Crassula multicava</i> (crássula) <i>Dahlia x primata</i> <i>Gladiolus</i> sp. <i>Gladiolus communis</i> (palma de Santa Rita) <i>Gladiolus grandiflorus</i> (gladiolo) <i>Graptophyllum pictum</i> (graptófilo) <i>Grevillea robusta</i> (grevílea) <i>Gypsophila paniculata</i> (mosquitinho branco) <i>Helianthus annuus</i> (girassol) <i>Hibiscus</i> sp. <i>Hydrangea hortensia</i> (hortência) <i>Graptopetalum</i> sp. (planta fantasma) <i>Hedera helix</i> (hera verdadeira) <i>Helichrysum petiolatum</i> (imortele) <i>Impatiens balsamina</i> (beijo) <i>Impatiens walleriana</i> (beijinho) <i>Iresine lindenii</i> (iresina roxa) <i>Iresine Herbistii</i> (iresina amarela) <i>Ixora finlaysoniana</i> (buquê de noiva) <i>Ligustrum japonicum</i> (ligustro) <i>Oxalis latifolia</i> (trevo-azedo) <i>Pachystachys lutea</i> (camarão amarelo) <i>Pelargonium</i> sp. (gerânio) <i>Pilea microphylla</i> (brilhanina) <i>Portulaca grandiflora</i> (onze-horas) <i>Sedum morganianum</i> <i>Zebrina pendulata</i> (tradescântia).
<i>Meloidogyne</i> sp.	<i>Aegopodium podagraria</i> <i>Anthurium</i> sp. <i>Begonia</i> sp. <i>Belacanda chinensis</i> (flor leopardo) <i>Calathea</i> spp. <i>Cassia</i> sp. <i>Chrysanthemum</i> (crisântemo) <i>Chrysanthemum leucanthemum</i> (margarida) <i>Coleus</i> sp. <i>Cordelyne</i> sp. <i>Dahlia variabilis</i> <i>Dianthus caryophyllus</i> (cravo) <i>Gladiolus grandiflorus</i> (gladiolo) <i>Grevillea robusta</i> (grevílea) <i>Helianthus annuus</i> (girassol) <i>Hypoestes sanguinolenta</i> <i>Ligustrum japonicum</i> (ligustro) <i>Mesembryanthemum</i> (onze horas) <i>Opuntia</i> (cactus) <i>Rosa</i> sp. <i>Setcreasea purpurea</i> (trapoeraba-roxa) <i>Sinningia speciosa</i> (gloxínia) <i>Strelitzia reginae</i> (ave-do-paraíso) <i>Tabebuia alba</i> (ipê amarelo)	<i>M. arenaria</i>	<i>Chrysanthemum</i> (crisântemo) <i>Dahlia variabilis</i> <i>Impatiens balsamina</i> (beijo) <i>Rosa</i> sp. <i>Tabebuia impetiginosa</i> (ipê roxo)
<i>M. petuniae</i>	<i>Petunia hybrida</i> (petúnia)	<i>M. hapla</i>	<i>Helianthus annuus</i> (girassol) <i>Rosa</i> sp. <i>Wedelia paludosa</i> (vedélia) <i>Zinnia elegans</i>

- *M. incognita*
- *M. javanica*
- *M. arenaria*
- *M. hapla*
- *M. petuniae*



Fêmeas de *Meloidogyne incognita* no interior de radicelas de
Impatiens



SINTOMAS DE MELOIDOGINOSSES

DIRETOS

- GALHAS
- ESCASSEZ DE RADICELAS

REFLEXOS

- MANCHAS OU “REBOLEIRAS”
- ENFEZAMENTO OU NANISMO
- CRESCIMENTO RETARDADO
- CLOROSE
- DESFOLHA ANORMAL
- MURCHA
- QUEDA DE PRODUTIVIDADE



Galhas radiculares: sintoma direto causado por *Meloidogyne* sp.
nas raízes de *Impatiens* e *Begonia*



Impatiens



Begonia



Galhas radiculares: sintoma direto causado por *Meloidogyne javanica* nas raízes de *Exacum* sp.



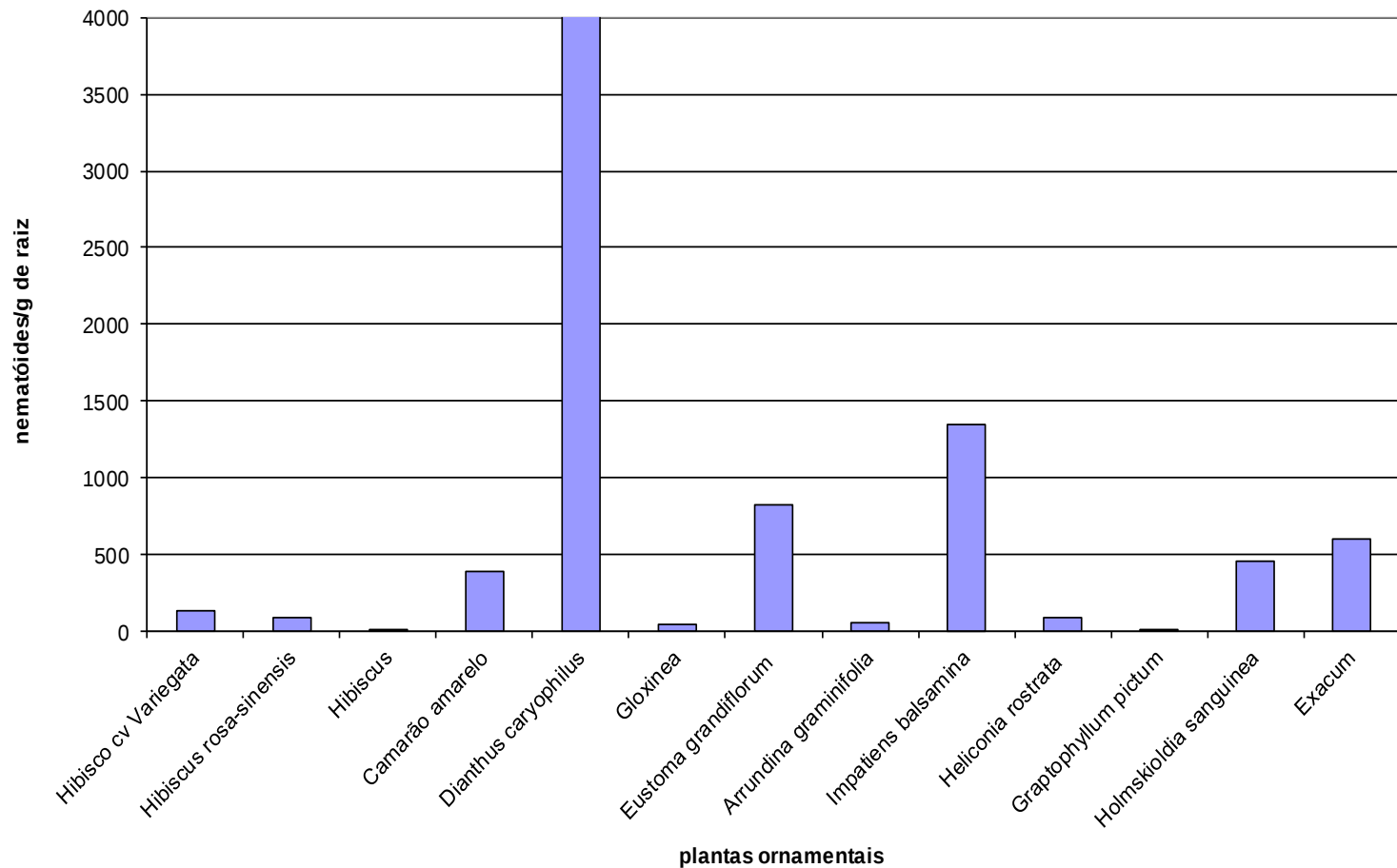
Galhas radiculares: sintoma direto causado por *Meloidogyne javanica* nas raízes de cravo (*Dianthus* sp.)



Redução do desenvolvimento da planta: sintoma indireto
(reflexo) causado por *Meloidogyne javanica* nas raízes de cravo
(*Dianthus* sp.)



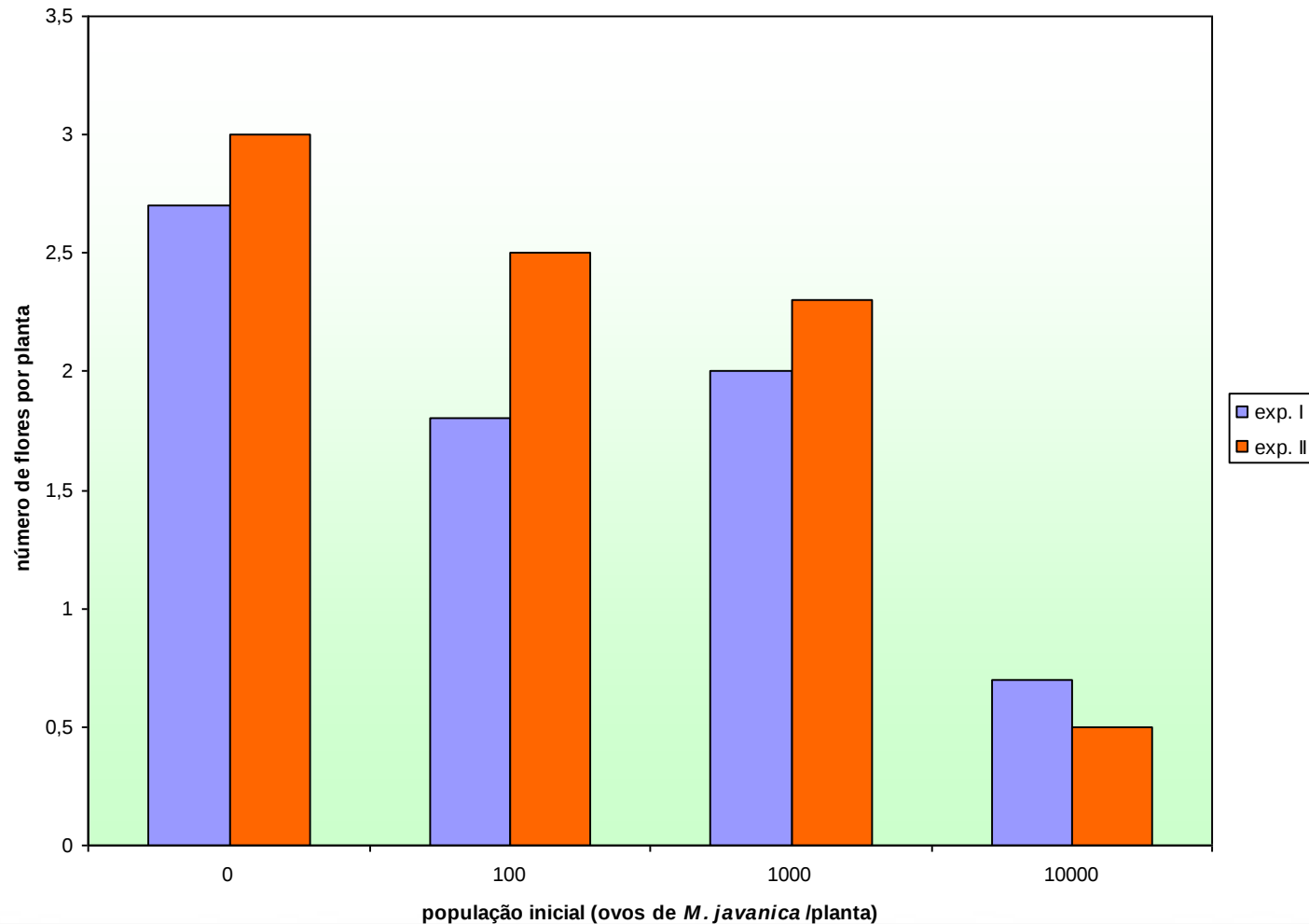
Densidades populacionais de *Meloidogyne javanica* em plantas ornamentais



