



**UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA**

**UTILIZAÇÃO DE MATÉRIA ORGÂNICA NO
CONTROLE DE NEMATÓIDE DAS GALHAS EM
ALFACE SOB CULTIVO PROTEGIDO**

GLÊNIO GOMES NAZARENO

MESTRADO EM AGRONOMIA

**BRASÍLIA/DF
ABRIL/2009**

UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA

**UTILIZAÇÃO DE MATÉRIA ORGÂNICA NO CONTROLE DE NEMATÓIDE DAS
GALHAS EM ALFACE SOB CULTIVO PROTEGIDO**

GLENIO GOMES NAZARENO

ORIENTADORA: ANA MARIA RESENDE JUNQUEIRA
CO-ORIENTADOR: JOSÉ RICARDO PEIXOTO

MESTRADO EM AGRONOMIA

PUBLICAÇÃO: 003/2009

BRASÍLIA/DF
ABRIL/2009

**UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA**

**UTILIZAÇÃO DE MATÉRIA ORGÂNICA NO CONTROLE DE NEMATÓIDE DAS
GALHAS EM ALFACE SOB CULTIVO PROTEGIDO**

GLENIO GOMES NAZARENO

**DISSERTAÇÃO DE MESTRADO SUBMETIDA À FACULDADE DE AGRONOMIA
E MEDICINA VETERINÁRIA DA UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA, COMO PARTE
DOS REQUISITOS NECESSÁRIOS PARA OBTENÇÃO DO TÍTULO DE MESTRE
EM AGRONOMIA, ÁREA DE CONCENTRAÇÃO EM PRODUÇÃO
SUSTENTÁVEL.**

APROVADA POR:

**ANA MARIA RESENDE JUNQUEIRA, Ph.D (UnB)
(ORIENTADORA) CPF: 340.665.511-49 E-mail: anamaria@unb.br**

**JEAN KLEBER DE ABREU MATTOS, Dr. (UnB)
(EXAMINADOR INTERNO) CPF: 002288181-68 E-mail: kleber@unb.br**

**RONESSA BARTOLOMEU DE SOUZA, Dra. (EMBRAPA)
(EXAMINADOR EXTERNO) CPF: 605.553.946-20
E-mail: ronessa@cnph.embrapa.br**

BRASÍLIA/DF, 06 DE ABRIL DE 2009

FICHA CATALOGRÁFICA

NAZARENO, GLÊNIO GOMES

Utilização de matéria orgânica no controle de nematóide das galhas em alface sob cultivo protegido/ Glênio Gomes Nazareno – Brasília, 2009.

59 p.; il.

Dissertação de Mestrado (M) – Universidade de Brasília / Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, 2009.

1. *Lactuca Sativa* L. 2. Nematóides 3. Fertilização orgânica 4. Controle I. Junqueira, A. M. R. II. Título. PhD.

REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

NAZARENO, G. G. **Utilização de matéria orgânica no controle de nematóide das galhas em alface sob cultivo protegido.** Brasília: Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, 2009, 75 p. Dissertação de Mestrado.

CESSÃO DE DIREITOS

NOME DO AUTOR: Glênio Gomes Nazareno

TÍTULO DA DISSERTAÇÃO DE MESTRADO: Especificidade da matéria orgânica no controle de nematóides em alface.

GRAU: Mestre ANO: 2009

É concedida à Universidade de Brasília permissão para reproduzir cópias desta dissertação de mestrado e para emprestar ou vender tais cópias somente para propósitos acadêmicos e científicos. O autor reserva-se a outros direitos de publicação e nenhuma parte desta dissertação de mestrado pode ser reproduzida sem a autorização por escrito do autor.

Glênio Gomes Nazareno

CPF: 724.395.991-15

QNJ 58. Bl. A. Ap. 221 – Taguatinga Norte

72.140-580

(61) 3475 – 5879 – glenionazareno@gmail.com

BRASÍLIA
2009

Aos Meus Pais,

Raimundo e Iraceles, pelo apoio e confiança em todos os momentos da minha vida, me ensinando que o conhecimento, caráter, equilíbrio e o amor abrem caminhos infindáveis.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

Ao Nosso Senhor, por ser minha luz, guiando-me através de bons e maus momentos, me ensinando que tudo é possível quando temos fé em nossos corações.

Aos meus Irmãos Jussara e Jardel, ajudando de todas as formas, tornando nossas ligações ainda mais fortes.

À Professora Dr.^a Ana Maria Resende Junqueira, pelo constante apoio, dedicação, pelos ensinamentos, pelo acompanhamento e pelas idéias apresentadas e aconselhamentos em todos os momentos do curso de Mestrado.

Ao Professor Dr. José Ricardo Peixoto pela disponibilidade, ensinamentos e auxílio nas atividades realizadas a campo.

Ao Professor Dr. Juvenil Enrique Cares e à Camila, pelo auxílio na coleta de dados no laboratório de Fitopatologia da UnB.

Aos funcionários da Estação Biológica da UnB, ajudando a manter o local de pesquisa.

Aos amigos Marília, Natália, Jôsefer, Diego, Bruno e Luciana, pelo companheirismo e ajuda na coleta de dados, tornando possível a realização deste projeto.

Aos professores e funcionários desta instituição e a todos que de alguma forma contribuíram para esta grandiosa finalização.

SUMÁRIO

	Página
LISTA DE FIGURAS	viii
LISTA DE TABELAS	x
1. INTRODUÇÃO	1
2. REVISÃO DE LITERATURA	2
2.1 O controle de pragas na agricultura	2
2.2 A alface	3
2.3 Cultivo protegido de hortaliças	6
2.4 Nematóides	8
2.4.1 Disseminação	8
2.4.2 Biologia e danos	9
2.5 Práticas preventivas para a não introdução de nematóides em áreas de cultivos	13
2.5.1 Quarentena ou plantio isolado	13
2.5.2 Uso de água de irrigação não contaminada	13
2.5.4 Uso de máquinas e implementos agrícolas limpos	14
2.5.5 Manutenção de animais domésticos fora da área de cultivo	14
2.6 Práticas de controle de nematóides	14
2.6.1 Identificação	14
2.6.2 Medidas de controle	15
3. OBJETIVO GERAL	23
4. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	23
5. MATERIAL E MÉTODOS	24
8.1 Multiplicação de nematóides <i>Meloidogyne spp.</i> em tomateiro	24
8.2 Preparo e inoculação de nematóides <i>Meloidogyne spp.</i> em alface	25
8.2.1 Preparo do inóculo	25
8.2.2 Experimento em casa de vegetação – vasos	25
8.3 Coleta de dados para análise estatística	27
8.3.1 Pesagem de matéria fresca e seca de parte aérea e de matéria fresca de raiz	27
8.3.2 Contagem de galhas e massa de ovos	28
8.3.3 Extração e contagem de número de ovos das raízes e juvenis no solo	29

8.4	Análise estatística	31
6.	RESULTADOS E DISCUSSÃO	32
7.	CONCLUSÃO	51
8.	REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA	52

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Espécie de <i>Meloidogyne spp.</i>	10
Figura 2. Raízes apresentando galhas.	10
Figura 3. Lesões em raízes provocadas por <i>Pratylenchus spp.</i>	11
Figura 4. <i>Pratylenchus brachyurus.</i>	11
Figura 5. <i>Heterodera schachtii.</i>	12
Figura 6. Cistos de <i>H. glycines.</i>	12
Figura 7. Local infestado por nematóides.	15
Figura 8. Enraizamento secundário atípico causado por meloidoginoses.	15
Figura 9. Corte da região perineal de fêmea de <i>Meloidogyne incognita.</i>	24
Figura 10. Corte da região perineal de fêmea de <i>Meloidogyne javanica.</i>	24
Figura 11. Raiz de tomate infectada por <i>Meloidogyne spp.</i>	25
Figura 12. Mudanças de alface com 10 dias do transplante.	26
Figura 13. Alfaces com 15 dias após a inoculação.	27
Figura 14. Galhas em raízes após 15 dias da inoculação.	27
Figura 15. Raízes e partes aéreas de alface ensacadas e identificadas.	28
Figura 16. Balança de precisão.	28
Figura 17. Parte aérea a ser encaminhada para estufa de circulação forçada.	28
Figura 18. Raiz de Alface infectada por <i>M. incognita</i> raça 3.	29
Figura 19. Pontos vermelhos indicando a presença de massa de ovos nas galhas das raízes.	29
Figura 20. Ovo de <i>Meloidogyne spp.</i>	30
Figura 21. Juvenil de <i>Meloidogyne spp.</i>	30
Figura 22. Massa fresca da parte aérea em função de doses de cama de frango para alface cultivar “Verônica”.	34
Figura 23. Massa seca da parte aérea em função de doses de cama de frango para alface cultivar “Verônica”.	35
Figura 24. Massa fresca da parte aérea em função de doses de esterco bovino para alface cultivar “Verônica”.	35
Figura 25. Massa fresca da raiz em função de doses de cama de frango para alface cultivar “Verônica”.	37

Figura 26. Massa fresca da raiz em função de doses de esterco bovino para alface cultivar “Verônica”.	38
Figura 27. Massa fresca da raiz de alface cultivar “Verônica” inoculada com <i>M. incognita</i> raça 1 em função de doses de esterco bovino.	39
Figura 28. Massa fresca da raiz da alface cultivar “Verônica” inoculada com <i>M. javanica</i> em função de doses de esterco bovino.	39
Figura 29. Número de galhas em função de doses de cama de frango para alface cultivar “Verônica”.	41
Figura 30. Número de galhas em função de doses de esterco bovino para alface cultivar “Verônica”.	41
Figura 31. Número de galhas na raiz da alface cultivar “Verônica” inoculada com <i>M. incognita</i> raça 3 em função de doses de esterco bovino.	42
Figura 32. Número de galhas na raiz da alface cultivar “Verônica” inoculada com <i>M. incognita</i> raça 1 em função de doses de esterco bovino.	43
Figura 33. Número de galhas na raiz da alface cultivar “Verônica” inoculada com <i>M. javanica</i> em função de doses de esterco bovino.	43
Figura 34. Número de massa de ovos em função de doses de cama de frango para alface cultivar “Verônica”.	45
Figura 35. Número de massa de ovos na raiz da alface cultivar “Verônica” inoculada com <i>M. javanica</i> em função de doses de cama de frango.	45
Figura 36. Número de massa de ovos em função de doses de esterco bovino para alface cultivar “Verônica”.	46
Figura 37. Número de ovos em função de doses de cama de frango para alface cultivar “Verônica”.	48
Figura 38. Número de ovos na raiz da alface cultivar “Verônica” inoculada com <i>M. javanica</i> em função de doses de cama de frango.	48
Figura 39. Correlação entre número de ovos e doses de esterco bovino para alface cultivar “Verônica”.	49

LISTA DE TABELAS

Página

Tabela 1. Matriz de correlação linear para matéria fresca da parte aérea (MFPA), matéria seca da parte aérea (MSPA), matéria fresca da raiz (MFR), número de galhas na raiz (NG), número de massa de ovos (NMO), número de ovos na raiz (NOR) e número de juvenis no solo (NJS).	32
Tabela 2. Matéria fresca (em g/planta) de plantas de alface cultivadas sob diferentes doses de esterco bovino e cama de frango e inoculadas com nematóides das galhas (<i>Meloidogyne incognita</i> e <i>M. javanica</i>). FAV/UnB, 2009.	33
Tabela 3. Matéria seca (em g/planta) de plantas de alface cultivadas sob diferentes doses de esterco bovino e cama de frango e inoculadas com nematóides das galhas (<i>Meloidogyne incognita</i> e <i>M. javanica</i>). FAV/UnB, 2009.	33
Tabela 4. Matéria fresca (em g/planta) de raiz de plantas de alface cultivadas sob diferentes doses de esterco bovino e cama de frango e inoculadas com nematóides das galhas (<i>Meloidogyne incognita</i> e <i>M. javanica</i>). FAV/UnB, 2009.	37
Tabela 5. Número médio de galhas em raízes de alface cultivadas sob diferentes doses de esterco bovino e cama de frango e inoculadas com nematóides das galhas (<i>Meloidogyne incognita</i> e <i>M. javanica</i>). FAV/UnB, 2009.	40
Tabela 6. Número médio de massa de ovos em raízes de alface cultivadas sob diferentes doses de esterco bovino e cama de frango e inoculadas com nematóides das galhas (<i>Meloidogyne incognita</i> e <i>M. javanica</i>). FAV/UnB, 2009.	44
Tabela 7. Número médio de ovos em raízes de alface cultivadas sob diferentes doses de esterco bovino e cama de frango e inoculadas com nematóides das galhas (<i>Meloidogyne incognita</i> e <i>M. javanica</i>). FAV/UnB, 2009.	47
Tabela 8. Valores médios de número total de ovos (Pf) e do fator de reprodução (FR) de nematóides das galhas (<i>Meloidogyne incognita</i> e <i>M. javanica</i>) obtidos de plantas de alface cultivadas sob diferentes doses de esterco bovino e cama de frango. FAV/UnB, 2009.	50

UTILIZAÇÃO DE MATÉRIA ORGÂNICA NO CONTROLE DE NEMATÓIDE DAS GALHAS EM ALFACE SOB CULTIVO PROTEGIDO

RESUMO

O trabalho teve como objetivo avaliar o efeito da matéria orgânica no desenvolvimento de nematóides na cultura de alface cv. Verônica. Foram utilizados esterco bovino e cama de frango, dois insumos muito usados pelos olericultores na produção de hortaliças. O experimento foi conduzido na Estação Experimental de Biologia, Universidade de Brasília, em casa de vegetação e utilizando vasos, de julho a novembro de 2008. Foi utilizado o arranjo de parcelas subdividida 3x10 sendo duas raças de *M. incognita* (raças 1 e 3) e a espécie *M. javanica* usadas como parcela e os 10 tratamentos como subparcela: 1 – testemunha (sem adubação); 2 – adubação química na dosagem recomendada para a cultura; quatro doses de esterco bovino (3, 4, 5, 6) – com base em 3,0 kg/m²: 3 - 50%, 4 - 100%, 5 – 150% e 6 – 200%; quatro doses de cama de frango (7, 8, 9, 10)– com base em 1,2 kg/m²: 7 – 50%, 8 – 100%, 9 – 150% e 10 – 200%. A inoculação dos nematóides em alface, com aproximadamente 5.000 ovos e eventuais juvenis por planta, foi realizada 15 dias após do transplante. Avaliou-se a produção de massa fresca e seca da parte aérea da planta, a massa fresca da raiz, número de galhas, massa de ovos e ovos, além do fator de reprodução. O nematóide *Meloidogyne javanica* se mostrou menos afetado, em suas características biológicas, pelos adubos utilizados, sendo mais agressivo para a planta. *Meloidogyne incognita* raças 1 e 3, por outro lado, se mostraram mais suscetíveis e mais sensíveis ao esterco bovino, um indicativo de que esse esterco possa apresentar efeito supressivo sobre essa espécie.