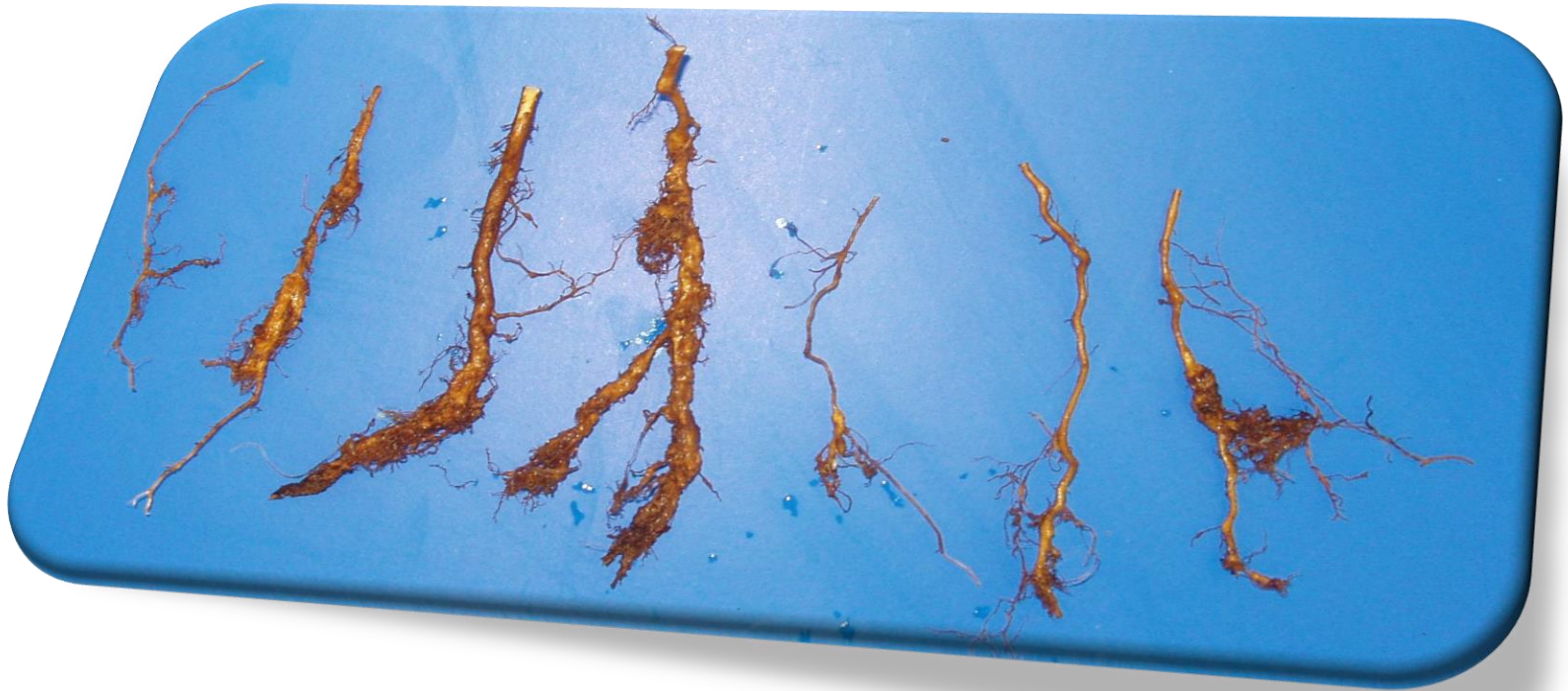
Meloidogyne javanica em lisianto



Efeito de *Meloidogyne javanica* na produção de flores de lisianto



Galhas radiculares: sintoma direto causado por *Meloidogyne incognita* nas raízes de *Hypericum*.



Hypericum: sintomas na parte aérea



Reboleira em cultivo de *Hypericum* parasitado por *Meloidogyne* sp.



Sintomas causados por *M. javanica* em hibisco



Produção de mudas de plantas ornamentais no Guarujá, SP: preparo do substrato



Sintomas do ataque de *Meloidogyne graminis* em gramado de campo de golfe da cidade de São Paulo.



Manchas em reboleira caracterizadas por plantas com desenvolvimento insatisfatório, menores e cloróticas



Raízes de gramas com *Meloidogyne graminis*



Nas figuras A a E observa-se juvenis em estágio salsichóide (J) estabelecendo o sítio de alimentação (S.A.) no interior das raízes. Nas figuras F a H observa-se um leve engrossamento das raízes (S.A.) causado pela alimentação das fêmeas (F)

Nematoides das lesões radiculares

Pratylenchus

Nome comum	morfologia da fêmea	Espécies	Hábito de parasitismo	Sintoma
Nematóides das lesões radiculares		<i>P. brachyurus</i> <i>P. coffeae</i> <i>P. penetrans</i> <i>P. vulnus</i> <i>P. zeae</i>	Endoparasito migrador	lesões nas raízes



espécies de *Pratylenchus* associadas a plantas ornamentais no Brasil

Pratylenchus

Plantas ornamentais

<i>P. brachyurus</i>	<i>Dianthus barbatus</i> (cravo), <i>Papaver rhoe</i> (papoula), <i>Rosa multiflora</i> cv. Italiano Roxo, <i>Tabebuia</i> sp. (ipê)
<i>P. coffeae</i>	<i>Cassia</i> sp., <i>Chrysanthemum</i> sp.(crisântemo)
<i>P. penetrans</i>	<i>Chrysanthemum morifolium</i> (crisântemo)
<i>P. vulnus</i>	<i>Rosa multiflora</i> cv. Italiano Roxo
<i>P. zae</i>	<i>Cassia tora</i>
<i>Pratylenchus</i> sp.	<i>Ardisia</i> sp., <i>Begonia</i> sp., <i>Calathea</i> spp., <i>Cassia occidentalis</i> , <i>Gladiolus grandiflorus</i> (gladíolo), <i>Rosa</i> sp.



Patogenicidade de *P. penetrans* em crisântemo



Pratylenchus vulnus em roseira



A: Planta de *Cattleya* sp. com raízes parasitadas por *Pratylenchus brachyurus*, B: lesões nas raízes.

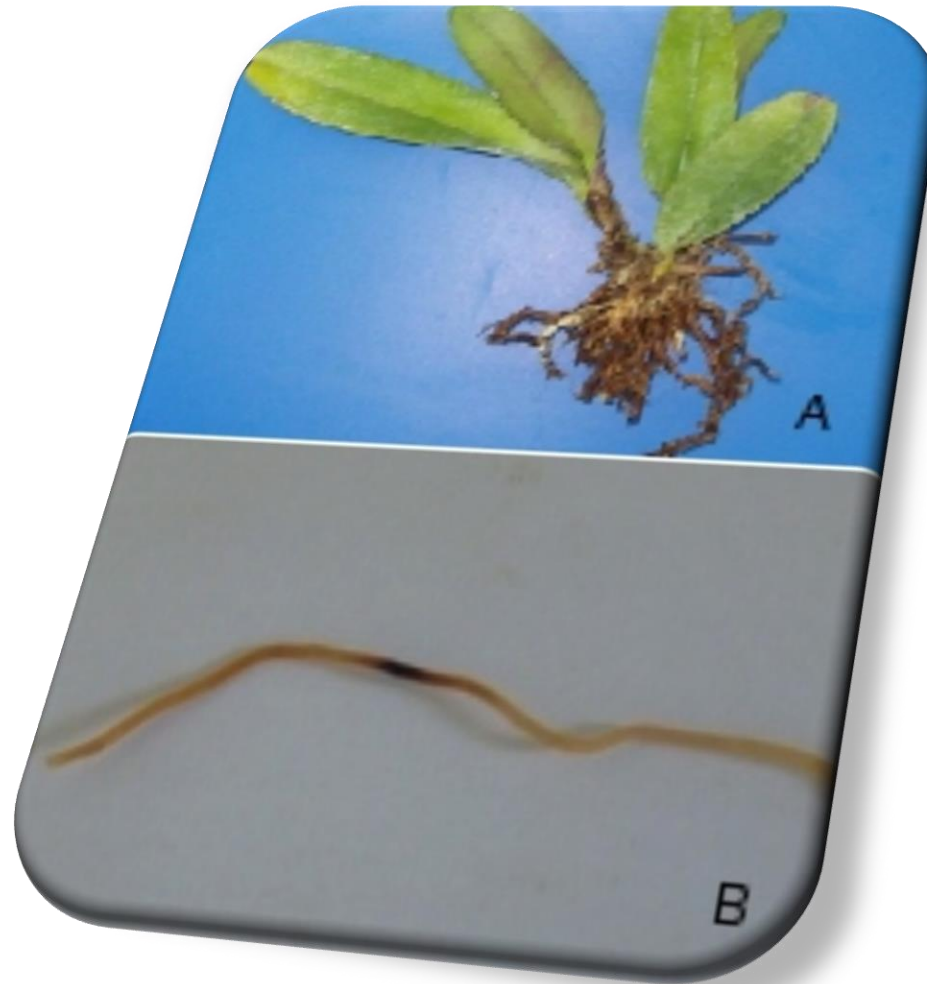


Foto: C.M.G. Oliveira

Efeito de diferentes densidades populacionais iniciais de *Pratylenchus brachyurus* no desenvolvimento de plantas de lírio.

- Os bulbos de lírio cv. Muscadet foram obtidos em uma produção localizada na cidade de Holambra-SP;



- Foram colocados em vasos de 1 L com substrato esterilizado (3 bulbos/vaso).

Tratamento	Diferentes densidades populacionais (Nema/vaso)
1	0
2	50
3	100
4	500
5	1000
6	5000
7	10000

Resultados

Efeito de diferentes densidades populacionais iniciais de *Pratylenchus brachyurus* no desenvolvimento de plantas de lírio

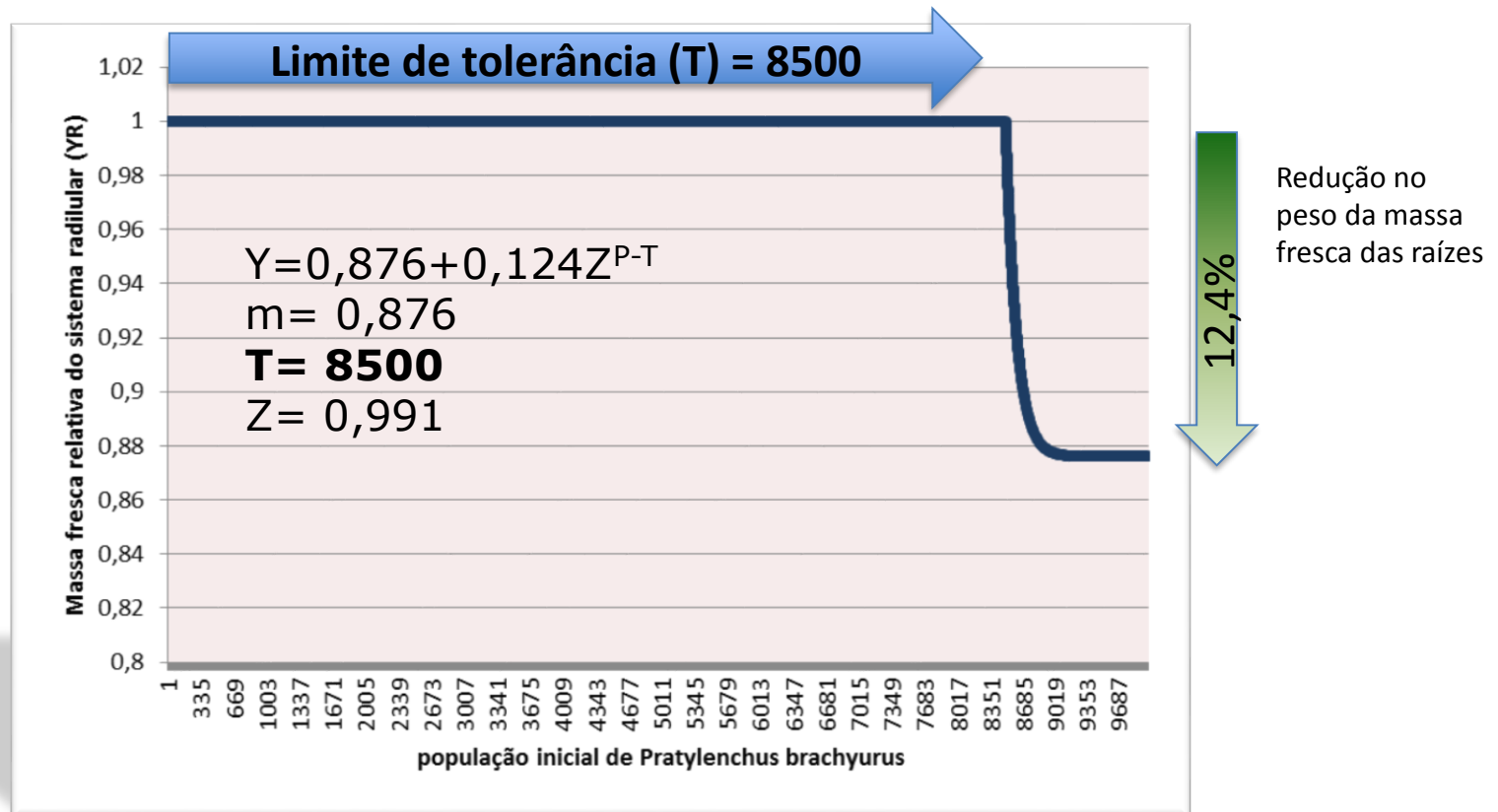
TRATAMENTOS	Nº de <i>Pratylenchus brachyurus</i> nas plantas de lírio cv. Muscadet 102 dias após a inoculação.			
(Pi = nº de nematoides/vaso)	Ovos	juvenis	Total (Pf)	Fator de Reprodução (Pf/Pi)
testemunha (0)	0	0	0	-
nível 1 (50)	0	71	71	1,4
nível 2 (100)	40	9	49	0,5
nível 3 (500)	27	45	72	0,1
nível 4 (1.000)	67	145	212	0,2
nível 5 (5.000)	238	659	898	0,2
nível 6 (10.000)	792	792	2680	0,3



Resultados

Análise estatística: Modelo não linear proposto por Seinhorst: $Y = m + (1-m) \cdot Z^{P-T}$

- M = rendimento mínimo da planta obtido sob altas densidades populacionais do nematoide;
- Pi = densidade populacional inicial do nematoide;
- T = limite de tolerância;



Conclusões

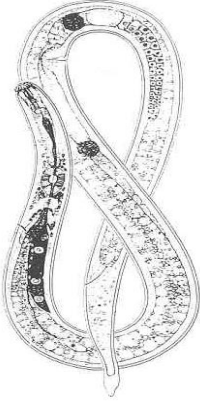
Efeito de diferentes densidades populacionais iniciais de
Pratylenchus brachyurus no desenvolvimento de plantas de lírio

- Lírio cv. Muscadet não é boa hospedeira para o nematoide *Pratylenchus brachyurus*;
- A cultivar é bastante tolerante ao ataque do nematoide;
- *Pratylenchus brachyurus* não causa danos significativos as plantas de lírio cv. Muscadet, não afetando sua produção;
- Prejuízos esperados são pequenos, de 12,4% na redução do desenvolvimento do sistema radicular.