PALAVRAS-CHAVE: *Lactuca sativa* L., nematóides, fertilização orgânica, controle.

ORGANIC MANURE UTILIZATION IN THE CONTROL OF ROOT-KNOT NEMATODE IN GREENHOUSE LETTUCE

ABSTRACT

This research was carried out aiming to evaluate the effect of organic manure in the control of root-knot nematodes in lettuce cv. Verônica. Organic cattle and chicken manure were evaluated; they are both used for vegetable production in the region. The experiment was carried out at Estação Experimental de Biologia, University of Brasilia, from July to November 2008. The experiment was conducted under the design of subdivided parcels 3x10, represented by two races of *M. incognita* (races 1 and 3) and *M. javanica* as parcel, and the 10 treatments as subparcel: 1 – no fertilization; 2 – chemical; four doses of cattle manure (3, 4, 5, 6)– based on 3,0 kg/m²: 3 – 50%, 4 – 100%, 5 – 150% e 6 – 200%; and four doses of chicken manure (7, 8, 9, 10) – based on 1,2 kg/m²: 7 – 50%, 8 – 100%, 9 – 150% e 10 – 200%. The nematode inoculation was performed 15 days after transplanting with 5.000 nematode eggs per vessel. Fresh and dry matter weight for plant and fresh root weight, galls' number, egg mass and eggs number in the root system and reproduction factor were evaluated. *Meloidogyne javanica* was less affected in its biological characteristics showing to be more aggressive to the plant compared to the others. *Meloidogyne incognita* r 1 and 3, on the other hand, were more susceptible to cattle manure, an indication that this type of fertilization can present a suppressive effect over this particular specie of nematodes.

KEYWORDS: *Lactuca sativa* L., nematodes, organic fertilization, control.

1. INTRODUÇÃO

A horticultura utilizando cultivo protegido é vantajosa e rentável, porém a partir do 4º ou 5º ano, este começa a apresentar problemas causados pelo uso constante e repetidos dos solos em estufa. Este tipo de condução, que em grande parte utilizam hortaliças de maior retorno econômico sempre nas mesmas áreas, leva os solos à acumulação de patógenos (Reis *et al*, 1999).

A alface (*Lactuca sativa*) é a hortaliça de maior consumo in natura no Distrito Federal. Seu ciclo curto e a possibilidade de cultivo durante todo o ano a torna bastante atrativa aos horticultores locais, onde sua produção é responsável por 98 % do total consumido na região (CEASA, 2008).

É uma cultura que se apresenta bastante suscetível ao ataque de pragas e doenças. Nematóides das galhas (*Meloidogyne spp.*) constituem-se como um dos maiores problemas, causando perdas econômicas significativas. Até o momento existe apenas cultivares moderadamente resistentes ao ataque de nematóides (Silva, 2006). As principais espécies de nematóides na produção da alface são *Meloidogyne incognita* e *Meloidogyne javanica*, que podem ocorrer de forma isolada ou simultânea (Wilcken *et al*, 2005).

O controle químico é muitas vezes utilizado no controle de nematóides das galhas na alface. Porém, os produtos químicos são altamente tóxicos e de longo efeito residual em suas folhas, considerando que as cultivares disponíveis no mercado apresentam ciclo relativamente curto (Wilcken *et al*, 2005). O brometo de metila, um nematicida poderoso largamente utilizado em culturas de plantas ornamentais e hortícolas e que pode expor o aplicador a riscos e contaminar o lençol freático, tem uma previsão de seu completo desuso no Brasil até 2015 (EMBRAPA, 2007).

É de amplo conhecimento os efeitos do uso contínuo de defensivos sobre a fauna e microbiota do solo e a própria atividade agrícola, devido à seleção de indivíduos resistentes em consequência do uso abusivo destes produtos. Devido a estas limitações, a incorporação de compostos orgânicos vem sendo estudada como medida alternativa no manejo de fitonematóides (Rodrigues-Kábana, 1986), já que a densidade populacional destes patógenos pode ser reduzida e a tolerância da planta aumentada. Tal prática ainda promove a adição de nutrientes e a melhoria da estrutura do solo (González e Canto-Sáenz, 1993).

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 O controle de pragas na agricultura

O uso de substâncias para controle de insetos e outras pragas são conhecidos desde antiguidade, quando gregos, romanos e os chineses extraíam de plantas de crisântemo o piretro e do tabaco a nicotina. Desde então houve um crescimento em larga escala no uso de biocidas, principalmente na Segunda Guerra Mundial, com o desenvolvimento das indústrias químicas e seus agrotóxicos, que visavam destruição das plantações inimigas. Em 1946 no Brasil, ocorreram os primeiros registros de inseticidas. Em 2008, esses números chegaram a aproximadamente 1294 produtos comerciais (Zambolim *et al*, 2008).

Os efeitos negativos do uso abusivo de agrotóxicos são de conhecimento em praticamente todos os níveis culturais. Em virtude desse uso, observa-se a seleção de indivíduos resistentes aos pesticidas, demandando ou um produto mais agressivo ou a rotação de ingredientes ativos, o que em ambos os casos implica numa maior poluição ambiental (Zambolim *et al*, 2008; Pinto & Moraes, 1997). O seu uso constante tem efeito sobre a fauna e microbiota do solo e a própria atividade agrícola. Silva (2006) observa que no caso de hortaliças esse problema é ainda mais grave, pois a sua produção demanda uso intensivo de defensivos, devido à alta susceptibilidade que as plantas apresentam aos ataques de fitopatógenos.

O controle preventivo é o mais eficaz, evitando a entrada destes microorganismos via uso de sementes e mudas de boa procedência e a limpeza de materiais, que podem carregar consigo focos de microorganismos (Ghini, 2001). Porém, uma vez instalada a doença, o controle ou eliminação por meios químicos e físicos tradicionais pode se tornar dispendioso e inviável economicamente (Reis, 1999; Vida *et al*, 2004). Em muitos casos, práticas culturais não são suficientes para o controle, e variedades resistentes nem sempre estão disponíveis. A utilização de vapor como método alternativo de controle só se torna viável quando em áreas de cultivo protegido, canteiros de produção de mudas ou em campos de culturas altamente rentáveis, de acordo com Ghini (2001), citada por Silva (2006). O tratamento de solo com produtos químicos envolve o uso de fumigantes, como o brometo de metila, um produto altamente tóxico e que por isso exige cuidados quanto a sua aplicação. Por também causar a destruição da camada de ozônio, em

1990 foi assinado o protocolo de Montreal, no qual mais de 180 países assumiram a redução do uso de substâncias nocivas, entre elas o brometo de metila. O Brasil foi um dos países que assinaram este tratado, se comprometendo a reduzir em 20% o consumo médio até 2005 e erradicar o seu uso até 2015 (CNPMA, 2007). Além disso, o produto mata os insetos, os patógenos (nematóides, fungos e bactérias), ervas daninhas e qualquer outro ser vivo presente no solo e na zona de penetração do gás, seja ele benéfico ou maléfico à agricultura, criando vácuos biológicos, facilitando assim a reinfestação do solo tratado, devido a eliminação de sua microbiota (Silva, 2006). Os fungicidas também poderiam ser utilizados (Kimati *et al*, 1997), porém os impactos dessa prática no ambiente poderiam apresentar diversos problemas, já que para a sua eficiência há a necessidade do tratamento de todo o solo a ser explorado pela rizosfera da cultura (Ghini, 1997).

Cada vez mais se torna evidente a necessidade da utilização de métodos alternativos, não químicos, econômicos, eficazes, não poluentes e seguros para o aplicador e ambiente. Nesse aspecto, pesquisas agronômicas, alavancadas pelo interesse da sociedade em adquirir e consumir produtos agrícolas saudáveis e que não agridam o meio ambiente vem desenvolvendo técnicas de controle menos agressivas. Segundo Ghini (2001), diferentes fontes de matéria orgânica têm substituído o brometo de metila, pois além de melhorar as características físicas e químicas do solo, liberam compostos supressivos aos patógenos.

2.2 A alface

A alface (*Lactuca sativa* L.) é uma hortaliça pertencente à família da Asteracea, a mesma da alcachofra, chicória e almeirão. Originária do leste do Mediterrâneo, mais precisamente na região dos atuais Irã e Turquistão, onde se pode encontrar a espécie silvestre (*L. serriola*). Têm-se relatos da sua utilização como alimento humano desde o século 6 a.C entre os persas, gregos e romanos, que tinham mais de uma dúzia de variedades selecionadas (Fonseca, 2007).

A planta possui ciclo anual. Quando a fase de maturação é atingida, ocorre a alongação do caule, dando início a fase reprodutiva, não sendo necessário um período de frio para o florescimento. Assim, a planta emite uma haste floral, terminando em inflorescência ramificada com numerosas flores hermafroditas (Makishima, 1992).

De acordo com Makishima (1992), fatores como fotoperíodo, intensidade luminosa, concentração de CO₂ e, principalmente, temperatura tem papel importante no crescimento e desenvolvimento da alface. Diferentes níveis de temperatura e luminosidade têm dificultado a adaptação da cultura, impedindo esta de expressar todo seu material genético, interferindo no desenvolvimento das folhas. Frequentemente o limbo foliar se torna fibroso, o que reduz o ciclo da cultura e não permitindo a formação de cabeça e podendo até comprometer a produção, devido à antecipação da fase reprodutiva.

Tipicamente folhosa, a alface é de grande aceitação e ao lado do tomate, é o principal ingrediente da maioria das saladas. Provavelmente esse grande consumo se dá em razão de seu sabor agradável, refrescante e seu fácil preparo. Pode ter a folha lisa ou crespa, com ou sem formação de cabeça. Também existem alfaces com folhas roxas ou folhas bem recortadas. A alface do tipo americana possui as folhas mais crocantes e forma cabeça. No momento da aquisição, o consumidor deve dar preferência àquelas que apresentem aspecto de produto fresco, ou seja, de cor brilhante, firme e sem manchas escuras, evitando as que possuam folhas murchas, amareladas, com pontos escuros ou melas, principalmente nas bordas. Atualmente pode-se adquirir alface já picada e embalada, no entanto é importante observar as condições de armazenamento, para assegurar uma conservação adequada (Maluf, 2001).

Segundo Maluf (2001), a alface é classificada em cinco grupos distintos, de acordo com o aspecto das folhas e o fato de se reunirem, ou não, para a formação de uma cabeça repolhuda:

- Tipo romana: apresenta folhas alongadas, duras, com nervuras claras e protuberantes, não formando cabeças imbricadas. Exemplos: Romana Branca de Paris e Romana Balão;
- Alface de folhas lisas: as folhas são lisas, mais ou menos delicadas, não formando uma cabeça repolhuda, mas, uma roseta de folhas. Exemplos: Babá de Verão e Regina 71;
- Alface de folhas crespas: as folhas são crespas, soltas, consistentes, não formando uma cabeça repolhuda mas, uma roseta de folhas. Exemplos: Grand Rapids, Verônica, e Marisa AG-216;

- Repolhuda lisa ou repolhuda manteiga: apresenta cabeças com folhas tenras, lisas, de cor verde clara e com aspecto oleoso. Exemplos: White Boston, Brasil 48, Elisa, Aurélia, Glória e Vivi;
- Repolhuda crespa ou alface americana: apresentam cabeça crespa, folhas com nervuras salientes e imbricadas, semelhantes ao repolho. Exemplos: Great Lakes, Mesa 659, Iara, *Lucy Brown*, *Lorca*, *Legacy* e *Raider*.

Segundo Fonseca (2007), quanto aos aspectos nutricionais, a alface apresenta uma considerável soma de vitaminas, em especial a vitamina A, importante para o bom estado da visão, e vitaminas C, fundamental para o combate de infecções e uma cicatrização eficiente; e sais minerais, como Cálcio e Fósforo, responsáveis pela formação de ossos, dentes e musculatura. Tudo isso com um baixo teor calórico. Cada cem gramas de alface possuem apenas 15 calorias.

Na medicina popular é conhecida principalmente como calmante, através de seu consumo na forma de chás, in natura ou pela extração de sua seiva através de incisões no caule, chamada também de “Lacturário”. Essa propriedade se deve provavelmente pela presença de uma substância ativa, a lactucina, de efeito semelhante ao ópio (Coimbra, 1941). Uso tópico de material macerado é indicado no caso de inchaço ou inflamações, decorrentes de contusões ou irritações dérmicas (Sanguinetti, 1989).

A produção da alface é mundial. Dados da FAO (2005) apontaram a China como um dos principais produtores, com marcas que chegaram a 11 milhões de toneladas, quase 50% do produzido em todo o mundo, seguido dos Estados Unidos e União Européia. Porém, ao observar a exportação, nota-se que a China está bem abaixo de outros países, com números que não chegaram a 10% do total mundial exportado em 2005, indicando que a maioria da alface produzida no país é por este mesmo consumida. Nesse aspecto, os Estados Unidos correspondem a cerca de metade do total comercializado (FAO, 2005). Quanto à importação, o Canadá é o país com maiores índices, chegando a ser responsável por até 47% do total mundial, sendo o seu principal fornecedor os EUA (FAO, 2005).

No Brasil, acredita-se que a alface foi introduzida pelos portugueses no século XVI. Atualmente é a folhosa de maior consumo nacional. A produção nacional de alface é de aproximadamente 312 mil toneladas/ano (IBGE, 1996). Os principais estados produtores são Minas Gerais e São Paulo, que sozinhos ocupam uma área de 7859 hectares, com uma produtividade de 137 mil toneladas/ano (CEASA –

Campinas, s.d.). No Distrito Federal é a hortaliça de maior consumo in natura. Seu ciclo curto e a possibilidade de cultivo durante todo o ano em estufas a torna bastante atrativa aos horticultores locais, onde sua produção atinge 210 toneladas/ano, sendo 90% de alface crespa, e é responsável por 99 % do total consumido na região (CEASA, 2008).

2.3 Cultivo protegido de hortaliças

Cultivo em ambiente protegido é considerado um dos mais recentes insumos a permitir o aumento da produção de culturas, as quais já praticamente esgotaram métodos convencionais de se obter incremento devido ao emprego de modernas técnicas de cultivo (Vida *et al*, 2004).

Com o cultivo protegido, tornou-se possível alterar, de modo acentuado, o ambiente de crescimento e reprodução das plantas, com controle parcial dos efeitos adversos do clima. Desta forma, é possível obter colheitas fora da época normal, precocidade de colheita, possibilidade de maior controle de pragas e doenças, desde que se cumpra corretamente o manejo do cultivo em estufa, redução das perdas de nutrientes por lixiviação, redução de estresses fisiológicos nas plantas, aumento da produtividade e melhoria na qualidade de produção (Vida *et al*, 2004; Steola *et al*, 2000).

No Brasil, a plasticultura teve início na década de 70, e a partir da década de 80 esta atividade se expandiu rapidamente, devido ao sucesso econômico proporcionados pelo cultivo de hortaliças nobres tais como tomate cereja (*Lycopersicon esculentum* Mill.), melão rendilhado (*Cucumis melo* L.) e pimentão amarelo (*Capsicum annuum* L.) e com flores, como também através do fomento propiciado pelas indústrias fabricantes de plásticos (Vida *et al*, 2004). Apesar da grande demanda, não é possível obter dados precisos e atualizados sobre a área cultivada e informações sobre o desempenho das culturas em ambiente protegido ainda é escasso.

Existem agricultores que possuem bom conhecimento tecnológico sobre as condições as quais plantas em ambiente protegido estão submetidas, proporcionando assim um manejo adequado e existem também, aqueles que cultivam utilizando este método, mas que possuem poucas informações (Tivelli, 1998). Independente do conhecimento tecnológico, as doenças das culturas em

ambientes protegidos é motivo de preocupação entre os plasticultores. Muitas doenças tendem a se tornar mais severas, em decorrência do estado nutricional das plantas, condições de irrigação e adensamento para a expressão máxima de seu potencial produtivo, além do monocultivo, devido ao alto valor econômico e a grande demanda desses produtos (Reis *et al*, 1999; Jarvis, 1993). O manejo inadequado pode proporcionar ambiente favorável para o surgimento de doenças abióticas, estressamento da planta ou predisposição às doenças bióticas (Agrios, 1997; Vida *et al*, 2004).

Dentre essas doenças, os patógenos radiculares são os mais problemáticos em cultivo protegido. A presença de água livre no solo e raízes permite o crescimento e movimentação de hifas, bactérias, zoósporos e nematóides (Jarvis, 1993). Meloidoginoses tem-se constituído em um dos maiores problemas nas hortaliças em estufa, sendo favorecidas pela manutenção da elevada umidade e temperatura (Vida *et al*, 1998; 1992).

Uma vez instalado a erradicação é muito difícil. Torna-se necessário a combinação de métodos de controle para redução da população em níveis cujos danos estejam abaixo do nível de dano econômico. Em cultivo protegido existem poucas opções de métodos economicamente viáveis para o controle de *Meloidogyne* spp., após o seu estabelecimento (Zambolim *et al*, 2000; Vida *et al*, 1998).

A alface está sujeita a ocorrência de diversas pragas e doenças. Cerca de 75 doenças causadas por fatores bióticos já foram relatadas na cultura em todo o mundo (Lopes e Quézado-Duval, 1998). Destas, as meloidoginoses tem se constituído em um dos maiores problemas em cultivo protegido, favorecidas pela manutenção da umidade do solo próxima à capacidade de campo associada a altas temperaturas, aumentando o metabolismo destes organismos (Silva *et al*, 2006).

Os nematóides das galhas têm se tornado um dos principais problemas enfrentados no cultivo da alface, sendo responsáveis por perdas significativas, uma vez que reduzem a quantidade e qualidade do produto colhido (Santos 1995). As espécies mais importantes na cultura da alface são *M. incognita* e *M. javanica* (Netscher e Sikora, 1990).

Em cultivo protegido existem poucas opções de métodos economicamente viáveis para controle de *Meloidogyne* spp. ou cultivares altamente resistentes. O controle químico apresenta-se perigoso e altamente contaminante, ao passo que rotação de culturas não traz o retorno econômico esperado, além do alto custo do

espaço utilizado (Ribeiro et al., 1998). Devido a estas limitações, medidas alternativas, como a incorporação de matéria orgânica no controle de fitonematóides vem sendo estudadas (Silva, 2006). A combinação da solarização juntamente com adição de matéria orgânica no solo tem um potencial significativo no controle de patógenos e aumento da produtividade das culturas, principalmente quando a solarização isoladamente não proporciona um controle adequado dos patógenos alvo (Gamliel et al., 2000; Ricci et al., 2000).

2.4 Nematóides

Nematóides são organismos vermiformes invisíveis ao olho nu. Espécies de fitonematóides possuem em seu aparelho bucal estilete em forma de agulha, caracterizando sua condição de parasitas. O estilete é introduzido nas raízes das plantas de modo a retirar os alimentos que necessitam ao mesmo tempo em que injetam substâncias tóxicas causando enfraquecimento e redução na produção (Charchar, 1999). Plantas infectadas por nematóides além de enfraquecidas, tem seus sistemas radiculares mais suscetíveis a infecções secundárias por fungos ou bactérias, como a murcha de Fusário. No entanto, a maioria dos nematóides são decompositores de matéria orgânica e parasitas de outras espécies de nematóides ou insetos (Peet, 2001). Calcular as perdas causadas por estes organismos ainda é uma tarefa difícil de ser estimada, mas em 1965, época do surgimento dos primeiros nematicidas nos Estados Unidos, calculou-se uma perda de aproximadamente 372 milhões de dólares anuais (Taylor *et al*, 1982).

2.4.1 Disseminação

Os principais veículos de disseminação constituem água de irrigação contaminada, sementes e materiais propagativos infectados, máquinas e implementos agrícolas infestados, mudas produzidas em solo ou em substratos infestados, além do trânsito de animais em áreas de cultivo e ventos fortes. Monoculturas de espécies suscetíveis de hortaliças por longos períodos resultam na multiplicação rápidas dos nematóides, que são disseminados principalmente por máquinas e implementos contaminados (Charchar, 1999).

2.4.2 Biologia e danos

Conforme Charchar (1999), os danos de nematóides mais freqüentes estão na raiz e podem ser quantitativos, quando a planta infectada sofre uma queda em sua produção devido ao seu enfraquecimento em virtude da alimentação contínua dos nematóides; ou qualitativos, quando se trata de bulbos, tubérculos e raízes comestíveis, se tornando de modo geral deformados, sendo por esses motivos impróprios para o consumo.

Espécies de nematóides se diferem quanto ao tipo de dano causado. Os nematóides mais importantes ocorrentes no Brasil pertencem aos gêneros *Scutellonema* (nematóide da casca preta); *Ditylenchus* (nematóides da haste e do bulbo); *Pratylenchus* (formadores de lesões necróticas); *Heterodera spp.* (formadores de cistos) e *Meloidogyne* (formadores de galhas). Os nematóides das galhas danificam várias espécies de hortaliças no Brasil, e são constituídos por quatro espécies importantes: *Meloidogyne arenaria*, *M. hapla*, *M. incognita* e *M. javanica*, estas duas últimas são as mais encontradas em todo o território nacional. *M. incognita* é dividida em raças 1, 2, 3 e 4, caracterizadas por atacar diferentes espécies de plantas, e em adição a *M. javanica*, causam danos em dezenas de espécies vegetais cultivadas e plantas voluntárias (Silveira, 1992).

Os nematóides do gênero, *Ditylenchus* e *Scutellonema* possuem forma filiforme em todos os estádios do ciclo de vida. Depositam ovos em quantidades que variam de acordo com as condições ambientais, em lesões provocadas no interior dos tecidos vegetais (Charchar & Huang, 1991).

a. *Meloidogyne spp.*

Comumente classificada como causadora de galhas, as *Meloidogyne spp.* (Figura 1) são as mais agressivas e abundantes espécies de nematóides conhecidas. Nematóides desse gênero possuem dimorfismo sexual, sendo que as fêmeas de formato globoso ou piriforme são morfologicamente diferentes dos machos filiformes. A transformação do primeiro para o segundo estágio ocorre ainda dentro do ovo antes da eclosão, de modo que a larva de primeiro estágio fica no ovo até a primeira muda. A fase infectante é o segundo estágio juvenil, a qual penetra próximo da ponta das raízes e após isso, passam por mais três estádios de

desenvolvimento, atingindo o quinto estágio adquirindo a forma adulta globosa ou piriforme. Enquanto se alimentam, as larvas se tornam inchadas e o tecido vegetal forma uma galha (Figura 2). A formação de uma galha envolve o aumento da quantidade de células (hiperplasia) e do seu tamanho (hipertrofia); o verme fica alojado em espaços resultantes da ruptura de células (Vovlas, 2005). O aumento da atividade metabólica das células gigantes estimula a mobilização de fotoassimilados da parte aérea para as raízes e, em particular, para as próprias células gigantes, nas quais são utilizados para a alimentação do nematóide (Carneiro, 2000).

Na maior parte das espécies ocorre a fecundação, apesar de algumas serem partenogenéticas. A fêmea desse gênero pode depositar de 500 a 1000 ovos, tendo a extremidade posterior sendo protraída da superfície da galha, em uma substância gelatinosa produzida para a proteção dos ovos independente das condições adversas. Massas de ovos são comumente encontradas perto da superfície das raízes, podendo também ocorrer dentro das galhas. O ciclo de vida é curto (em torno de 4 semanas a uma temperatura de 28° C), de modo que várias gerações ocorrem em uma única estação (Vovlas, 2005; Charchar, 1999).

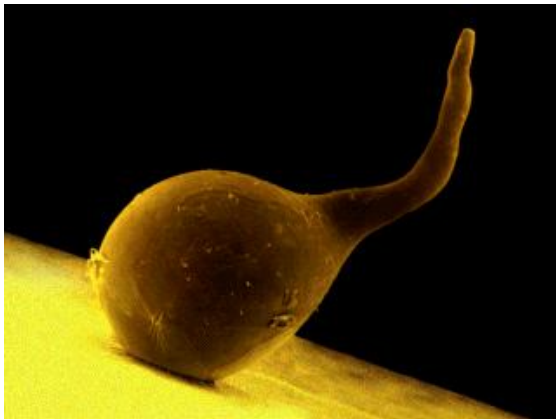


Figura 1. Espécie de *Meloidogyne* spp.
Fonte: elegans.swmed.edu/Nematodes/



Figura 2. Raízes apresentando galhas.
Fonte: www.apsnet.org/

b. *Pratylenchus spp.*

Nematóides causadores de lesões (Figura 3) em raízes cavam túneis pelo córtex radicular. Todos os estágios de vida, exceto os ovos, são livres e podem invadir as raízes. Ovos são postos dentro dos tecidos radiculares ou no solo onde eclodem, e estes juvenis contribuem para os danos. Estes nematóides são migratórios e capazes de repetidas entradas e saídas dos tecidos radiculares, além de várias gerações poderem ocorrer sem que se desloquem para o solo. Grande número de lesões freqüentemente causa o escurecimento da raiz e sua morte. No entanto, raízes de algumas plantas não mudam de cor. Em adição a morte de células das raízes causadas diretamente pela alimentação dos nematóides, injúrias resultantes de suas atividades oferecem oportunidades para fungos como *Rhizoctonia*, ou *Verticillium dahliae*, causador da murcha verticilar (Sardanelli, s.d).

Estudos mostraram que *V. dahliae* e nematóides das lesões podem atuar sinergicamente, causando reduções significativas na produção em situações onde níveis baixos destas populações não causariam efeito caso estivessem presentes individualmente (Sardanelli, s.d). O mesmo acontece em interações entre *M. javanica* e os fungos *Sclerotium rolfsii* (Charchar, 1999).

Torres et al (2004) identificaram os primeiros sinais de *Pratylenchus brachyurus* (Figura 4) em meloeiro ocorrendo em condições naturais de campo no Brasil, em Mossoró, RN.