Nematoide cavernícola

Radopholus

Nome comum	morfologia da fêmea	Espécies	Hábito de parasitismo	Sintoma
Nematóide cavernícola		<i>R. similis</i>	Endoparasito migrador	lesões nas raízes



Radopholus similis



Radopholus similis em calathea



**Nematoides fitoparasitos em áreas de cultivo de
antúrio dos estados de São Paulo, Paraná e Santa Catarina**

**Plant parasitic nematodes in anthurium growing areas from
São Paulo, Paraná and Santa Catarina States, Brazil**

**Claudio Marcelo Gonçalves de Oliveira^{1*} Rosana Bessi² Juliana Magrinelli Osório Rosa¹
Roberto Kazuhiro Kubo¹ Antonio Fernando Caetano Tombolato³**

- NOTA -

RESUMO

O objetivo do presente trabalho foi identificar os nematoides associados a plantas de antúrio (*Anthurium andraeanum*) cultivadas como flor de corte (13 amostras) ou plantas em vaso (41 amostras) nos estados de São Paulo, Paraná e Santa Catarina. Nematoides foram extraídos de 10g de raízes e 250cm³ de solo ou substrato e identificados sob microscópio de luz. A espécie mais frequente foi *Radopholus similis*, detectada em 54% das amostras de antúrio cultivado como flor de corte. Constituíram novas ocorrências em antúrio no Brasil: *Helicotylenchus erythrinae*, *H. californicus*, *H. multicinctus*, *Meloidogyne paranaensis* e *R. similis*. Entretanto, nenhum nematoide parasito de plantas foi encontrado nos antúrios cultivados em vaso, com substrato de fibra de coco.

Palavras-chave: *Anthurium andraeanum*, levantamento, primeira ocorrência.

ABSTRACT

The aim of this research was to identify plant parasitic nematodes associated with *Anthurium andraeanum* plants cultivated as cut flowers (13 samples) or pot flowers (41 samples) in the States of São Paulo, Paraná and Santa Catarina, Brazil. Nematodes were extracted from 10g of roots and 250cm³ of soil by centrifugation method and identified under microscope. The most frequently occurring species was *Radopholus similis* detected on 54% of anthuriums cultivated as cut flowers. Among the identified species, the following associations constitute new records to Brazil in anthuriums: *Helicotylenchus erythrinae*, *H. californicus*, *H. multicinctus*, *Meloidogyne paranaensis* and *R. similis*. However, no plant parasitic nematodes were detected on *A. andraeanum* cultivated as pot flowers in coconut fiber substrate.

Key words: *Anthurium andraeanum*, first record, survey.

O estado de São Paulo é considerado um dos maiores centros de produção e comercialização do antúrio (*Anthurium andraeanum* Linden), cuja produção se concentra nas regiões de Holambra, Atibaia e Vale do Ribeira (CALDARI JÚNIOR, 2004). No Brasil, mais de 20 gêneros de fitonematoides foram detectados em associação a plantas ornamentais (OLIVEIRA, 2008). A fora relatos isolados de novas ocorrências, a literatura brasileira registra apenas seis levantamentos de nematoides em plantas ornamentais, realizados em Lavras, Minas Gerais (COSTA et al., 2001), no norte e noroeste do Paraná (DIAS-ARIEIRA et al., 2007), na zona da mata de Pernambuco (LINS & COELHO, 2004), nos estados de São Paulo e Minas Gerais (OLIVEIRA et al., 2007), no estado do Ceará (FREIRE & MOSCA, 2009) e no litoral sul da Bahia (MATTOS SOBRINHO et al., 2012). Portanto, ainda não há referência de nematoides associados a um grande número de espécies de plantas ornamentais, incluindo-se nesse caso, o antúrio.

Atualmente, no Brasil, são conhecidas as associações das seguintes espécies de nematoides ao antúrio: *Helicotylenchus dihystra* (Cobb) Sher, *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood, *M. javanica* (Treub) Chitwood, *M. inornata* Lordello, *Scutellonema brachyurus* (Steiner) Andrassy, *Xiphinema* sp. Cobb e *Tylenchus* sp. Bastian (COSTA MANSO et al., 1994; COSTA et al., 2001; DIAS-ARIEIRA et al., 2007; OLIVEIRA, 2008; FREIRE

Nematoides fitoparasitos em áreas de cultivo de antúrio dos estados de São Paulo, Paraná e Santa Catarina.

1351

Tabela 1 – Número de nematoides fitoparasitos associados ao antúrio, extraídos de 10 gramas de raiz e 250 cm³ de solo.

Espécie	Cultivar de antúrio	Raiz	Solo	Procedência
<i>Helicotylenchus erythrinae</i>	'IAC Isla'	0	310	Caraguatatuba (SP)
	'IAC Netuno'	0	120	Caraguatatuba (SP)
	'IAC Juréia'	0	40	Caraguatatuba (SP)
<i>Helicotylenchus multicinctus</i>	'IAC Isla'	20	100	Caraguatatuba (SP)
	'IAC Juréia'	10	10	Caraguatatuba (SP)
<i>Helicotylenchus californicus</i>	'IAC Netuno'	0	20	Caraguatatuba (SP)
<i>Radopholus similis</i>	'IAC Juréia'	210	10	Pariquera-Açu (SP)
	'IAC Iguape'	110	10	Pariquera-Açu (SP)
	'IAC Isla'	30	10	Pariquera-Açu (SP)
	'Anthur Champion'	620	10	Pariquera-Açu (SP)
	'IAC Isla'	620	10	Caraguatatuba (SP)
	'IAC Netuno'	363	10	Caraguatatuba (SP)
	'IAC Juréia'	230	10	Caraguatatuba (SP)
	'IAC Eidibel'	1000	50	Pariquera-Açu (SP)
<i>Meloidogyne paranaensis</i>	'IAC Astral'	18000	120	Pariquera-Açu (SP)
<i>Paratylenchus</i> sp.	'IAC Eidibel'	120	0	Garuva (PR)
	'IAC Luau'	60	0	Garuva (PR)
	'IAC Eidibel'	230	140	Joinville (SC)
	'IAC Juréia'	10	10	Joinville (SC)

¹Laboratório de Nematologia, Instituto Biológico, 13001-970, Campinas, SP, Brasil. E-mail: marcelo@biologico.sp.gov.br. *Autor para correspondência.

²Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz" (ESALQ), Piracicaba, SP, Brasil.

³Núcleo de Pesquisa e Desenvolvimento do Jardim Botânico, Instituto Agronômico de Campinas (IAC), Campinas, SP, Brasil.

Radopholus similis em *Anthurium*



Radopholus similis em *Anthurium*
(esquerda) comparado com plantas
sadias (direita)



Lesões causadas por *Radopholus similis* na
raiz de antúrio (Oliveira et al, 2015).

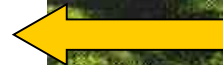
Danos causados por *R. similis* em *Maranta* sp.



Radopholus similis em coqueiro



Pi= 100.000 *R. similis*/planta



Pi= 100 *R. similis*/planta

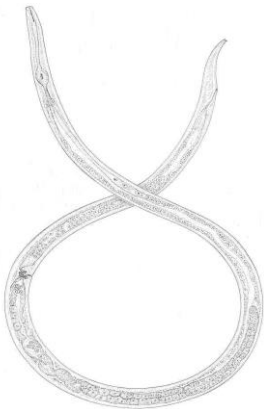
testemunha

Desenvolvimento progressivo de lesões nas raízes de coqueiro causadas por *R. similis*



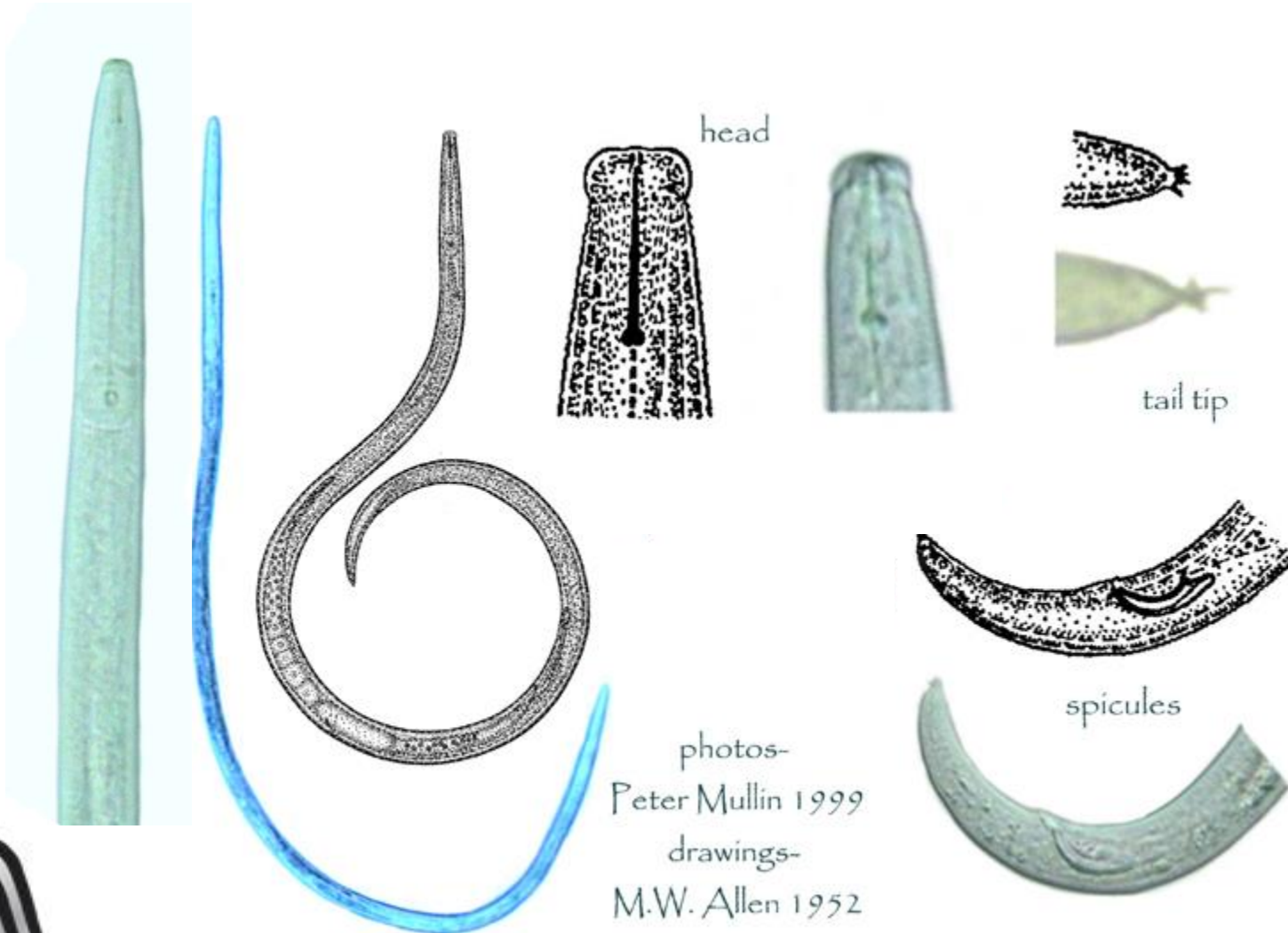
Nematóides de parte aérea

Aphelenchoides

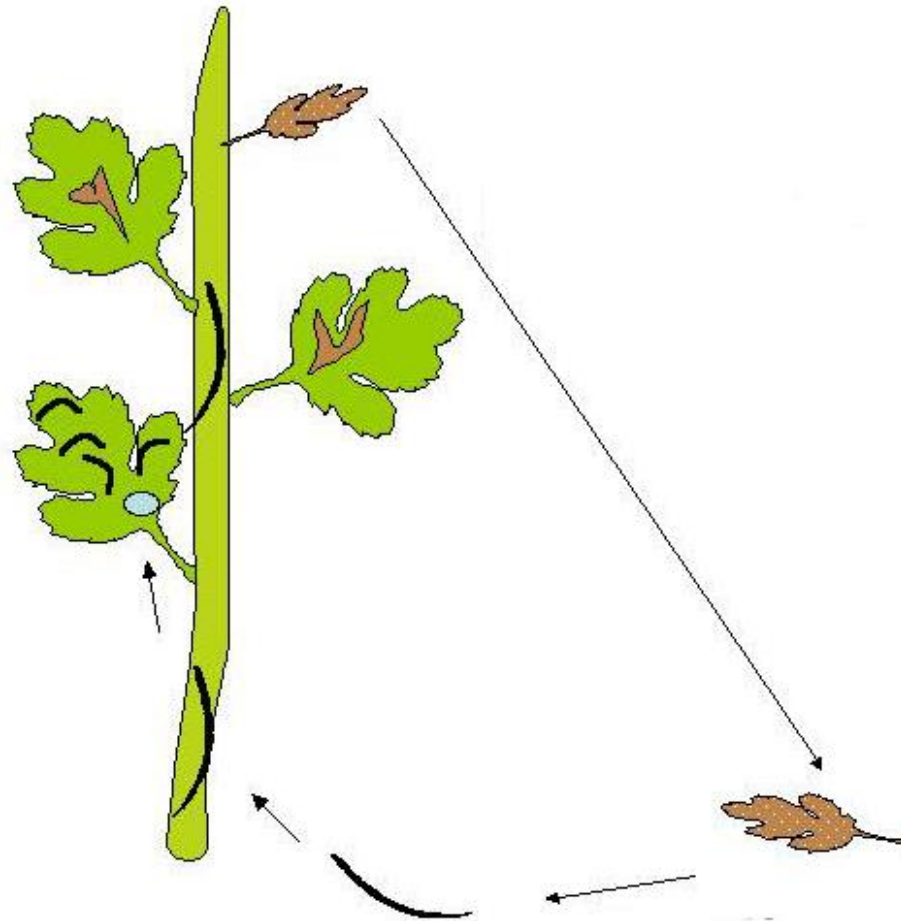
Nome comum	morfologia da fêmea	Espécies	Hábito de parasitismo	Sintoma
Nematóides de parte aérea		<i>A. fragariae</i> <i>A. besseyi</i> <i>A. ritzemabosi</i>	Endo ou ectoparasito migrador	folhas com coloração anormal, necróticas e tamanho reduzido