Figura 3. Lesões em raízes provocadas por *Pratylenchus spp.* Fonte: www.ufrgs.br

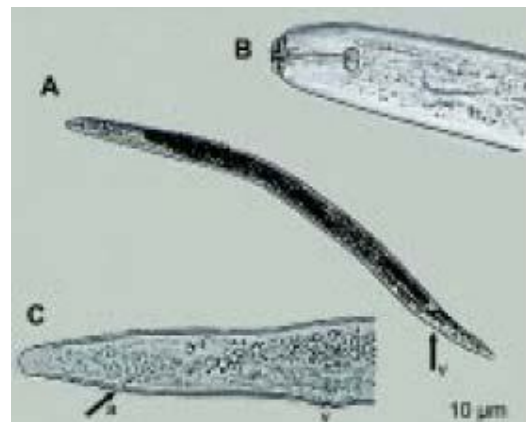


Figura 4. *Pratylenchus brachyurus*. Fonte: www.abbabatatabrasileira.com.br

c. *Heterodera spp.*

O gênero *Heterodera* (Figura 5), cujas principais espécies são *H. schachtii* (que ataca a beterraba-doce e outras plantas das famílias Quenopodiáceas e Crucíferas) e *H. rostochiensis* (que ataca plantações de batata, sendo muito prejudicial devido à grande quantidade de vermes que podem ser encontrados em uma única planta), contém os nematóides formadores de cistos verdadeiros (Figura 6) (Lordello, 1984).

Segundo Lordello (1984), a penetração do hospedeiro é efetuada pelo segundo estágio, provavelmente por alguma parte enfraquecida da planta. Eles perfuram as células e sugam seu conteúdo, geralmente provocando a formação de uma galha onde vivem até atingir a maturidade sexual. Ocorrem algumas mudas sucessivas, geralmente três, com as quais as fêmeas se tornam cada vez mais inchadas, finalmente assumindo um formato de pêra ou limão. Elas podem ficar na galha ou se prostrar dela parcialmente. Os machos também passam por mudas, mas mantêm a forma alongada. Eles saem da raiz, podendo ficar presos a ela pela cabeça, e a fecundação ocorre quando o macho encontra a fêmea imóvel.

Ainda de acordo com Lordello (1984), feita a fecundação, os ovos maturam dentro do corpo da fêmea, geralmente entre 200 e 500 ovos por indivíduo, após o que a fêmea degenera, deixando a cutícula e, em alguns casos, uma exsudação gelatinosa como proteção para os ovos. Quando as partes infectadas da planta se degeneram os cistos são liberados no solo; dentro deles se desenvolvem os juvenis de segunda fase, os quais então escapam para o solo, onde podem viver por alguns meses, até um ano, sem se alimentar, penetrando num novo hospedeiro quando o encontram. Na ausência de condições favoráveis os cistos secos podem viver por até oito anos, apesar de o número de ovos viáveis neles diminuir.



Figura 5. *Heterodera schachtii*.
Fonte:www.infovek.sk



Figura 6. Cistos de *H. glycines*.
Fonte:www.ufv.br

2.5 Práticas preventivas para a não introdução de nematóides em áreas de cultivos

2.5.1 Quarentena ou plantio isolado

É umas das medidas mais seguras para prevenir a disseminação em áreas novas de cultivos via materiais propagativos infectados. Os nematóides dos gêneros *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Ditylenchus*, *Scutellonema* são disseminados principalmente via bulbos, tubérculos e túberos sementes infectadas. Em caso de material propagativo de procedência desconhecida, recomenda-se o plantio destes em vasos com solo ou substratos por períodos de 40 a 60 dias, em condições de casa-de-vegetação. Esse período é suficiente para ser observado o desenvolvimento e multiplicação de nematóides em caso de materiais infectados (Charchar, 1999).

2.5.2 Uso de água de irrigação não contaminada

A limpeza de recipientes e de canais de irrigação é sempre recomendada após o período chuvoso a fim de evitar a disseminação de nematóides pela água, considerando que chuvas fortes facilmente contaminam as vias de irrigação. Cultivos de hortaliças em marginais de fontes de água não são recomendadas, evitando a contaminação. Deve-se evitar a lavagem de tubérculos e raízes de hortaliças em fontes de água utilizadas para irrigação. Recomenda-se também uma análise nematológica periódica da água (Charchar, 1999).

2.5.3 Uso de mudas e materiais propagativos sadios para transplante

Para Charchar (1999), as mudas devem ser preparadas em bandejas ou sementeiras, com solo ou substrato devidamente esterilizado. É recomendável a análise nematológica do solo de áreas novas de cultivo, bem como do solo ou substrato utilizados para o processo de preparo de mudas, após serem devidamente esterilizados, para certificação da ausência de nematóides fitoparasitas antes do transplante. Em caso de materiais propagativos como tubérculos, túberos e alho-semente deve-se proceder a análise desses materiais em laboratório, para constatação de que estão livres de infecção por nematóides.

2.5.4 Uso de máquinas e implementos agrícolas limpos

É importante proceder a lavagem de pneus e implementos agrícolas com jatos de água forte, depois de serem utilizados em áreas cultivadas, e antes de entrarem em áreas novas de cultivo. Esta prática evita a possível disseminação de nematóides através de partes contaminadas do maquinário agrícola. A lavagem dos pneus e implementos utilizando uma solução de hipoclorito de sódio a 5% elimina os riscos de nematóides na forma de ovos, que persistem ao processo de lavagem (Charchar, 1999).

2.5.5 Manutenção de animais domésticos fora da área de cultivo

A simples circulação de animais domésticos entre áreas de cultivo pode ser uma forma de contaminação, pois solo contaminado pode aderir entre as patas destes animais, passando então para uma área não contaminada (Charchar, 1999).

2.6 Práticas de controle de nematóides

2.6.1 Identificação

A correta identificação é o primeiro passo quando se têm suspeitas de problemas de nematóides no campo (Peet, 2001). Esta é uma etapa difícil, pois muitas vezes os sintomas apresentados pela planta podem ser confundidos com problemas nutricionais ou de compactação do solo (Chen, 2001).

Um dos primeiros indicativos é a planta apresentar murcha nos horários mais quentes do dia apesar de estarem em condições de umidade ótimas. As plantas também estarão enfraquecidas e amareladas e o campo apresenta reboleiras (Figura 7). Em meloidoginoses, é possível que a planta produza raízes secundárias atípicas (Figura 8), ou no caso de alho ou cebola, há um rompimento da porção basal (prato) e tem-se início a podridão, seguido da morte da planta (Sardanelli, s.d.; CNPH, 2004).

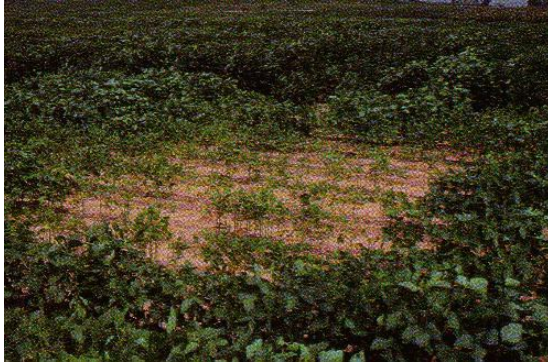


Figura 7. Local infestado por nematóides.
Fonte: www.ufv.br



Figura 8. Enraizamento secundário atípico causado por meloidoginose.
Fonte: www.apsnet.org

De acordo com Peet (2001), o passo seguinte é determinar quando as populações estão altas o bastante de modo a justificar o tratamento. Isto pode ser feito através de análises de solos. Amostras recolhidas durante épocas de clima quente e quando as plantas estão crescendo mostram-se mais indicativas do que aquelas recolhidas durante períodos frios ou em que o solo está em pousio. A sua taxa de reprodução é menor em temperaturas amenas, logo o aumento populacional é baixo, além do que culturas de clima frio têm menos chances de infecções.

2.6.2 Medidas de controle

Quando uma alta população de nematóides é detectada, medidas de controle devem ser tomadas, devido à capacidade destrutiva que este patógeno pode causar. Medidas de controle dificilmente erradicam todos os fitonematóides, porém pode reduzir a sua população a níveis abaixo do limiar de dano econômico. Além do mais, quando medidas de controle são recomendadas, é necessária a repetição destas periodicamente para a manutenção do crescimento da planta em níveis satisfatórios (Sardanelli, s.d.).

a. Controle Químico

Nematicidas fumigantes

Segundo Sardanelli (s.d.), muitos fumigantes de amplo espectro resultam em um incrível controle de nematóides. Assim que se volatilizam, o químico se difunde

pelos espaços entre as partículas de solo entrando em contato e matando os nematóides. Fumigantes tem melhor desempenho em solos que não tem altos níveis de matéria orgânica e não estão saturados por água, porém com umidade adequada. Fumigantes como o brometo de metila (BROMEX, BROMO FLORA e BROMO FERSOL) tem seu movimento fortemente influenciado por fatores como temperatura, umidade e textura do solo, tendendo a ser rapidamente perdido para a atmosfera, a não ser que a superfície seja imediatamente selada após o tratamento.

Atualmente, o brometo de metila não pode mais ser usado na desinfestação de solo ou substrato porque a Instrução Normativa do Ministério da Agricultura de 10 de dezembro de 2002 proibiu o seu uso em sementeiras de hortaliças e flores a partir do dia 31 de dezembro de 2006 (CNPMA, 2007).

Nematicidas não-fumigantes

Muitos nematicidas pertencentes aos grupos químicos carbamatos (Sistêmicos – FURADAN 100 G e 350 SC) e organofosforados (Contato – RUGBY 100 G, NEMACUR) comumente chamados de não-fumigantes são disponíveis para alguns vegetais. Estes nematicidas não volatilizam no solo, mas são efetivos sobre uma grande variedade de temperaturas e umidades. De uma forma geral, sua distribuição é menos eficiente do que os fumigantes e resultados com nematicidas granulados muitas vezes foram inconsistentes, atingindo resultados satisfatórios quando utilizados em populações leves ou moderadas (Sardanelli, s.d.).

b. Controle biológico

Nos últimos anos, devido ao fato da sociedade ter priorizado aspectos ambientais, muitas pesquisas têm sido direcionadas para descoberta de novos métodos de controle de pragas e doenças de plantas, com menos efeitos negativos ao meio ambiente (Castro, 1989). O controle biológico, baseado no controle de uma praga através de um predador natural, tem sido uma de várias formas de manejo estudadas (CENARGEN, s.d.). O controle biológico se caracteriza basicamente pela forma de atuação específica do agente. O estágio no ciclo de vida do nematóide atacado pelo agente de controle tem efeito profundo no dano da cultura o nível de

controle populacional (Kerry, 1992). No caso de fitonematóides, o controle se dá principalmente pelo uso de fungos e bactérias.

Fungos

Dentre os fungos utilizados no controle de nematóides têm-se o fungo nematófago *Paecilomyces lilacinus*, que apresenta bom potencial como agente de controle biológico do nematóide da galha *M. incognita* (Jonathan & Rajendran, 2001). O controle se dá pela penetração do micélio do fungo e seus esporos nos ovos dispostos dentro da matriz de ovos das fêmeas adultas (Jatala *et al.*, 1979). Os filtrados deste fungo possuem efeito tóxico neurotrópico sobre adultos de *Meloidogyne spp.* (Devrajan & Seenivasan, 2002).

Fungos micorrízicos arbusculares colonizam as raízes das plantas, afetando a reprodução dos nematóides, reduzindo em muitos casos a ovoposição e o número de indivíduos no sistema radicular de plantas infectadas (Cofcewicz *et al.*, 2001). No entanto, os autores verificaram que a inoculação de plantas de tomateiro com os estes fungos não foi eficiente, promovendo um incremento no número de ovos e juvenis por grama de raiz.

O efeito dos fungos micorrízicos arbusculares sobre a reprodução de nematóides tem sido apontado como dependente de um elevado percentual de colonização da raiz por esses organismos. Saleh & Sikora (1984) observaram que somente onde a colonização radicular foi maior que 54% obtiveram efeito sobre a reprodução de *M. incognita*. Da mesma forma, tem-se observado que o nível da população do nematóide afeta negativamente a colonização e reprodução de fungos micorrízicos.

Bactérias

A bactéria *Pasteuria penetrans* é um inimigo natural do nematóide de galhas. Ela interfere no ciclo, impossibilitando o nematóide de se reproduzir. A *Pasteuria* parasita os ovos do nematóide, o que gera mais bactérias, quando da reprodução. Se em grande quantidade no solo, a bactéria impede o parasita de penetrar na raiz da planta. Uma vez introduzida na terra, essa bactéria fica para sempre, controlando a proliferação de nematóides, o que, do ponto de vista econômico, faz com que as

indústrias não queiram investir em pesquisas nessa área. Atualmente ela é reproduzida dentro do tomateiro, hospedeiro preferencial do nematóide de galhas (Agência Brasil, 2007).

c. Solarização do Solo

Solarização do solo, ou aquecimento do solo pela radiação solar, foi descrita em 1976 pelo Dr. Yaacov Katan, da Universidade de Jerusalém, Israel, como sendo um método de desinfestação do solo para controle de fitopatógenos, pragas e plantas daninhas. Consiste basicamente na cobertura do solo, úmido, por um filme plástico transparente durante meses de intensa radiação solar. O calor gerado neste sistema atua de forma letal (Katan *et al*, 1976), causando a morte ou enfraquecimento de propágulos de organismos fitopatogênicos (Stapleton & Devay, 1983, 1986).

A maior parte das pragas e patógenos são mesófilas e por isso morrem ao serem submetidos a temperaturas de 37°C ou mais, durante períodos prolongados. Os organismos não patogênicos do solo em sua generalidade são termotolerantes e termofílicos (Devay, 1992), o que é uma vantagem, pois estes atuam sobre os fitopatógenos enfraquecidos promovendo um controle biológico em adição ao efeito térmico. A sobrevivência dos antagonistas dificulta, ainda, a re-infestação do solo por fitoparasitas (Santos *et al*, 2006).

d. Plantio antecipado ou tardio

Para Charchar (1999), hortaliças como batata e cenoura podem plantadas antecipadamente, em períodos frios, a fim de se evitar a infecção de *Meloidogyne* e *Pratylenchus*, pois esses nematóides precisam de temperaturas mais elevadas para o desempenho máximo de reprodução. Em contrapartida, o plantio tardio de cultivares de alho tolerante ao calor é uma alternativa para escapar da infecção por *Ditylenchus dipsaci* que requer baixas temperaturas para o seu desenvolvimento.

e. Isolamento

Uma vez confirmado, a área deve ser isolada da restante, pois transplantio, maquinário e irrigação podem ser veículos de transmissão de nematóides. De áreas

inicialmente pequenas, a praga pode espalhar-se pelo campo numa velocidade de 1 metro por ano (Peet, 2001).

f. Pousio

Para Peet (2001), um período de descanso de dois anos livre de espécies suscetíveis na área diminui a população de fitonematóides. Este período pode ser atingido efetuando aração a cada 10 dias durante o verão. Este processo pode ser caro em termos de gastos com combustível e aumenta as chances de erosão, porém tem a vantagem adicional de reduzir a população de plantas daninhas.

g. Retirada de restos culturais da área

Após a colheita os restos culturais devem ser retirados da área, para eliminação de fontes de inóculos para os cultivos subseqüentes. Raízes, tubérculos e bulbos infectados por nematóides devem ser desenterrados, amontoados, dessecados e então queimados. Não se recomenda a manutenção e a incorporação desse material, pois inviabiliza os métodos de controle, já que os nematóides ficam protegidos nos tecidos vegetais contra a ação de nematicidas e outros agentes físicos ou biológicos (Charchar, 1999).

h. Sanitização

A limpeza do maquinário, ferramentas e vestuário depois de trabalhos em campos infestados de nematóides ajudam a reduzir a disseminação para outras áreas. Considerando que nematóides podem parasitar certas espécies de plantas daninhas, como as do gênero *Emilia* (falsa-serralha) e *Solanum* (juá-bravo), seu controle pode reduzir significativamente o aumento populacional. Usos de sementes certificadas e mudas de boa procedência também auxiliam. Outra forma de sanitização, mais drástica, é a eliminação da cultura infectada, bem como a retirada de restos culturais (Sardanelli, s.d.).

i. Variedades resistentes e rotação de culturas

Atualmente existem vários materiais resistentes a nematóides. Essas plantas não sofrem danos severos pelo ataque desses patógenos, podendo reduzir suas populações por falta do que se alimentar. Utilizando estes materiais em campos problemáticos é a forma mais efetiva e barata de evitar perdas. No entanto, o uso repetido de variedades resistentes pode causar seleção de indivíduos adaptados ou o surgimento de novas raças de nematóides. Como prevenção, rotação deve incluir culturas não-hospedeiras, variedades resistentes e/ou suscetíveis quando possível. Utilizando plantas resistentes ou imunes a uma espécie de nematóide, mas altamente suscetíveis a outra irá reduzir ou anular a efetividade geral da variedade resistente. Logo, é necessário saber qual espécie de nematóide existente no campo e a cultivar a ser plantada. Aspargo, cebola, alho e trigo são espécies com pouca ou nenhuma afinidade com nematóides das galhas. Algumas cultivares de pimenta, tomate e feijão-vagem possuem resistência/tolerância com as espécies de *Meloidogyne spp.* (Sardanelli, s.d.).

j. Plantas para cobertura de solo

Muitas plantas são reconhecidas por auxiliarem no controle de algumas espécies de nematóides quando cultivadas por vários meses em solos quando estes estão presentes, e se nenhuma planta hospedeira está presente no local. Logo, não é recomendável a consorciação de culturas (Dunn, 1994).

De acordo com Lordello (1984), larvas infestantes dos nematóides dos gêneros *Meloidogyne* e *Pratylenchus* penetram nas raízes desta plantas, mas não sobrevivem, perecendo prematuramente sem deixar sobreviventes.

Estas plantas, como a crotalária, estilosantes e mucuna, agem como “iscas” e podem reduzir significativamente as populações quando comparadas ao pousio ou utilizando culturas das quais o nematóide não se alimenta. As plantas do gênero *Tagetes* (cravo-de-defunto) possuem excreção radicular tóxica, que funciona como repelente à penetração de fitonematóides de todos os gêneros. A eficiência pode ser muitas vezes comparada ao controle químico (Dunn, 1994).

k. Adubação Verde

Adubação verde é a prática de cultivar plantas de crescimento rápido e exuberante onde se deseja incorporar matéria orgânica, adicionando-a no solo quando ainda estiver fresca. O material pode ou não ser cortado sem raízes antes de ser incorporado no solo, dependendo do maquinário disponível para tal finalidade. Esta prática é bastante conhecida em cultivos orgânicos e é igualmente apreciada por fazendeiros que se utilizam também de manejos convencionais. É amplamente adotada simplesmente pelo fato de adicionar grandes quantidades de material verde que beneficiam muitas características do solo, incluindo drenagem e retenção de umidade, nutrientes e forma de armazenamento e o aumento da atividade microbiana no solo (Dunn, 1994).

No entanto, para Dunn (1994), se uma planta com características semelhantes às da discutida no item anterior for utilizada, pode haver um efeito maior nos nematóides de solo, por iniciar a redução populacional como cobertura de solo antes de ser incorporada.

l. Plantas antagônicas

Plantas antagônicas possuem compostos químicos tóxicos que exsudam pelo sistema radicular e possuem efeito nematicida (Peacock, 1959). O emprego de plantas com efeito antagônico a fitonematóides, utilizadas em plantio intercalado, consorciado ou em rotação, constitui um dos métodos promissores no controle desses organismos principalmente ao se tratar de cultivo orgânico. Além disso, a decomposição da matéria orgânica incorporada favorece a proliferação de inimigos naturais (Badra et al., 1979).

Algumas plantas, como a Erva-de-Santa-Rita e a calêndula, contêm em sua parte aérea compostos nematicidas pré-formados, que podem contribuir para o controle de nematóides após a incorporação, além de atuarem contra patógenos de solo (Rodríguez-Kábana et al., 1994).

m. Adição de matéria orgânica

Matéria orgânica é qualquer material no solo que foi originalmente produzida por organismos vivos. Consiste de uma gama de materiais variando desde o tecido

intacto de plantas e animais até substâncias decompostas conhecidas como húmus. Estes tecidos contêm uma ampla variedade de compostos orgânicos que se decompõem em épocas diferentes. Em solos os quais não há materiais que podem ser decompostos, a adição destes rapidamente inicia um processo de multiplicação de bactérias, fungos e actinomicetes, que logo a irão decompor (Dunn, 1994). Altas quantidades de matéria orgânica protegem plantas contra ataque de nematóides aumentando a capacidade de retenção de água no solo e melhorando a atividade de organismos que compete com os nematóides no solo (Peet, 2001). A adição de resíduos orgânicos com o objetivo de controlar pragas e doenças tem sido alvo de diversos estudos.

De acordo do Ribeiro *et al.* (1998), existe um grande potencial na utilização de compostos orgânicos no controle de nematóides das galhas em plantas hortícolas. Porém, os níveis de controle alcançados variam em função das condições dos patógenos e do tipo de composto orgânico empregado, tais como a origem do material a ser compostado, o método de compostagem, o estágio de maturação do composto e a composição populacional dos microrganismos decompositores do material orgânico. Um composto orgânico incorporado ao solo pode atuar como supressivo ou condutivo em função da relação C:N, sendo a faixa ótima compreendida entre 14:1 e 20:1 (Pereira *et al.*, 1996). Mesmo que o controle das doenças radiculares não seja alcançado em um nível prático, o uso de matéria orgânica poderia fazer parte de um conjunto de medidas que visam à manutenção desses patógenos abaixo do nível de dano econômico (Vida *et al.*, 2004).

São atribuídos à matéria orgânica diversos efeitos sobre as populações de fitonematóides do solo. Almeida (2008) relata que o principal efeito desse método é a multiplicação de populações dos inimigos naturais dos nematóides, como fungos e bactérias nematófagas, nematóides predadores e protozoários. Ocorre ainda a liberação de compostos tóxicos com ação nematicida, como o ácido butírico e ácidos graxos voláteis. Souza *et al.* (2006), avaliando o efeito de diversas adubações orgânicas sobre *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeiras, verificaram que os tratamentos reduziram acentuadamente a população do nematóide no solo, em especial a adubação realizada com esterco bovino, a qual manteve uma produtividade do pomar em 65% daquela obtida em plantios isentos do nematóide. Isto demonstra como a dinâmica de populações de nematóides pode ser alterada de forma a tornar o solo mais supressivo aos fitopatógenos.

Esterco de frango é um excelente adubo orgânico, além de ter efeito supressivo sobre diferentes espécies de fitonematóides. Contém alta porcentagem de nitrogênio na forma de ácido úrico, que convertida em nitrogênio amoniacal durante a decomposição, age sobre as populações de fitonematóides e microorganismos. Akhtar e Mahmood (1994) observaram que esterco bovino, uréia, sulfato de amônio e produtos à base de neem em plantas de tomate resultaram em um aumento nas populações de nematóides de vida livre e uma diminuição dos fitoparasitas. Zambolim *et al.* (1996) testando vários compostos orgânicos no controle de *M. javanica*, constataram que a palha de café foi mais eficiente na redução de número de galhas e de massa de ovos por planta, em relação ao composto de lixo urbano, ao vermicomposto e à casca de eucalipto. Dias *et al.* (2000), avaliou o efeito de esterco de galinha fresco e decomposto em biodigestor em duas concentrações, 1:1 e 1:2 em água destilada, sobre populações de *M. incognita*, obtendo resultados mais relevantes na concentração de 1:1.

3. OBJETIVO GERAL

Avaliar a especificidade de adubos orgânicos no controle de nematóides em alface e fornecer informações que possam auxiliar no estabelecimento de uma estratégia de manejo.

4. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Avaliar o efeito da cama de frango e do esterco bovino no fator de reprodução e em características biológicas de nematóides do gênero *Meloidogyne* spp.
- Avaliar o efeito da cama de frango e do esterco bovino em algumas características de produção da cultura de alface.

5. MATERIAL E MÉTODOS

Para o presente estudo, experimentos foram conduzidos em casas de vegetação na Estação Biológica da Universidade de Brasília, localizada em Brasília, DF. Primeiramente foi necessária a multiplicação das espécies de fitonematóides a serem utilizadas: *M. incognita* raças 1 e 3, e *M. javanica* (Figuras 9 e 10).

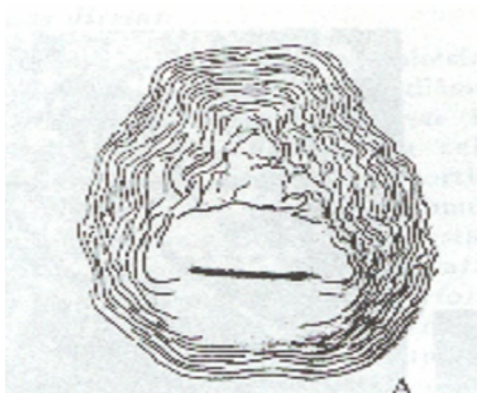


Figura 9. Corte da região perineal de fêmea de *Meloidogyne incognita*. Fonte: www.cca.ufsc.br



Figura 10. Corte da região perineal de fêmea de *Meloidogyne javanica*. Fonte: www.cca.ufsc.br

8.1 Multiplicação de nematóides *Meloidogyne spp.* em tomateiro

Para o experimento foi necessária a multiplicação das espécies de nematóides avaliadas. Esta operação foi realizada na Estação Biológica da Universidade de Brasília entre os meses de Julho e Novembro de 2008 e consistiu nas etapas de esterilização, em que o solo utilizado foi esterilizado pelo uso de brometo de metila em tanques apropriados por um período de dois dias e posterior deposição deste em vasos de 5 litros; transplantes de mudas de aproximadamente 20 dias de tomate cultivar Santa Clara para os vasos, atuando como hospedeiro; e repicagem de galhas das espécies a serem estudadas. Para esta etapa, amostras de raízes contendo galhas de nematóides *Meloidogyne incognita* raças 1 e 3, e *M. javanica* foram utilizadas. Cada espécie foi multiplicada em 59 vasos, totalizando 197 vasos. Após um período de aproximadamente 30 dias, as plantas de tomate e o solo estavam infectados com as espécies de nematóides, possibilitando a utilização como fonte de inóculo para o experimento. Para assegurar maior quantidade de inóculo, fez-se uma nova repicagem, retirando a parte aérea das plantas de tomates,

substituindo-as com mudas de aproximadamente 20 dias. Também foi permitida a realização de dois ciclos completos (cerca de 28 dias para cada ciclo) dos nematóides (Figura 14).



Figura 11. Raiz de tomate infectada por *Meloidogyne* spp.

8.2 Preparo e inoculação de nematóides *Meloidogyne* spp. em alface

8.2.1 Preparo do inóculo

O preparo do inóculo foi feito segundo a metodologia de Hussey & Barker (1973) modificada por Boneti & Ferraz (1981). Desta forma, as raízes de tomateiro com galha foram cortadas em pedaços de 0,5 cm de comprimento e trituradas em liquidificador por 20 segundos em solução de hipoclorito de sódio (NaOCl) a 0,5%. Adicionou-se o suficiente para cobrir a amostra do sistema radicular. A seguir, a suspensão foi vertida em peneira de 0,074 mm (200 mesh) e sobre peneira de 0,028 mm (500 mesh) de abertura, com água de torneira abundante, evitando-se sempre o jato d'água diretamente sobre o material. Os ovos que ficaram retidos na última peneira foram colhidos em béquer de plástico. Em seguida foi realizada a contagem de ovos em alíquotas de 1 mL, usando lupa e um contador estatístico.