Aphelenchoides besseyi



Ciclo de *Aphelenchoides* em ornamentais



8 dias

T= 23°C

Ataque de *Aphelenchoides* em begônia



Folíolo de *Schefflera* com *Aphelenchoides* sp.



Aphelenchoides em folhas de *Asplenium*



*Crisântemo com lesões necróticas em forma de V causadas por
Aphelenchoides ritzemabosi.*



violeta com *Aphelenchoides ritzemabosi*



Aphelenchoides fragariae em folhas de lírio



Aphelenchoides fragariae e *A. ritzemabosi* em folhas de orquídea

A-C: Plantas de *Cattleya hybrida* parasitada por *Aphelenchoides fragariae*;

D: orquídea híbrida *Brassolaeliocattleya* com folhas necróticas devido ao ataque de *Aphelenchoides ritzemabosi*.



Bursaphelenchus cocophilus

O NEMATÓIDE DO ANEL VERMELHO

Essa espécie constitui problema muito sério em áreas produtoras de palmáceas de interesse econômico:

- coqueiro (*Cocus nucifera*)
- dendezeiro (*Elais guineensis*)
- tamareira (*Phoenix dactylifera*)
- palmeira imperial (*Roystonia regia*)
- *Oenocarpus distichus*, palmácea nativa da floresta amazônica



CLOROSE



“SAIA”





**ÁREA COM VÁRIAS PLANTAS
MORTAS POR *R. COCOPHILUS***



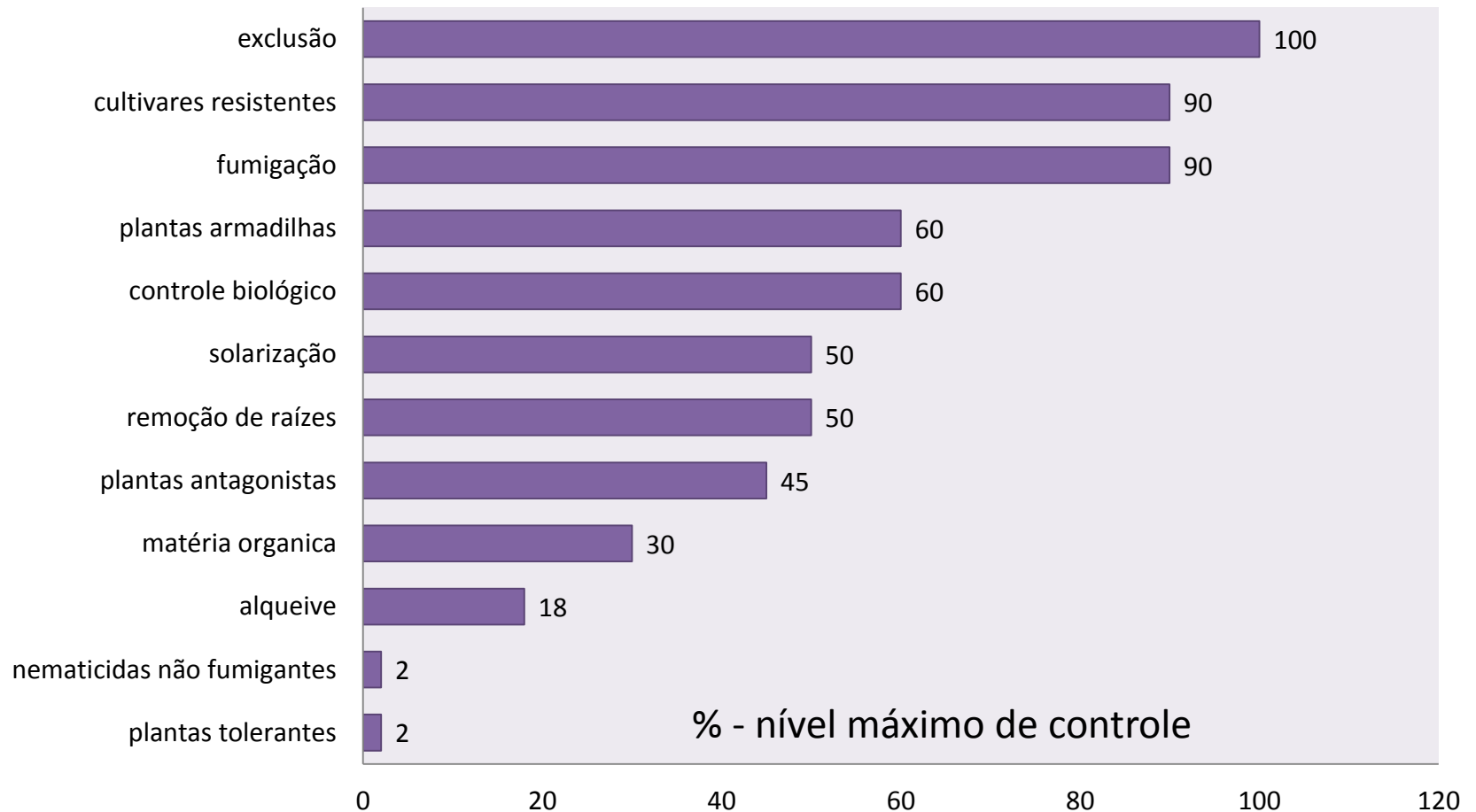
PLANTA RECÉM - MORTA



“ANEL VERMELHO”



estimativa dos níveis de controle de nematoides parasitos de plantas através da aplicação de metodologias de controle



Exclusão: Controle preventivo

- As medidas preventivas são sempre mais eficientes e econômicas que os tratamentos curativos.
- o uso de mudas isentas de nematoides
- plantio em solo não infestado.
- No caso de viveiros ou estufa, o acesso a água de irrigação utilizada, o manuseio de equipamentos e ferramentas merecem atenção especial
- Legislação
 - Plantas livres de nematoides
 - Serviço quarentenário



Não se deve plantar nematoides

SOC. BRASIL. NEMAT.
Publi. nº 5, 1981

Professor Ailton R. Monteiro (1981)

texto exemplar disponível em

<http://docentes.esalq.usp.br/sbn/nbonline/ol%2005u/13-20%20pb.pdf>

leitura obrigatória de todo fitossanitarista.

NÃO SE DEVE "PLANTAR" NEMATÓIDES*

Ailton Rocha Monteiro ¹

Sementes e mudas podem transportar organismos daninhos às plantas, introduzindo-os em novos locais. São os meios mais eficazes de disseminação de nematoides que, parasitos obrigatórios, têm alimentação garantida quando acompanham os hospedeiros.

Os nematoides dos cistos (*Heterodera* spp., *Globodera* spp.), os nematoides das galhas em raízes (*Meloidogyne* spp.), os nematoides das lesões em raízes (*Pratylenchus* spp.), o nematode cavernícola (*Radopholus similis* (Cobb, 1893) Thorne, 1949), o nematode das plantas cítricas (*Tylenchulus semipene trans* Cobb, 1913), o nematode da ponta branca do arroz (*Aphelenchoides besseyi* Christie, 1942), o nematode reniforme (*Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira, 1940) são alguns dos muitos nematoides que o homem ajudou a disseminar pelo mundo, máxime com mudas e sementes infestadas. No passado, durante muito tempo, fê-lo sem saber. Hoje, muitas vezes, o faz até criminosamente, desobedecendo a proibições legais.

Graças ao trabalho de pioneiros e mestres, como o Prof. Dr. Luiz Gonzaga E. Lordello, muito já foi feito para conscientizar todos os interessados em defesa vegetal sobre a importância dos nematoides fitoparasitos.

¹ Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", USP, Piracicaba.

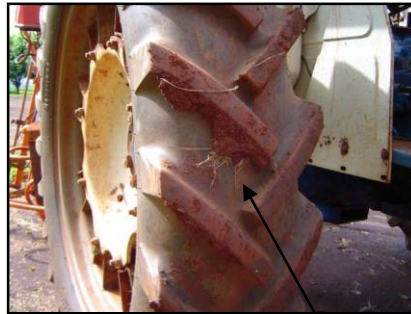
* Palestra proferida a 10 de fevereiro de 1981.



Disseminação



Até 1210 nemas/100cc



26 a 633 nemas/100cc



Até 963 nemas/100cc



Controle curativo

cultural

químico

físico

biológico



Físico: Calor

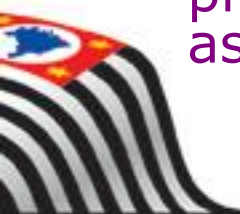
Termoterapia: consiste no tratamento térmico do solo com calor úmido, na forma de vapor d'água. Pode ser feito em autoclaves, a 127 C durante pelo menos 1 hora.

Hidrotermoterapia: banho de água aquecida. A temperatura e o tempo de imersão variam de acordo com a planta, parte da planta a ser tratada e com o nematoide a ser controlado

Solarização: Tratamento térmico em que o solo a ser desinfestado é mantido coberto por uma camada de polietileno

Hidrotermoterapia

- *Meloidogyne* sp. em túberas de begônia:
 - 48 C durante 30 minutos.
- *Pratylenchus penetrans* em raízes de crisântemo:
 - 50 C por 10 minutos
- *Aphelenchoides ritzemabosi* na parte aérea crisântemo:
 - 50 C por 5 minutos.
- *Pratylenchus* sp. em raízes de roseiras:
 - 50 C por 10 minutos.
- O tratamento com água aquecida deve ser utilizado com precaução uma vez que altas temperaturas podem danificar as plantas ornamentais.