8.2.2 Experimento em casa de vegetação – vasos

O experimento foi montado em casa de vegetação, sobre bancadas. Foi utilizado o arranjo de parcelas subdivididas 3x10, sendo as parcelas representadas pelas 2 raças de *M. incognita* e a espécie *M. javanica* e as subparcelas

representadas pelos seguintes tratamentos: 1 – testemunha (sem adubação); 2 – adubação química na dosagem recomendada para a cultura; quatro doses de esterco bovino (3, 4, 5, 6) – com base em 3,0 kg/m²: 3 – 50%, 4 – 100%, 5 – 150% e 6 – 200%; quatro doses de cama de frango (7, 8, 9, 10) – com base em 1,2 kg/m²: 7 – 50%, 8 – 100%, 9 – 150% e 10 – 200%. Foram utilizados quatro repetições por tratamento, sendo cada repetição representada por quatro vasos de 3 litros cada, em um total de 160 vasos por parcela, totalizando 480 vasos no experimento. Todas as adubações utilizadas foram previamente incorporadas ao solo, considerando o volume total dos vasos.

Para confirmar a qualidade do solo utilizado e assegurar que não havia contaminação por nematóides, foram plantados 120 vasos que serviram para observação. Para todos os tratamentos foi utilizado solo previamente esterilizado com brometo de metila.

O plantio das mudas de alface aconteceu nos dias 14 e 15 de novembro de 2008 (Figura 15). A cultivar escolhida para o experimento foi “Verônica” (grupo crespa), devido a sua importância econômica e aceitação na região e por sua suscetibilidade ao nematóide das galhas. As mudas foram previamente formadas em bandeja. Cada vaso recebeu uma muda de alface.



Figura 12. Mudas de alface com 10 dias do transplante.

A inoculação dos nematóides em alface foi realizada após 15 dias do transplante (Wilcken, 2004; Fiorini, 2005). A inoculação foi efetuada colocando-se 25 mL da suspensão de inoculo, com aproximadamente 5.000 ovos e eventuais juvenis

infestantes das três espécies de *Meloidogyne* spp, em orifícios de 3 cm de profundidade na rizosfera de cada planta.

Após um período de 45 dias do plantio das mudas e de 30 dias da inoculação dos nematóides foi realizada a colheita das alfaces, dando início à coleta de dados (Figura 13 e 14).



Figura 13. Alfaces com 15 dias após a inoculação.



Figura 14. Galhas em raízes após 15 dias da inoculação.

O solo utilizado para o experimento é classificado como Latossolo Vermelho e sua textura como areia argilosa e apresenta as seguintes características químicas: pH (H₂O 1:1,25) = 5,29; P disponível = 84,9 mg dm⁻³; K⁺ = 0,32 cmol_c dm⁻³; Ca²⁺ = 3,6 cmol_c dm⁻³; Mg²⁺ = 1,1 cmol_c dm⁻³; Al trocável = 0,0 cmol_c dm⁻³; Matéria Orgânica = 22,5 g kg⁻¹. A análise de esterco bovino (base seca) revelou: P = 0,22 %; K = 0,74%; N = 1,0 %; Matéria Orgânica = 41,6 % e relação C:N = 24:1; para cama de frango (base seca) os resultados foram: P = 0,45%; K = 1,1%; N = 1,35%; Matéria Orgânica = 32,2% e relação C:N = 14:1.

Os vasos plantados para observação sobre a possibilidade de infecção por eventuais nematóides já existentes no solo apresentaram raízes saudáveis, assegurando que os nematóides observados dentro do experimento são aqueles oriundos da inoculação realizada.

8.3 Coleta de dados para análise estatística

8.3.1 Pesagem de matéria fresca e seca de parte aérea e de matéria fresca de raiz

As plantas de alface foram extraídas cuidadosamente do solo e tiveram seu sistema radicular lavado e seco. A parte aérea e as raízes foram cortadas,

ensacadas e identificadas de acordo com a faixa, tratamento e as repetições que cada uma correspondia (Figura 15). Em seguida fez-se a pesagem de todo o material fresco em uma balança de precisão (Figura 16). Terminada esta etapa, a parte aérea foi colocada em estufa de circulação forçada a 65° C por um período aproximado de quatro dias e posteriormente foi pesada em balança de precisão (Figura 17). As raízes foram armazenadas em uma câmara fria do Laboratório de Fitopatologia da UnB, onde foram avaliadas a seguir.



Figura 15. Raízes e partes aéreas de alface ensacadas e identificadas.



Figura 16. Balança de precisão.



Figura 17. Parte aérea a ser encaminhada para estufa de circulação forçada.

8.3.2 Contagem de galhas e massa de ovos

A contagem de galhas (Figura 18) e de massa de ovos foi realizada com o auxílio de um contador estatístico. Ambas as contagens foram realizadas

manipulando-se cuidadosamente as raízes, de modo a não danificá-las, o que poderia ocasionar perdas de material.

Para uma fácil visualização das massas de ovos depositadas na superfície das raízes, tornou-se necessário a coloração destas com fucsina ácida (Silva *et al.*, 1988). As raízes foram lavadas e mergulhadas em uma solução aquosa de fucsina ácida (3,5 g de fucsina ácida, 250 ml de ácido acético glacial e 750 ml de água destilada) diluída em água corrente por um período de 5 a 10 minutos. Passado esse tempo, as raízes foram retiradas da solução e lavadas, retirando o excesso de corante, estando prontas para a contagem (Figura 19).



Figura 18. Raiz de Alface infectada por *M. incognita* raça 3.

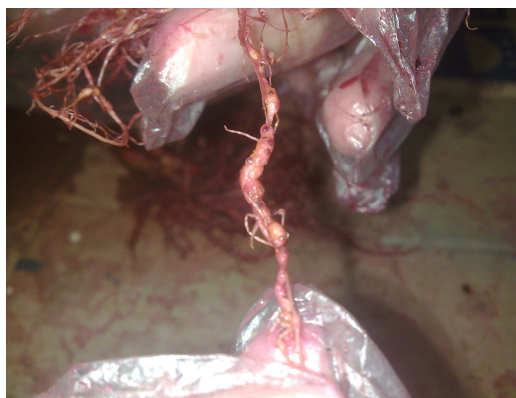


Figura 19. Pontos vermelhos indicando a presença de massa de ovos nas galhas das raízes.

8.3.3 Extração e contagem de número de ovos das raízes e juvenis no solo

Para a extração de ovos das raízes e a contagem destes e dos juvenis do solo utilizou metodologia semelhante à demonstrada no item Preparo do inóculo. Para a extração de juvenis no solo, utilizou-se a metodologia proposta por Jenkins (1964).

Amostras de solo de grupos de vasos correspondentes a cada repetição do experimento foram extraídas, homogeneizadas e identificadas para a realização desta etapa. Retirou-se uma alíquota de 300 cm³ de solo, com auxílio de um béquer. Esse material foi despejado em um balde e coberto com água, aproximadamente 3 litros, mexendo bem a mistura, de modo que os torrões se desagregasse, liberando os nematóides para a suspensão. Após um período de 90 segundos, para a

precipitação da parte mais grosseira do material, o líquido foi vertido cuidadosamente em uma peneira de 70 mesh e em uma de 400 mesh, as quais foram agitadas de modo a auxiliar a passagem mais rápida da água. O material mais grosseiro, depositado no fundo do balde, foi descartado. Com o auxílio de uma pisseta e de jatos fortes de água, foi recolhido o material retido na peneira de 400 mesh em um béquer com capacidade de 20 ml. Em seguida, este material foi colocado em tubos de centrífuga, tomando cuidado para que todos estivessem devidamente calibrados, e centrifugados a uma velocidade de 2700 RPM por cinco minutos. Findo esse tempo, o material sobrenadante desta etapa foi descartado, e o tubo cuidadosamente limpo para retirar as impurezas localizadas na borda do mesmo. Em seguida, foi adicionada uma solução de sacarose (400 g açúcar dissolvidos em 750 ml de água destilada), tomando cuidado para que todos os tubos tivessem o mesmo peso, misturando bem o material sedimentado com um bastão de metal. Uma nova centrifugação foi realizada, desta vez a uma velocidade de 1500 RPM por um minuto. No final desse tempo, o material sobrenadante foi cuidadosamente passado pela peneira de 400 mesh e o material retido lavado com água em abundância para a retirada da sacarose e então recolhido em um béquer com capacidade de 20 ml, para assim ser colocado em frascos apropriados.

Para evitar eventuais perdas de materiais, seja por eclosão de ovos ou por degeneração de juvenis, ambos os materiais receberam Golden 2x, um fixador composto por 16 partes de formaldeído 40%, 4 partes de glicerina e 80 partes de água destilada. A proporção utilizada foi de 1:1. Em seguida, o material foi armazenado em câmara fria para posterior contagem (Figuras 20 e 21).

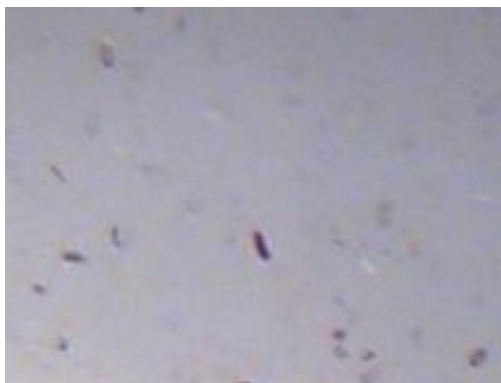


Figura 20. Ovo de *Meloidogyne spp.*



Figura 21. Juvenil de *Meloidogyne spp.*

8.4 Análise estatística

Os dados foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas, pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade. Foi realizada análise de regressão polinomial e as equações que foram significativas ao nível de 5% de probabilidade foram consideradas para confecção dos gráficos.

Com os dados de número final de ovos foi obtido o fator de reprodução (FR), onde a população final do nematóide (Pf) é dividida pela população inicial (Pi - sendo representada pelo número de ovos utilizado nas inoculações do nematóide). FR representa a reação das cultivares, conforme Oostenbrink (1966). Ou seja, cultivares que na interação com o nematóide resultam em FR igual ou superior a 1,0 são consideradas boas hospedeiras e aquelas que resultam FR menor que 1,0 são consideradas não hospedeiras.

Também foram feitas análises de correlação linear (ou fenotípica) entre todas as variáveis avaliadas, baseando-se na significância de seus coeficientes. A classificação de intensidade da correlação para $p \leq 0,05$ é considerada muito forte ($r \pm 0,91$ a $\pm 1,00$), forte ($r \pm 0,71$ a $\pm 0,90$), média ($r \pm 0,51$ a $\pm 0,70$) e fraca ($r \pm 0,31$ a $\pm 0,50$), de acordo com Gonçalves & Gonçalves, citado por Guerra e Livera (1999).

6. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Correlação entre as variáveis do estudo

Baseando-se na classificação de intensidade da correlação de Gonçalves e Gonçalves (1985), citado por Guerra e Livera (1999) constata-se que as correlações foram em geral fracas para as variáveis avaliadas no experimento (Tabela 1).

Tabela 1. Matriz de correlação linear para matéria fresca da parte aérea (MFPA), matéria seca da parte aérea (MSPA), matéria fresca da raiz (MFR), número de galhas na raiz (NG), número de massa de ovos (NMO), número de ovos na raiz (NOR) e número de juvenis no solo (NJS).

Variáveis	MFPA	MSPA	MFR	NG	NMO	NOR	NJS
MFPA	1,00	0,52*	0,70*	0,32*	0,28*	0,27*	0,08
MSPA	_____	1,00	0,51*	0,47*	0,33*	0,23*	0,03
MFR	_____	_____	1,00	0,38*	0,13	0,05	0,15
NG	_____	_____	_____	1,00	0,61*	0,51*	0,09
NMO	_____	_____	_____	_____	1,00	0,71*	0,10
NOR	_____	_____	_____	_____	_____	1,00	0,02
NJS	_____	_____	_____	_____	_____	_____	1,00

* Significativo ao nível de 5% de probabilidade.

Matéria fresca e seca da parte aérea

Foi observada correlação positiva média entre o peso da matéria fresca e peso da matéria seca da parte aérea (Tabela 1). Não foi observado efeito da adubação no peso da matéria fresca e seca para *M. incognita* raça 3 (Tabelas 2 e 3). Por outro lado, para *M. incognita* raça 1, foi observado efeito dos tratamentos de adubação na produção, tendo sido observados que os menores valores foram obtidos nos tratamentos com esterco bovino.

Para *M. javanica*, foi observado que com exceção do tratamento químico e da dose maior de cama de frango, não houve efeito dos demais tratamentos de adubação na produção de matéria fresca e seca. Os menores valores foram observados no tratamento testemunha, sem adubação. Esse dado reflete a agressividade e a alta suscetibilidade da alface ao nematóide *M. javanica*. Resultado similar foi observado por Severino *et al* (2002) ao avaliar o desenvolvimento dessa espécie de nematóide em sistemas de produção de mudas de alface. Ainda com relação ao *M. javanica*, ficou evidente o efeito da adubação no

aumento da produção e que o tratamento que mais favoreceu o nematóide foi o tratamento testemunha, sem adubação. Entre os tratamentos com adubação, não foi observada diferença estatística, com exceção do tratamento com a dose mais elevada de cama de frango, que não diferiu estatisticamente do resultado observado com o tratamento químico. De acordo com Sharma *et al.* (2000), uma planta bem nutrida apresenta maior abundância em seu sistema radicular, podendo suportar altas populações de fitonematóides, tornando-se mais tolerante aos ataques, sem que isso prejudique a produtividade.

Tabela 2. Matéria fresca (em g/planta) de plantas de alface cultivadas sob diferentes doses de esterco bovino e cama de frango e inoculadas com nematóides das galhas (*Meloidogyne incognita* e *M. javanica*). FAV/UnB, 2009.