elaboração de laudos de análise fitossanitária oficial



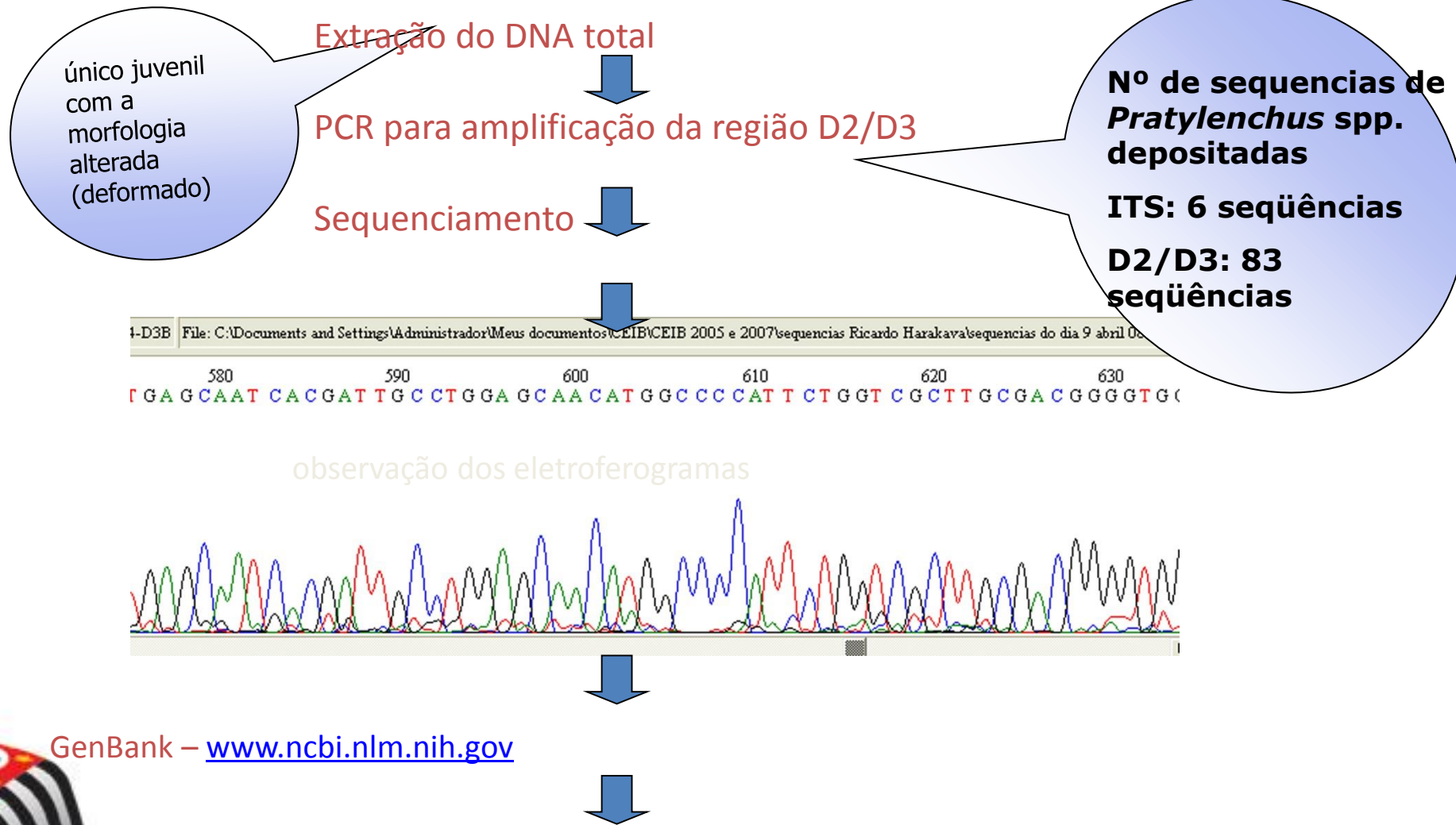
elaboração de laudos de análise fitossanitária oficial

Exemplo: nematoides em bulbos de lírio oriundos da Holanda



- nematoides presentes nas amostras chegam ao laboratório danificados

Código de barras do DNA no diagnóstico de nematóides





blastn

Enter Query Sequence

BLASTN programs search nucleotide databases using a nucleotide query. [more...](#)[Reset page](#) [Bookmark](#)Enter accession number, gi, or FASTA sequence [Clear](#)

Query subrange

From To

Or, upload file

 [Procurar...](#)

Job Title

Enter a descriptive title for your BLAST search

☐ Align two or more sequences

Choose Search Set

Database ☒ Human genomic + transcript ☐ Mouse genomic + transcript ☐ Others (nr/nt/c):

Organism

Optional

☐ Include

Enter organism common name, binomial, or tax id. Only 20 top taxa will be shown.

Entrez Query

Optional

Enter an Entrez query to limit search

Program Selection

Optimize for

- ☒ Highly similar sequences (megablast)
- ☐ More dissimilar sequences (discontiguous megablast)
- ☐ Somewhat similar sequences (blastn)

Choose a BLAST algorithm

BLAST

Search database **Nucleotide collection (nr/nt)** using **Megablast** (Optimize for highly similar sequences)☐ Show results in a new window

Descriptions

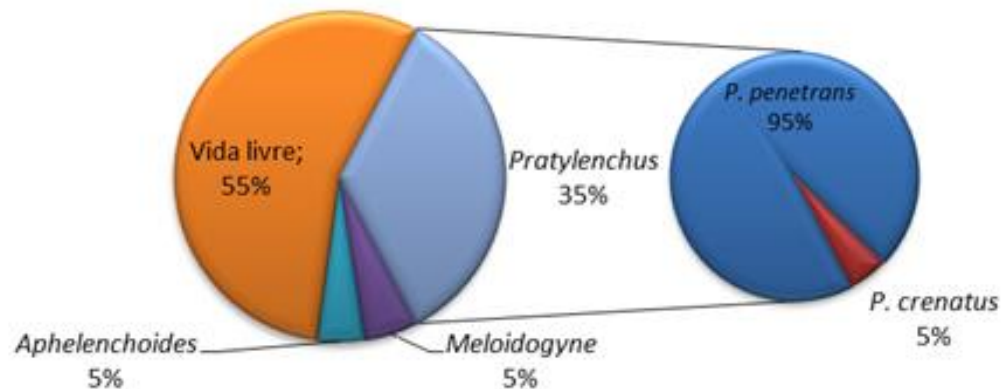
Legend for links to other resources: [U](#) UniGene [E](#) GEO [G](#) Gene [S](#) Structure [M](#) Map Viewer [P](#) PubChem BioAssay

Sequences producing significant alignments:

Accession	Description	Max score	Total score	Query coverage	E value	Max ident	Links
EU130853.1	Pratylenchus crenatus isolate CA81 clone 2 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	1136	1136	100%	0.0	97%	
EU130852.1	Pratylenchus crenatus isolate CA81 clone 3 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	1120	1120	100%	0.0	97%	
JX144360.1	Pratylenchus kumamotoensis 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	676	676	100%	0.0	85%	
JQ003992.1	Pratylenchus vulnus clone PvJan1_d2d3 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	634	634	100%	3e-178	84%	
EU130885.1	Pratylenchus vulnus isolate CA90 clone 1 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	634	634	100%	3e-178	84%	
JQ692308.1	Pratylenchus vulnus 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	623	623	99%	6e-175	84%	
EU130882.1	Pratylenchus vulnus isolate CA69 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	623	623	100%	6e-175	84%	
JQ003994.1	Pratylenchus vulnus clone PvJan3_d2d3 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	617	617	100%	3e-173	84%	
HM469437.1	Pratylenchus vulnus isolate PGM 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	617	617	100%	3e-173	84%	
EU130886.1	Pratylenchus vulnus isolate CA90 clone 2 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	617	617	100%	3e-173	84%	
JQ003993.1	Pratylenchus vulnus clone PvJan2_d2d3 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	612	612	100%	1e-171	83%	
EU130887.1	Pratylenchus vulnus isolate CA92 clone 1 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	601	601	100%	3e-168	83%	
EU130884.1	Pratylenchus vulnus isolate CA78 clone 2 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	601	601	100%	3e-168	83%	
EU130883.1	Pratylenchus vulnus isolate CA78 clone 1 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	595	595	100%	1e-166	83%	
JN244270.1	Pratylenchus bhattii isolate HK clone 2 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	577	577	100%	4e-161	83%	
JN020930.1	Pratylenchus zeae clone 2 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	571	571	100%	2e-159	82%	
JN020931.1	Pratylenchus zeae clone 3 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	566	566	100%	1e-157	82%	
JN244269.1	Pratylenchus bhattii isolate HK clone 1 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	556	556	99%	6e-155	82%	
JN020929.1	Pratylenchus zeae clone 1 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	555	555	100%	2e-154	82%	
EU130893.1	Pratylenchus zeae isolate CA70 clone 1 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	555	555	100%	2e-154	82%	
EU130888.1	Pratylenchus vulnus isolate CA92 clone 2 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	555	555	100%	2e-154	82%	
JX144359.1	Hirschmanniella diversa 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	540	540	100%	6e-150	81%	
EF029860.1	Hirschmanniella cf. belli ITDL-2006 voucher 1I25D6 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	540	540	98%	6e-150	82%	
EF029859.1	Hirschmanniella santarosae voucher ITD293 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	540	540	98%	6e-150	82%	
EU130890.1	Pratylenchus zeae isolate CA68 clone 2 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	536	536	100%	8e-149	82%	
EF446997.1	Pratylenchus loosi isolate P9 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	536	536	100%	8e-149	81%	
EF446994.1	Pratylenchus loosi isolate P7 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	536	536	100%	8e-149	81%	
JN091970.1	Pratylenchus loosi 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	531	531	100%	4e-147	81%	
HM469431.1	Pratylenchus loosi isolate J01 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	531	531	100%	4e-147	81%	
EF446996.1	Pratylenchus loosi isolate P11 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	531	531	100%	4e-147	81%	
EF446995.1	Pratylenchus loosi isolate P10 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	531	531	100%	4e-147	81%	

Resultados

Gêneros de nematoides identificados em bulbos de ornamentais importados da Holanda e EUA em 2009-2010. Total de 332 amostras analisadas



Identificação de nematoides parasitos de plantas em bulbos ornamentais e uso da hidrotermoterapia no controle de *Pratylenchus crenatus* em lírio⁽¹⁾

SAMARA AZEVEDO DE OLIVEIRA ⁽²⁾; JULIANA EULÁLIO ⁽²⁾;
ISABELA CRISTINA CARETA BAROZZI ⁽²⁾; FABIANA CUNHA GIORA ⁽²⁾;
ROBERTO KAZUHIRO KUBO ⁽⁴⁾; CLÁUDIO MARCELO GONÇALVES DE OLIVEIRA ⁽⁴⁾

RESUMO

Os nematoides associados às ornamentais bulbosas podem afetar todas as partes da planta, parasitando, além das raízes e bulbos, também a parte aérea. O objetivo do presente trabalho foi diagnosticar as espécies de nematoides encontrados associados às principais espécies de bulbos ornamentais cultivados no Brasil ou importados da Holanda e Estados Unidos. Os resultados desse levantamento indicam que as amostras de bulbos provenientes da Holanda e Estados Unidos, analisadas no laboratório de nematologia do Instituto Biológico, em sua maioria, não apresentaram nematoides fitoparasitos, apenas nematoides de vida livre (60% das 332 amostras analisadas). Entretanto, em 35% das amostras, foram encontrados nematoides do gênero *Pratylenchus* (*P. penetrans* e *P. crenatus*) e em 5%, Meloidogyne (*M. incognita* e *M. javanica*). Com relação às amostras coletadas no Brasil, em 30% delas foram detectados nematoides do gênero *Pratylenchus*, tendo sido identificada a presença de *P. zae* em amostras de *Ornithogalum* sp. e *Tulbaghia* sp., provenientes de Holambra – SP, e *Lilium* cv. Stargaze, proveniente de Munhoz – MG. Trata-se do primeiro relato dessa espécie em ornamentais bulbosas no país. Nematoides do gênero Meloidogyne ocorreram somente em 10% das amostras analisadas, e entre esses nematoides foi identificada pela primeira vez no Brasil a espécie *M. incognita* em bulbos de *Colocasia* sp. e *Polygonum tuberosum*, provenientes de Holambra – SP. No entanto, não se conhece a extensão dos danos causados pelos nematoides das galhas, sendo necessários futuros estudos de patogenicidade. Ademais, avaliou-se a eficiência do método de hidrotermoterapia no controle de *Pratylenchus crenatus* presente em raízes e bulbos de lírios provenientes da Holanda. Foram testadas variações de tempo e temperatura, sendo que a mais eficiente foi o banho térmico a 39°C por duas horas, que se mostrou eficaz no controle dos nematoides e não afetou o desenvolvimento das plantas.

Palavras-chave: *Pratylenchus crenatus*, *P. zae*, *Meloidogyne incognita*, *M. javanica*, hidrotermoterapia.

ABSTRACT

Identification of plant-parasitic nematodes of ornamental bulbs and use of hydrothermotherapy to control *Pratylenchus crenatus* on lily

Nematodes associated to ornamental bulbs can affect all parts of the plants, including roots, bulbs, and also the shoot part (leaves). The objective of the present work was to discuss the importance of nematode species found associated to the most cultivated species of ornamental bulbs in Brazil and those imported from Netherlands and the United States. Results indicated that the majority of the ornamental plants imported from Netherlands and the United States showed only free living nematodes (60% of 332 samples). However, in 35% of the samples were found *Pratylenchus* (*P. penetrans* and *P. crenatus*), and in 5%, Meloidogyne (*M. incognita* and *M. javanica*). In relation to the samples collected in Brazil, in 30% were detected *Pratylenchus*, including *P. zae* in *Ornithogalum* sp. and *Tulbaghia* sp., from Holambra-SP and *Lilium* cv. Stargaze, from Munhoz-MG, which constitute in the first report of this species in ornamental bulbs in Brazil. Meloidogyne was found in 10% of the samples analyzed. Meloidogyne incognita was reported for the first time in Brazil in *Colocasia* sp. and *Polygonum tuberosum* from Holambra-SP. However, it is not known if the presence of these nematodes can affect the production and the quality of the ornamental bulbs, thus future studies are required to clarify this possibility. Additionally, it was tested the efficiency of the method of hydrothermotherapy in the control of *Pratylenchus crenatus* present in lily hybrid Jet Set imported from Netherlands. The most efficient variation of time and temperature assessed was the thermal bath at 39°C per two hours, which showed to be efficient in the control of nematodes without affect the plants development.

Keywords: *Pratylenchus crenatus*, *P. zae*, *Meloidogyne incognita*, *M. javanica*, hydrothermotherapy.

1. INTRODUÇÃO

A floricultura abrange o cultivo de flores e plantas ornamentais, desde as culturas de flores para corte até a produção de mudas arbóreas de porte elevado (CASTRO, 1998). No Brasil, o mercado de flores e plantas ornamentais encontra-se em expansão, movimentando em torno de 800 milhões de dólares/ano, estimulando produtores a investir

nessa área (JUNQUEIRA e PEETZ, 2002).

A Holanda e os Estados Unidos são os parceiros comerciais mais importantes da floricultura brasileira, respondendo por 78,4% do valor das exportações do setor. A Holanda é o principal destino em termos de valor comercializado (US\$20,2 milhões), respondendo por 57,3% do total. Os Estados Unidos ocupam o segundo lugar, com US\$7,4 milhões. Outros países que importam

⁽¹⁾ Recebido em 24/10/2011 e aceito para publicação em 13/06/2012.

⁽²⁾ Acadêmica de Ciências Biológicas da PUC-Campinas, Bolsista PIBIC IB-CNPq.

⁽³⁾ Acadêmica de Ciências Biológicas da PUC-Campinas, Bolsista do Consórcio Pesquisa Café.

⁽⁴⁾ Pesquisador Científico, Laboratório de Nematologia, Instituto Biológico, Caixa Postal 70, 13001-970, Campinas, SP, Brasil.

Uso de hidrotermoterapia no tratamento de bulbos de lírio visando ao controle de nematoides

Tratamentos	Temperatura/tempo
1. Testemunha	-
2. tratamento hidrotérmico	39°C por 2 horas
3. tratamento hidrotérmico + formalina 0,3%	39°C por 2 horas
4. tratamento com formalina 1%	temperatura ambiente
5. tratamento hidrotérmico	42°C por 2 horas
6. tratamento com nematicida Carbofuran 350 SC	Dose 400 ml PC/100L de água (imersão dos bulbos, durante 15 minutos na calda do nematicida)
7. tratamento com nematicida Abamectina (Avicta 500 FS)	10 ml de AVICTA / L de água (AVICTA: 500 g de abamectina/L) imersão dos bulbos por 15 min em solução nematicida

Delineamento experimental: inteiramente ao acaso, com 7 tratamentos e 4 repetições. Parcelas constituídas de 200 bulbos de lírio oriental para cultivo em vaso, naturalmente infestados com *Pratylenchus crenatus*

Hidrotermoterapia no controle de nematoides



Equipamento piloto, semelhante a banho maria com controle de temperatura, utilizado no tratamento hidrotérmico dos bulbos de lírio.



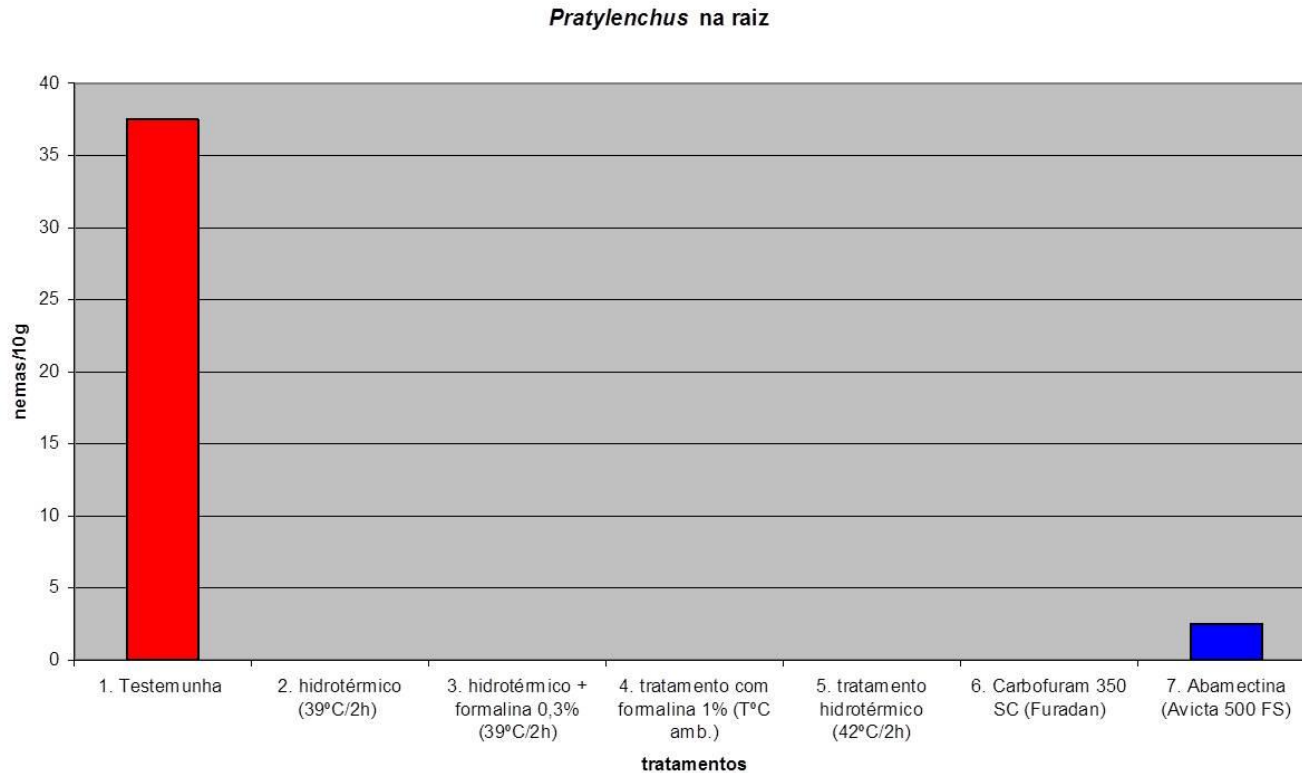
Influência dos tratamentos na germinação de bulbos e desenvolvimento de plantas de lírio, 30 dias após os tratamentos e sintomas de lesão foliar (60 dias após os tratamentos)

Tratamentos	Nº final de plantas		Plantas com desenvolvimento insatisfatório	
	média	% de germinação	média	%
1. Testemunha	169	85	4	2
2. hidrotérmico (39°C/2h)	169	85	8	4
3. hidrotérmico + formalina 0,3% (39°C/2h)	115	58	28	24
4. tratamento com formalina 1% (T°C ambiente)	186	93	5	2
5. tratamento hidrotérmico (42°C/2h)	0	0	-	-
6. Carbofuram 350 SC (Furadan)	188	94	4	2
7. Abamectina (Avicta 500 FS)	181	91	4	2



Efeito dos tratamentos hidrotérmicos na germinação dos bulbos de lírio. A - temperatura a 39°C/2h sem formalina; B - temperatura a 42°C/2h; C - temperatura a 39°C/2h com formalina 3%; D - tratamento nematicida com Abamectina.

Número de espécimes de *Pratylenchus crenatus* presentes em 10g de raízes de lírio, 60 dias após os tratamentos



Aplicação de vapor d'água na desinfestação de solo em estufa



- Solarização

- Plástico transparente
- Período + quente do ano
- Áreas contínuas
- Solo bem preparado e umedecido
- Casas de vegetação vedadas – verão
- Substrato – coletor solar





Época do ano para solarizar

Período mais quente do ano

Setembro a Março

Casas de vegetação - também no verão



Período de tratamento

- 1 a 2 meses

Casas de vegetação - 20 a 30 dias



Como solarizar?

Solo bem preparado, sem torrões, e objetos pontiagudos

Solo úmido (maior condução de calor)

Áreas grandes e contínuas

- **(efeito borda – 40 cm das margens perde eficiência tratamento)**
- **Bordas enterradas em sulcos (20 cm profundidade)**





Plásticos para solarização

Transparentes - espessura de 50 a 150 μm

Plástico de estufa com proteção anti-UV -

- maior durabilidade, podem ser reutilizados

Presença de plantas daninhas embaixo do plástico

- Temperaturas insuficientes





Plásticos para solarização



Mangueiras com água
Produtor Mário Okuyama

Plásticos deteriorados com o tempo



efeito borda: plantas daninhas emergindo nas laterais do canteiro





Solarização Casas de Vegetação

- Casa de vegetação vedada com plástico





Patógenos controlados pela solarização

- Muitos fitopatógenos de solo: *Verticillium dahliae*, *Sclerotinia spp.*,
- *Rhizoctonia solani*,
- *Phytophthora spp.*



Sclerotinia minor - Alface





Patógenos controlados pela solarização



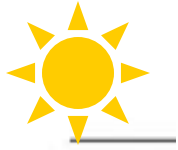
Rhizoctonia solani



Patógenos controlados pela solarização



Bactéria – *Ralstonia solanacearum*



- **INSTALAÇÃO: Sempre de novembro a Janeiro**
- **Solo coberto com plástico por 60 dias**
- **Sempre no** **VERÃO**





Plantas daninhas controladas pela solarização

- Muitas espécies
- Picão branco
- Caruru
- Beldroega
- Cyperus spp.
(tiririca) 50%





Experimentos em Mogi das Cruzes



ÁREA SOLARIZADA



ÁREA NÃO SOLARIZADA





Alface

Colheita antecipada em 10 dias





Solarização pelo agricultor Sr. Mário

Okuyama de 720 m²



Efeito da solarização no controle de *Meloidogyne incognita* e *M. javanica* na cultura da cenoura

Tratamentos

1. controle

2. nematicida - carbofuran 100G (40 kg/ha)

3. cama de frango (20 ton/ha)