Tratamentos	<i>M. incognita</i> r3			<i>M. incognita</i> r1			<i>M. javanica</i>		
Testemunha	31,65	a	A	29,08	abc	A	8,89	c	B
Químico	63,31	a	A	57,50	ab	A	84,09	a	A
Frango 50%	34,48	a	A	43,59	abc	A	27,48	bc	A
Frango 100%	42,28	a	A	49,19	abc	A	45,18	ab	A
Frango 150%	33,26	a	A	58,68	a	A	50,92	ab	A
Frango 200%	46,01	a	A	44,33	abc	A	67,00	a	A
Bovino 50%	41,39	a	A	28,07	abc	A	42,84	ab	A
Bovino 100%	37,81	a	AB	19,45	c	B	46,07	ab	A
Bovino 150%	31,46	a	A	22,90	bc	A	43,03	ab	A
Bovino 200%	52,51	a	A	32,43	abc	A	57,86	ab	A

Médias seguidas da mesma letra minúscula na coluna e mesma letra maiúscula na linha não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade. Coeficientes de variação de nematóide = 3,602% e tratamento = 18,449%. Média de quatro repetições. Dados não transformados.

Tabela 3. Matéria seca (em g/planta) de plantas de alface cultivadas sob diferentes doses de esterco bovino e cama de frango e inoculadas com nematóides das galhas (*Meloidogyne incognita* e *M. javanica*). FAV/UnB, 2009.

Tratamentos	<i>M. incognita</i> r3			<i>M. incognita</i> r1			<i>M. javanica</i>		
Testemunha	2,21	a	AB	2,68	bc	A	0,68	b	B
Químico	4,78	a	A	5,42	ab	A	3,12	ab	A
Frango 50%	1,60	a	A	3,18	bc	A	2,27	ab	A
Frango 100%	3,47	a	B	7,38	a	A	3,58	a	B
Frango 150%	2,73	a	A	4,74	ab	A	3,62	a	A
Frango 200%	4,27	a	A	4,13	abc	A	4,42	a	A
Bovino 50%	2,59	a	A	1,31	c	A	1,87	ab	A
Bovino 100%	2,58	a	A	1,14	c	A	1,94	ab	A
Bovino 150%	3,33	a	A	1,09	c	A	1,64	ab	A
Bovino 200%	1,84	a	A	1,47	c	A	1,80	ab	A

Médias seguidas da mesma letra minúscula na coluna e mesma letra maiúscula na linha não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade. Coeficientes de variação de nematóide = 6,412 % e tratamento = 17,910 %. Média de quatro repetições. Dados não transformados.

A análise de regressão para peso fresco da parte aérea e os adubos orgânicos aplicados no experimento revelou alta dependência entre a produção e a adubação, independentemente da fonte de adubo utilizada (Figuras 22 e 23). Os melhores resultados foram observados com a utilização de cama de frango ($R^2=0,962$). A cama de frango apresentou teores de nitrogênio superior ao observado no esterco bovino, o que contribuiu para o aumento da produção de massa fresca. O peso seco da parte aérea para as plantas adubadas com cama de frango aumentou com o aumento das doses do adubo (Figura 24). No caso do esterco bovino não foi observada uma relação de dependência significativa entre os dois parâmetros.

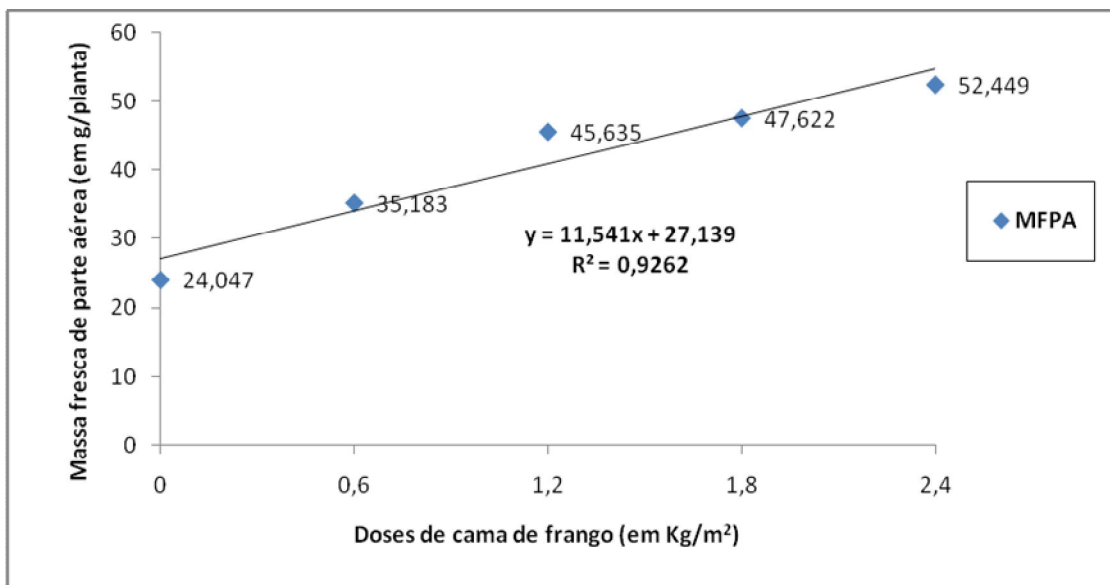


Figura 22. Massa fresca da parte aérea em função de doses de cama de frango para alface cultivar "Verônica".

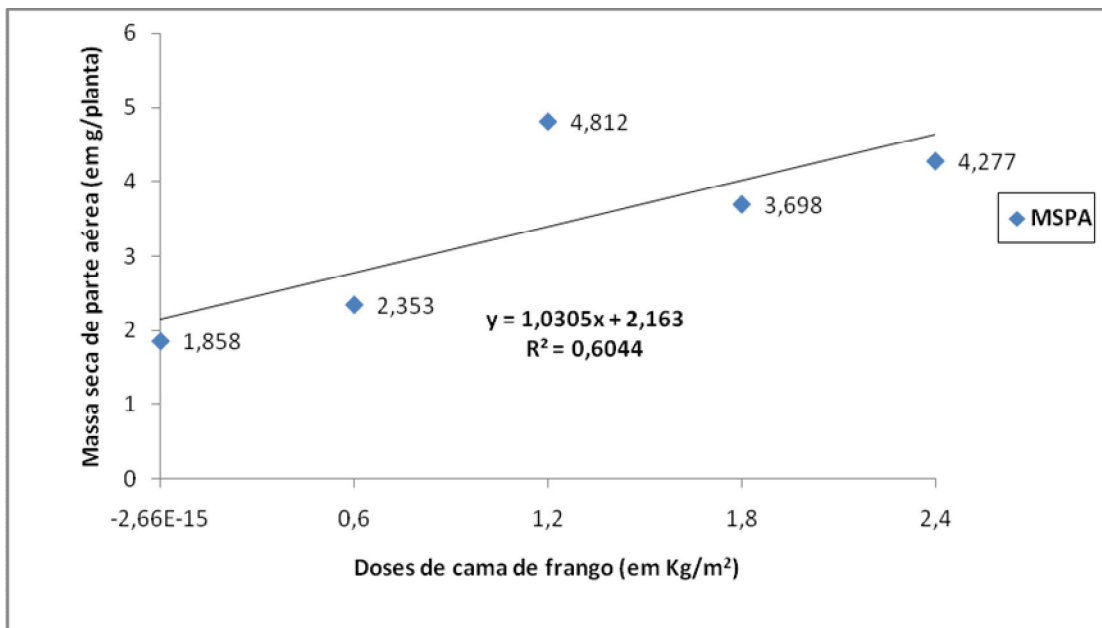


Figura 23. Massa seca da parte aérea em função de doses de cama de frango para alface cultivar “Verônica”.

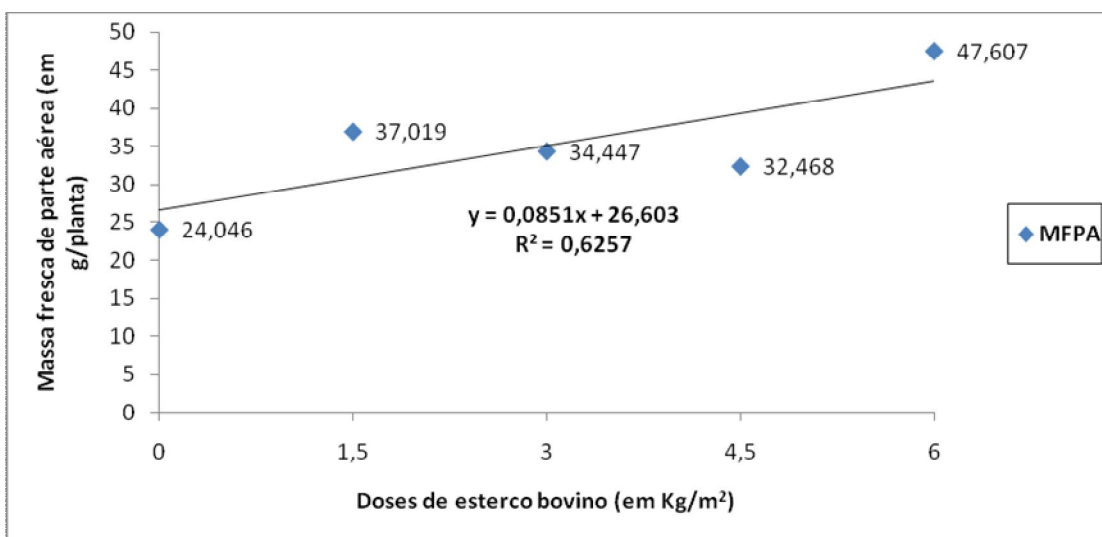


Figura 24. Massa fresca da parte aérea em função de doses de esterco bovino para alface cultivar “Verônica”.

Matéria fresca de raiz

Foi observada correlação positiva média entre peso de raiz e peso de matéria fresca e seca da parte aérea (Tabela 4). Também foi observada, embora fraca, correlação positiva entre peso fresco da raiz e número de galhas. Com a adubação ocorreu maior crescimento da raiz e conseqüentemente maior produção de matéria

fresca (Tabela 4). Uma maior abundância de raiz pode ter favorecido o desenvolvimento de nematóides. Isto provavelmente indica um aumento proporcional do tamanho da raiz devido à adubação e o tamanho da planta de alface, e também o aumento das chances de uma maior taxa de infecção por parte dos nematóides nas raízes, concordando com o observado por Ribeiro *et al* (1997), ao estudar o efeito do esterco de curral incorporado ao solo sobre a reprodução de *M. javanica* na alface, onde foi verificado um aumento no número de galhas e massa de ovos, atribuindo este fato a um possível aumento do volume de raízes disponíveis para o nematóide. Por outro lado, Abrão e Mazzafera (2001), observando os efeitos de diferentes quantidades de inoculo de *M. incognita* em algodão, verificaram que o aumento da massa de raízes pode ter sido em decorrência da presença do nematóide. Em seu experimento, foi constatado que o aumento de massa seca do sistema radicular foi proporcional ao aumento do número de ovos inoculados. Segundo Carneiro, (2000); Carneiro *et al*, (1999) e Hutangura *et al*, (1999), citados por Abrão e Mazzafera, (2001), esse aumento de massa de raízes infectadas devido o ataque de nematóides sugere que isso seria uma combinação da emissão de raízes secundárias nos pontos de penetração do nematóide e também pela formação de galha.

Não foi observado efeito dos tratamentos de adubação no peso da matéria fresca de raiz quando as alfaces foram inoculadas com *M. incognita* raça 3. Já naqueles inoculados com *M. incognita* raça 1, nota-se que o peso da raiz foi afetado principalmente pelos tratamentos com maiores doses de esterco bovino e pela testemunha (Tabela 4). No primeiro caso, provavelmente, pelo excesso na aplicação do esterco e, no segundo caso, pela ausência de qualquer nutriente, salvo aquele já presente no solo. No tratamento com *M. javanica*, foi observada uma tendência para os menores valores para peso fresco de raiz, sendo que foi observada diferença estatística significativa entre o tratamento testemunha e os demais, com exceção do tratamento químico, menor dose de cama de frango e a menor dose de esterco bovino. Estas observações sugerem, de acordo com Zimmerman e McDonough (1978), os efeitos dos nematóides nas raízes, como mudanças anatômicas, ocasionando alterações na absorção de água e por conseqüência redução na absorção de nutrientes,. Para Hunter (1958) e Hussey (1985), a redução de absorção de nutrientes pode ser conseqüência do próprio sistema radicular infectado e pelas disfunções ocasionadas pelos nematóides.

Tabela 4. Matéria fresca (em g/planta) de raiz de plantas de alface cultivadas sob diferentes doses de esterco bovino e cama de frango e inoculadas com nematóides das galhas (*Meloidogyne incognita* e *M. javanica*). FAV/UnB, 2009.

Tratamentos	<i>M. incognita</i> r3		<i>M. incognita</i> r1		<i>M. javanica</i>	
Testemunha	7,57	a A	8,26	bcde A	2,99	b B
Químico	10,01	a A	11,59	abcd A	8,48	ab A
Frango 50%	10,17	a AB	13,04	abc A	6,17	ab B
Frango 100%	8,44	a A	12,09	abcd A	9,65	a A
Frango 150%	7,84	a B	14,46	ab A	8,89	a AB
Frango 200%	13,58	a A	16,43	a A	11,87	a A
Bovino 50%	10,55	a A	5,39	de B	7,10	ab AB
Bovino 100%	9,20	a A	4,30	e B	11,23	a A
Bovino 150%	7,49	a A	6,10	cde A	9,94	a A
Bovino 200%	10,70	a A	10,39	abcde A	9,71	a A

Médias seguidas da mesma letra minúscula na coluna e mesma letra maiúscula na linha não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade. Coeficientes de variação de nematóide = 5,053 % e tratamento = 14,776 %. Média de quatro repetições. Dados não transformados.

Para peso de matéria fresca da raiz, foi observado crescimento similar sob ambos os adubos orgânicos com coeficiente de determinação muito próximos (Figuras 25 e 26). De onde se conclui que para a raiz, os adubos proporcionaram crescimento igual, possivelmente devido a limitações genéticas ou até mesmo de espaço físico, considerando que elas se desenvolveram em vasos. Tal fato, no entanto, não interferiu no maior crescimento da parte aérea de plantas adubadas com cama de frango, conforme já apresentado.