4. solarização

5. solarização + carbofuran

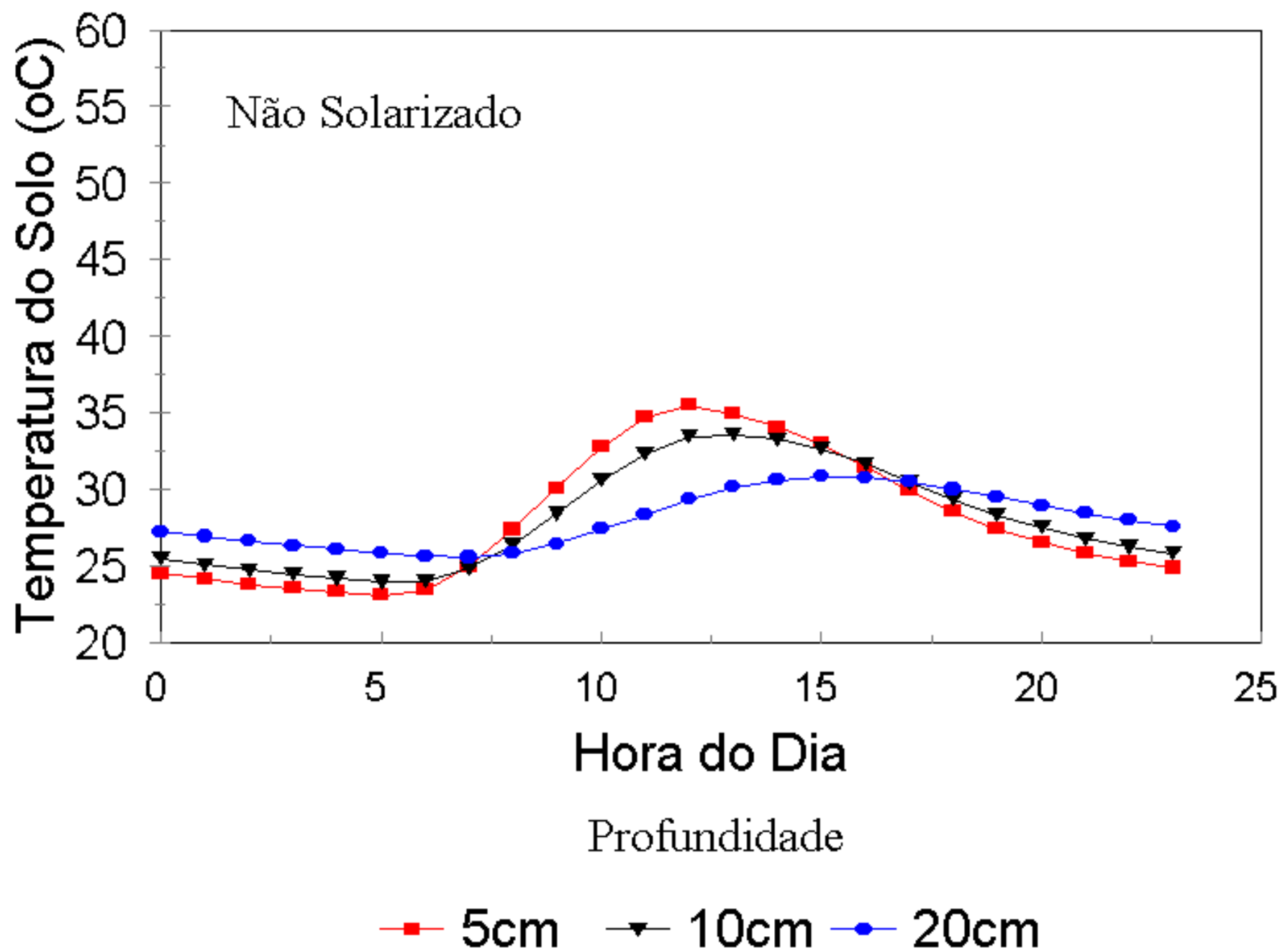
6. solarização + cama de frango

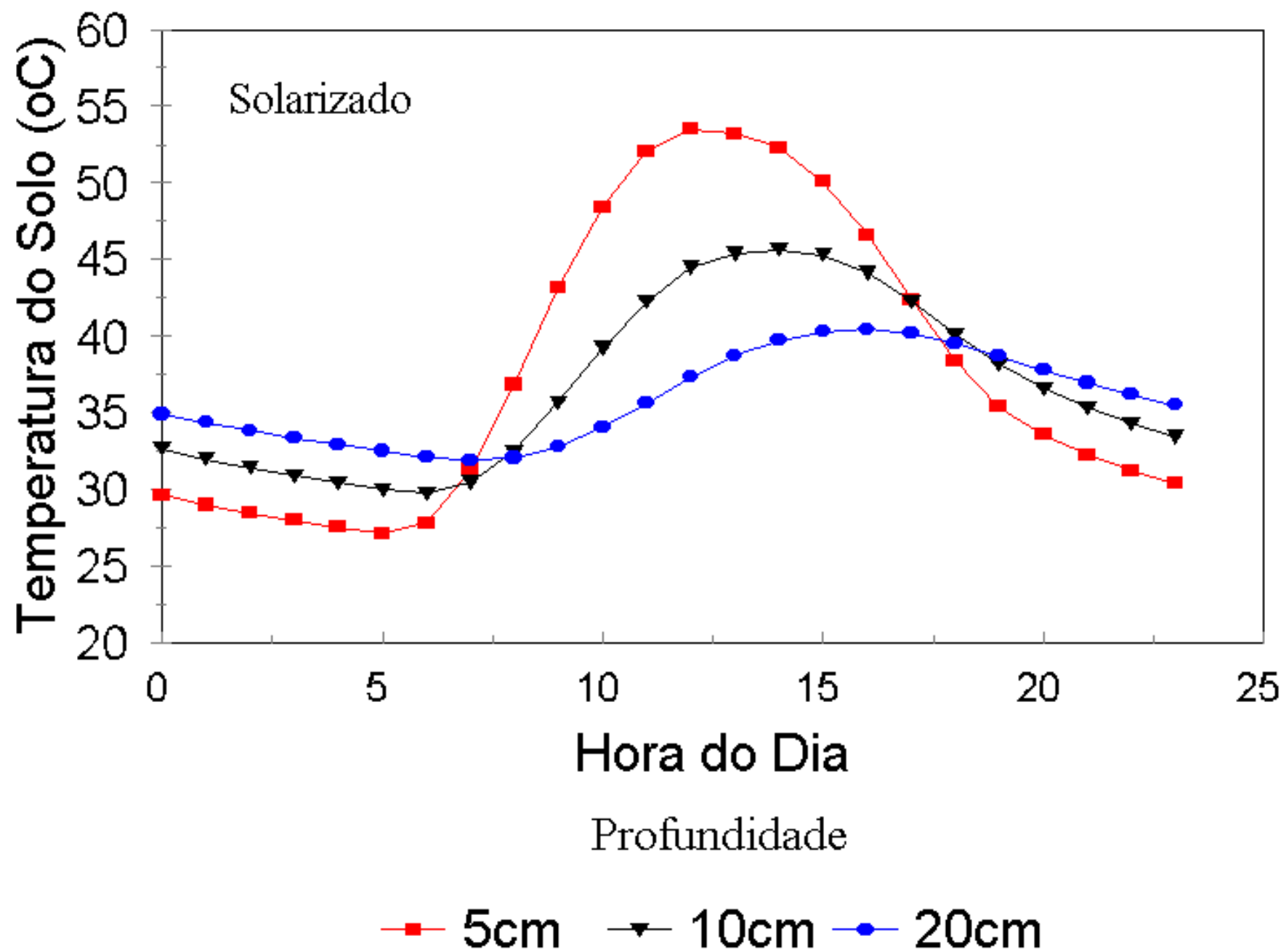
7. solarização + cama de frango + carbofuran

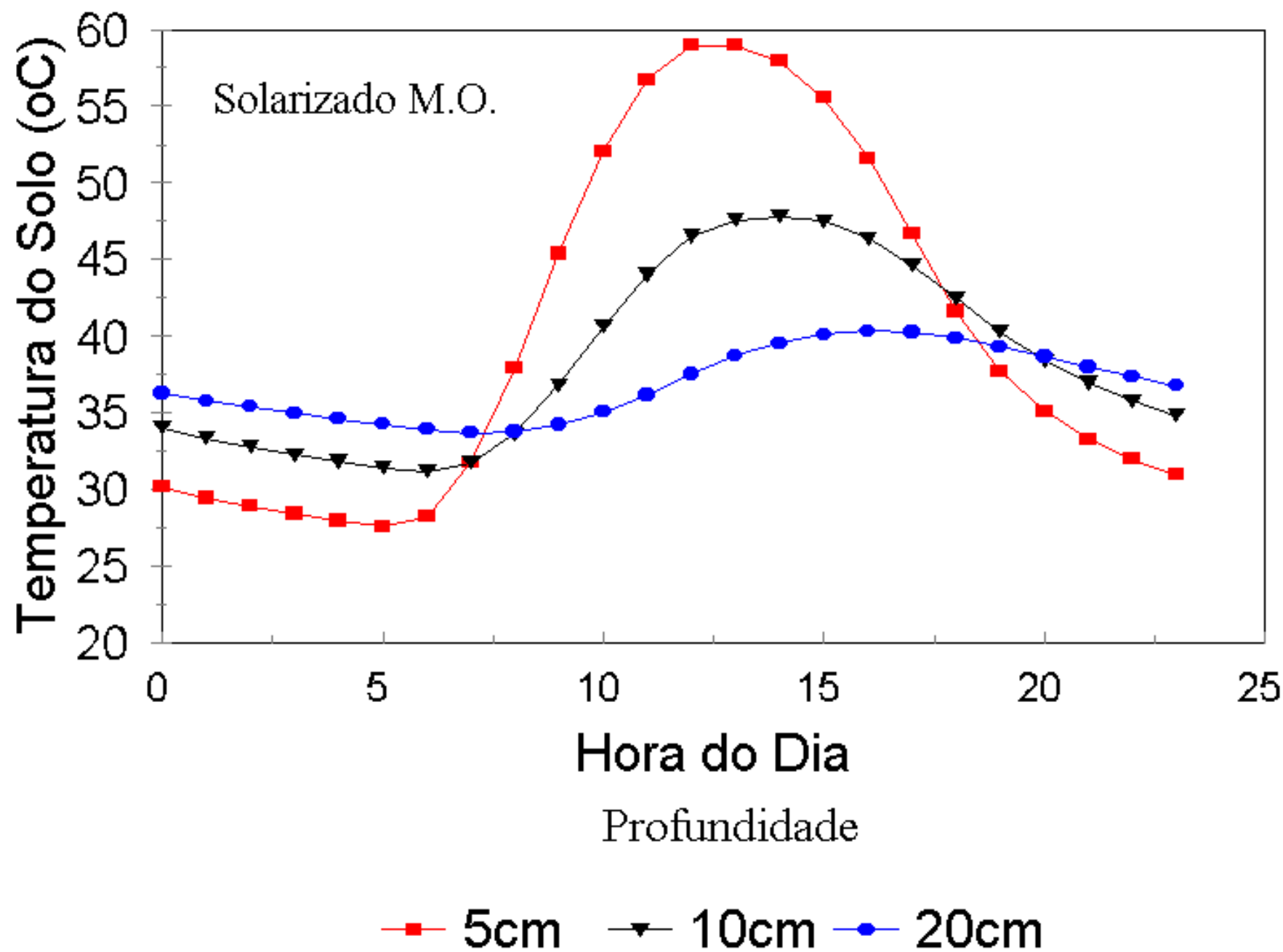


uso de solarização

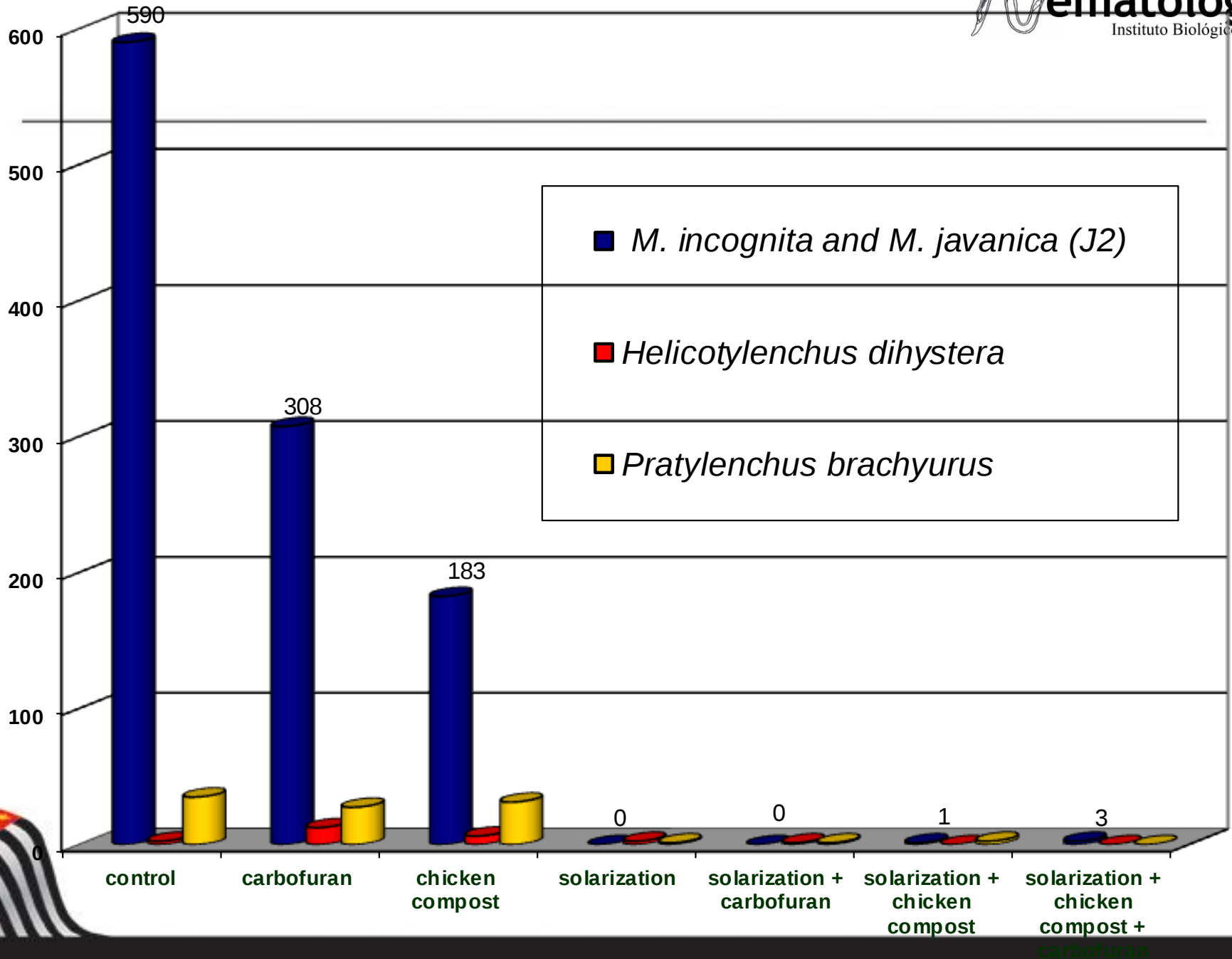








nemas por 250 cm³ de solo





2001 7 10





Coletor solar para substratos — nematologia

produção mudas

laboratório de
Instituto Biológico





Coletor solar para substratos — **ematologia** Instituto Biológico

produção mudas

Temperaturas de até 70°C
Tratamento por 2 dias



Plástico transparente



Caixa de madeira



Tubos de chapa galvanizada



Coletor solar para substratos

produção mudas



Substrato

Tubos de chapa galvanizada

Caixa de madeira

Para saber mais sobre o assunto:



ELSEVIER

Crop Protection 19 (2000) 837–841



www.elsevier.com/locate/cropro

Soil solarization in various agricultural production systems

James J. Stapleton*

*Statewide Integrated Pest Management Project, Kearney Agricultural Center, University of California,
9240 S. Riverbend Avenue, Parlier, CA 93648, USA*

Abstract

Soil solarization is a natural, hydrothermal process of disinfesting soil of plant pests that is accomplished through passive solar heating. Solarization occurs through a combination of physical, chemical, and biological mechanisms, and is compatible with many other disinfestation methods to provide integrated pest management. Commercially, it is used on a relatively small scale worldwide as a substitute for synthetic chemical toxicants, but its use is increasing as methyl bromide, the major chemical fumigant, is phased out due to its ozone-depleting properties. Solarization currently is an important and widespread practice for home gardeners. In production agriculture, the principal use of solarization (on a treated area basis), is probably in conjunction with greenhouse grown crops. Another application for which solarization has come into common use is for disinfestation of seedbeds, containerized planting media, and cold-frames. Around the world, solarization for disinfesting soil in open fields is being implemented at a relatively slow but increasing rate. It has been mainly used for commercial production in areas where air temperatures are very high during the summer and much of the cropland is rotated out of production due to excessive heat. As global concerns regarding environmental quality grow along with the human population in the 21st century, concepts such as solarization and other uses of solar energy in agriculture will likely become increasingly important. © 2000 Elsevier Science Ltd. All rights reserved.



ENY-902

Solarization for Pest Management in Florida¹

Romy Krueger and Robert McSorley²

Solarization—How does it work?

Solarization is a soil management practice that is typically carried out during the warm summer months to benefit crops grown in the following fall. It involves covering of soil with clear plastic, which is sealed into the soil around its edges and left in place for several weeks (Figure 1). Transparent plastic sheets allow short-wave radiation from the sun to penetrate the plastic. Once the light passes through

methods of pest, disease, and weed control because it has been regarded as the most effective management tool against potentially harmful agents originating in soil. Because of involvement of methyl bromide in the depletion of the protective ozone layer as documented in the Montreal Protocol (Anonymous 1998), its agricultural uses are being phased out (Anonymous 2009) and researchers have been looking for equally successful pest/disease management tools.

<http://edis.ifas.ufl.edu/in824>



Dra Flavia Patrício
Instituto Biológico

É tempo de solarizar

http://www.biologico.agricultura.sp.gov.br/artigos_ok.php?id_artigo=56



- **PLATIELMINTOS**
- **TARDÍGRADOS**
- **MICRO-CRUSTÁCEOS**
- **ÁCAROS**
- **NEMATOIDES (“CARNÍVOROS”)**
- **FUNGOS**
- **BACTÉRIAS**



F U N G O S

**HIFAS FORMANDO
REDE ADESIVA**

**[*ARTHOBOTRYS*
OLIGOSPORA]**



**NEMATÓIDE
CAPTURADO EM
REDE ADESIVA**



coquetel de fungos aplicados no substrato para produção de mudas de crisântemo

Soares & Santos (2005)

- estufa infestada por *Meloidogyne javanica*
- coquetel de fungos
 - *Arthrobotrys oligospora*
 - *A. musiformis*
 - *Dactylella leptospora*
 - *Monacrosporium robustum*
 - *Paecilomyces lilacinus*
- mudas produzidas em substrato tratado com coquetel de fungos
 - crescimento e florescimento uniforme de plantas
- mudas convencionais
 - sofreram severos danos.



Variedades resistentes

técnica ideal => eficiência alta e duradoura + não poluente + acessível

Variedades resistentes a nematoides no Brasil

CAFÉ

CANA

CENOURA

CITROS

BATATA

TOMATE

PIMENTÃO

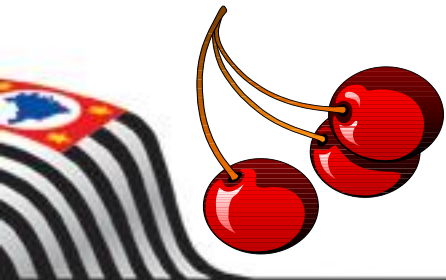
ALFACE

SOJA

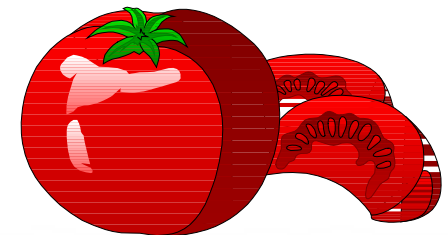
PÊSSEGO

ARROZ

ALHO



Ornamentais??????



rotação de cultura em áreas infestadas por:

- *M. incognita* => amendoim - crotalárias - aveias - morangueiro - mucunas - alfafa - gergelim - cravos de defunto - certos capins (*Brachiaria decumbens*)
- *M. javanica* => amendoim - crotalárias - aveias - pimentão - algodão - mucunas - cravos de defunto - morangueiro - diversos capins (*Brachiaria decumbens* / *Panicum maximum*)
- *M. arenaria* => algodão - morangueiro - aveias - crotalárias - mucunas - vários capins
- *M. hapla* => algodão - arroz - cana de açúcar - trigo - milho - aveias - crotalárias - muitos tipos de capins e várias olerícolas



OUTRAS TÉCNICAS

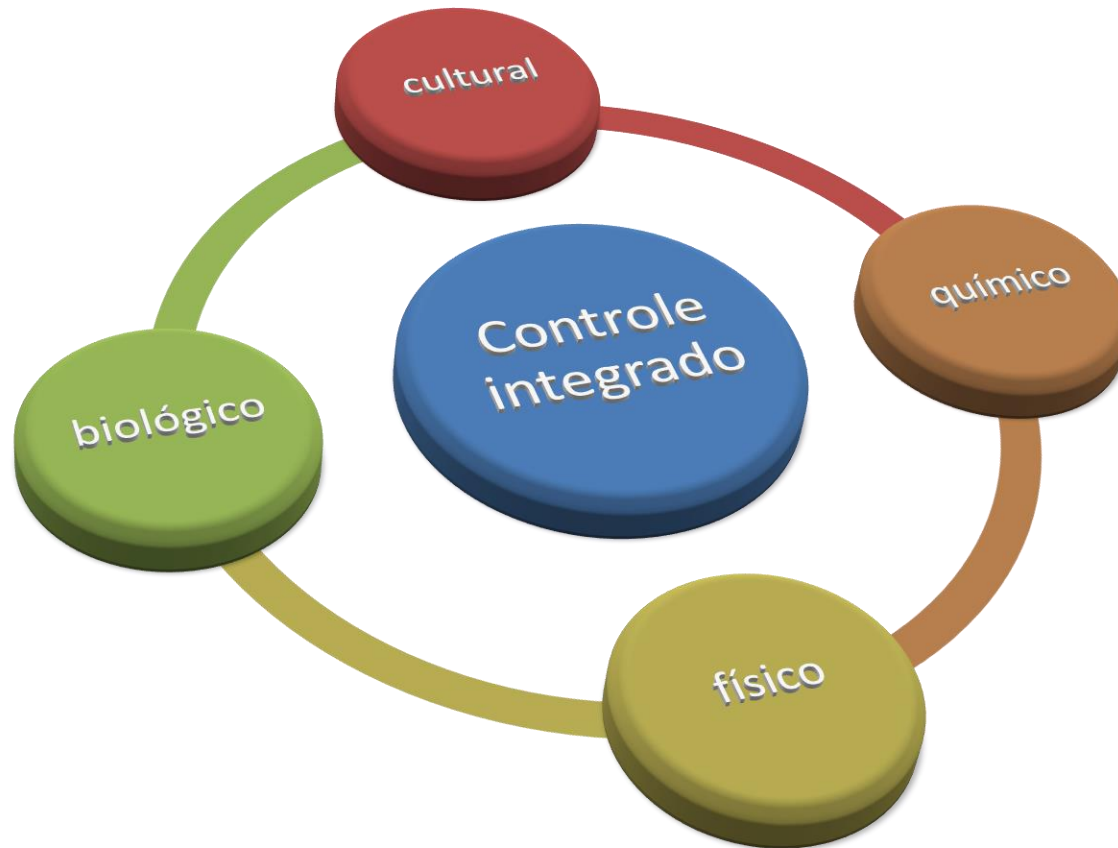
- **Utilização de matéria orgânica
(Adubos verdes , tortas , palhas , bagaços , estrume)**
- **diminuir a densidade de plantas na estufa**
- **eliminação de folhas caídas no solo**
- **erradicação de plantas daninhas**
- **destruição de plantas infestadas.**



Controle químico em plantas ornamentais:

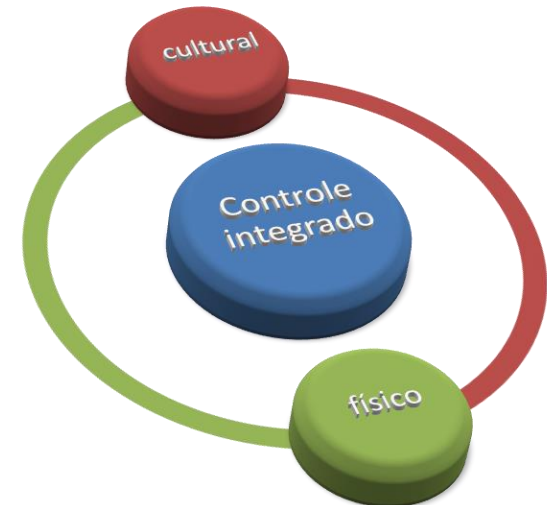
- tratamento do solo dos canteiros e do substrato para produção de mudas com produtos nematicidas fumigantes, empregando-se o **brometo de metila**, **dazomet** ou **metam sodium**, todos de ação comprovadamente erradicante.
- O sucesso de seu uso:
 - bom preparo do solo,
 - teor adequado de umidade, evitando-se o encharcamento,
 - presença de restos vegetais.
- O alto custo e o difícil manuseio restringe sua aplicação no campo.
- Existem plantas muito sensíveis a resíduos de bromo, o que limita o uso de compostos com esse elemento
- Caldas nematicidas.
 - fenamifós pode ser utilizado no tratamento de marantas infestadas com *Radopholus similis*





Cultivo de lisianto - passado

Propriedade do Sr. N. Kamura (Atibaia, SP)



Cultivo de lisianto - atual

Propriedade do Sr. N. Kamura (Atibaia, SP)



Coleta e envio de amostras nematológicas

- Considerando que nematóides parasitam as raízes e até mesmo órgãos aéreos, além de estar presentes no solo da rizosfera, o bom senso prevalece na coleta e envio de amostras nematológicas.
- Assim, para cafeeiros, pelo menos **10 subamostras por hectare** devem ser coletadas, totalizando uma amostra composta de aproximadamente **1 kg solo (com a umidade natural) e no mínimo 50 g de raízes**.
- As amostras (solo + raízes) devem ser acondicionadas em sacos plásticos resistentes, corretamente identificados, e encaminhadas com brevidade para análise.
- As amostras devem ser corretamente identificadas com as seguintes informações: **local e data de coleta, nome da planta, propriedade e proprietário, endereço para envio do resultado e telefone para contato**.
- Atualmente, a maioria das universidades públicas do Estado de São Paulo com curso de agronomia (ESALQ, UNESP e UFSCAR) e os institutos de pesquisa (Instituto Biológico, APTA Regional) dispõem de laboratórios que identificam os nematóides parasitos de plantas, além de laboratórios particulares.



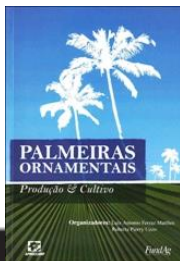
Considerações finais

- Carência de pesquisas
- Difusão de tecnologia
- Literatura recomendada:
 - OLIVEIRA, C.M.G & KUBO, R.K. 2006. Nematóides parasitos de plantas ornamentais. In: Anais da XIV Reunião Itinerante de Fitossanidade do Instituto Biológico - plantas ornamentais, Pariquera-açu, SP, 6 e 7 de Abril de 2006
- <http://www.biologico.sp.gov.br/rifib/XIVRifib/index.htm>



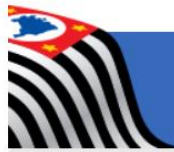
Plantas Ornamentais: Doenças e Pragas. Vol.I

Editores: Maria A. V. Alexandre; Lígia M. L. Duarte; Ana E. C. Campos-Farinha
ESGOTADO



Palmeiras Ornamentais Produção e Cultivo

Editores: Luiz Antonio Ferraz Matthes e Roberta Pierry Uzzo
<http://www.fundag.br/publicacoes/detalhar/45>



Secretaria de Agricultura e Abastecimento
Instituto Biológico (IB)



[Página Inicial](#) [Instituto Biológico](#) [Publicações](#) [Notícias](#) [Programas e Projetos](#) [Produtos e Serviços](#) [Coleções](#) [Ensino](#) [Contato](#)

LINKS DO GOVERNO

o que você está procurando ?

A A- A+ C C



[Página Inicial](#) / [Notícias](#) / Pré-lançamento de livro sobre doenças e pragas em plantas ornamentais em Lisboa, Portugal

Pré-lançamento de livro sobre doenças e pragas em plantas ornamentais em Lisboa, Portugal

Postado em: 16/11/2017



Durante a participação de pesquisadores e pós-graduandos do Laboratório de Fitovirologia Fisiopatológica, do Centro de P&D de Sanidade Vegetal do Instituto Biológico, no I Congresso Luso-Brasileiro de Horticultura, realizado em Lisboa, Portugal, no período de 1 a 4 de novembro de 2017, houve um espaço reservado para a apresentação de livros técnico-científicos.

A pesquisadora Ligia M. L. Duarte, do Laboratório de Fitovirologia Fisiopatológica, participante do evento, fez o pré-lançamento do livro "Plantas Ornamentais - Doenças e Pragas".

Ligia é autora de um capítulo e uma das Editoras Técnicas. A obra, em sua 2ª Edição, conta com 12 capítulos escritos por pesquisadores do IB, especialistas nas áreas de vírus, viroides, fungos, bactérias, nematoides, formigas, cupins e pragas de palmeiras.

O livro, nas suas 600 páginas, inclui noções gerais, sintomas e medidas de controle dos principais patógenos e pragas, além de farto material ilustrativo.

Em breve, o lançamento será feito no Brasil.

OBRIGADO

Cláudio **Marcelo** G. de Oliveira

Instituto Biológico

CEP 13001 970, Caixa Postal 70, Campinas, SP

marcelo@biologico.sp.gov.br