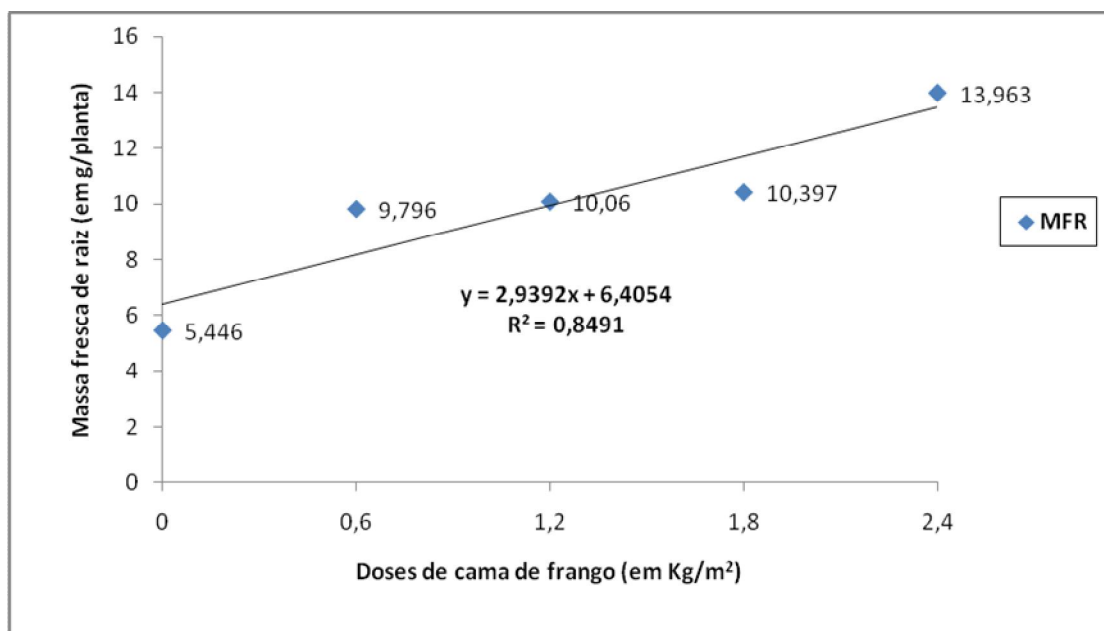


Figura 25. Massa fresca da raiz em função de doses de cama de frango para alface cultivar “Verônica”.

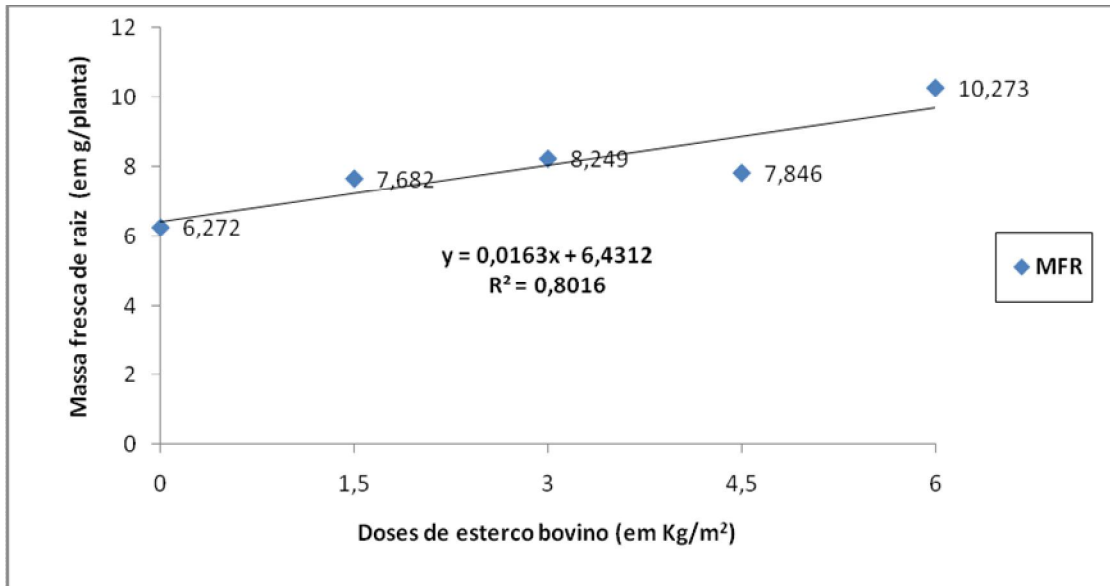


Figura 26. Massa fresca da raiz em função de doses de esterco bovino para alface cultivar “Verônica”.

Foi observado que nas parcelas com *M. incognita* raça 1, o crescimento radicular foi ligeiramente favorecido pelo esterco bovino (Figura 27), enquanto que nas plantas com *M. javanica*, o crescimento radicular foi altamente dependente das doses crescentes de esterco bovino (Figura 28). Acredita-se que a cama de frango, por possuir maior quantidade de nitrogênio e uma relação C:N mais estreita, tenha favorecido a infestação devido o aumento da atividade metabólica na zona radicular em resposta ao estresse causado pela infecção do nematóide, como observado por Abrão e Mazzafera (2001), os quais atribuem este aumento em função da intensificação da atividade da enzima redutase do nitrato nos tratamentos em que se utilizaram 5.000 ovos de *M. incognita*, promovendo uma maior emissão de raízes. Como possui menor quantidade de nitrogênio e uma maior relação C:N, o esterco bovino pode ter reduzido o ritmo de desenvolvimento da raiz, diminuindo indiretamente o desenvolvimento dos nematóides.

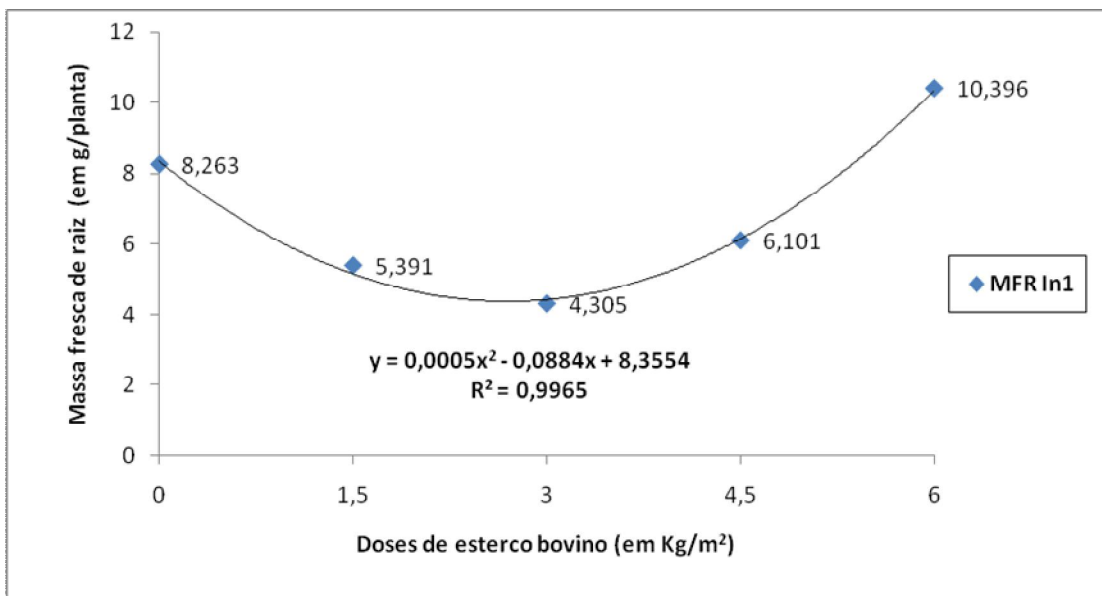


Figura 27. Massa fresca da raiz de alface cultivar “Verônica” inoculada com *M. incognita* raça 1 em função de doses de esterco bovino.

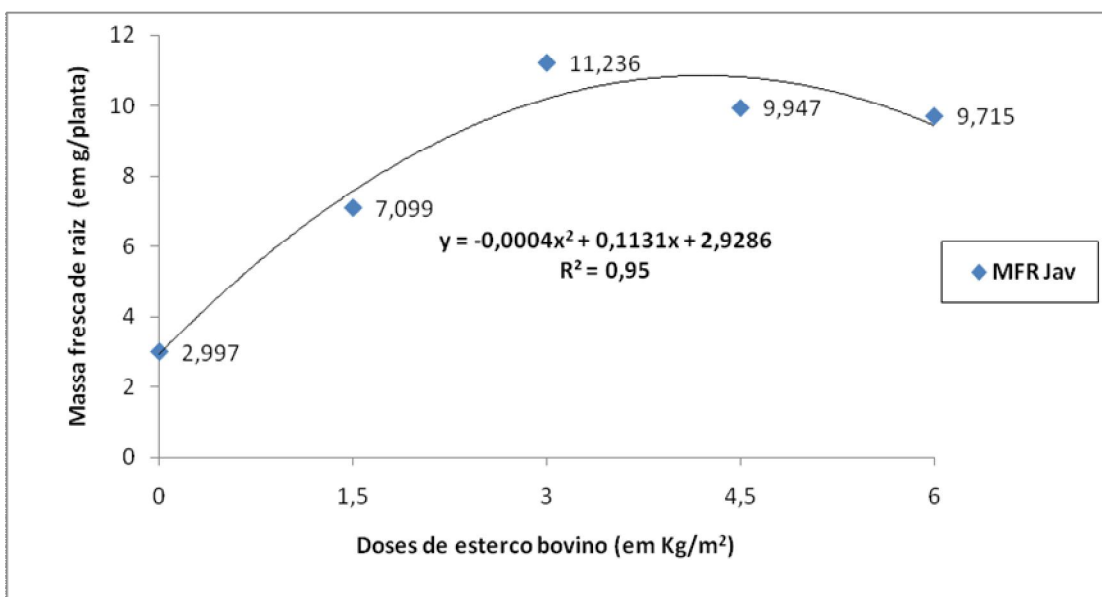


Figura 28. Massa fresca da raiz da alface cultivar “Verônica” inoculada com *M. javanica* em função de doses de esterco bovino.

Número de galhas nas raízes

Para número de galhas, verificou-se correlação média com o número de massa de ovos e número de ovos na raiz. Para os demais parâmetros, a correlação foi fraca, indicando que a quantidade de galhas presentes está relacionada com a quantidade de raízes disponíveis para os nematóides durante a infecção (Tabela 1). Quando comparado ao tratamento testemunha, foi observado dentro da mesma raça

de nematóides grande quantidade de galhas nas plantas dos tratamentos adubados com cama de frango (Tabela 5). O número de galhas foi maior nas maiores doses de cama de frango, cujos valores foram significativamente reduzidos com a aplicação de esterco bovino. Como se verificou uma tendência de plantas se desenvolverem melhor sob adubação com cama de frango (Tabela 4), apresentando maior sistema radicular, acredita-se que isso tenha favorecido ao ataque de nematóides.

Não foi observada diferença entre nematóides quando o solo não foi adubado (testemunha) e quando foram usadas diferentes doses de esterco bovino (Tabela 5). Nesses tratamentos foi observada uma tendência para os menores valores para número de galhas, principalmente naqueles em que se utilizaram as maiores doses deste adubo. Resultados semelhantes foram observados por Gomes et al (2002), estudando a influência do esterco bovino no substrato sobre a multiplicação de *Pasteuria penetrans* em tomateiro inoculado com *M. javanica*, onde os menores índices de galhas foram observados nos substratos contendo esterco de curral, os quais também diminuíram a incidência de galhas com o aumento da adubação orgânica.

Tabela 5. Número médio de galhas em raízes de alface cultivadas sob diferentes doses de esterco bovino e cama de frango e inoculadas com nematóides das galhas (*Meloidogyne incognita* e *M. javanica*). FAV/UnB, 2009.

Tratamentos	<i>M. incognita</i> r3			<i>M. incognita</i> r1			<i>M. javanica</i>		
Testemunha	85,50	ab	A	75,66	bc	AB	39,93	cd	B
Químico	101,93	a	A	53,06	cd	B	89,56	ab	AB
Frango 50%	123,93	a	A	136,06	ab	A	106,50	ab	A
Frango 100%	94,43	ab	B	154,31	a	A	105,56	ab	AB
Frango 150%	133,31	a	A	109,31	ab	A	140,25	a	A
Frango 200%	140,37	a	A	132,43	ab	A	158,37	a	A
Bovino 50%	75,00	abc	A	51,18	cd	A	57,93	bc	A
Bovino 100%	41,25	bcd	A	48,18	cde	A	59,93	bc	A
Bovino 150%	22,68	d	A	13,87	e	A	17,81	d	A
Bovino 200%	36,81	cd	A	19,18	de	A	18,81	d	A

Médias seguidas da mesma letra minúscula na coluna e mesma letra maiúscula na linha não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade. Coeficientes de variação de nematóide = 7,224 % e tratamento = 15,763 %. Média de quatro repetições. Dados não transformados.

Foi observada relação de dependência direta entre o número de galhas e as doses de cama de frango (Figura 29). O número de galhas de todas as espécies aumentou com o aumento das doses de cama de frango ($R^2=0,755$). De acordo com o ocorrido para peso fresco de raiz, provavelmente o N favoreceu indiretamente o desenvolvimento de nematóides por conta do maior desenvolvimento do sistema

radicular. Por outro lado, o número de galhas apresentou uma relação de dependência inversa com o aumento das doses de esterco bovino ($R^2=0,856$) (Figura 30). Ou seja, quanto maior a dose do esterco bovino, menor o número de galhas observado em plantas de alface. Segundo Almeida (2008), além do baixo teor de N, o esterco bovino contém populações de inimigos naturais de nematóides, provavelmente suprimindo o desenvolvimento de nematóides.

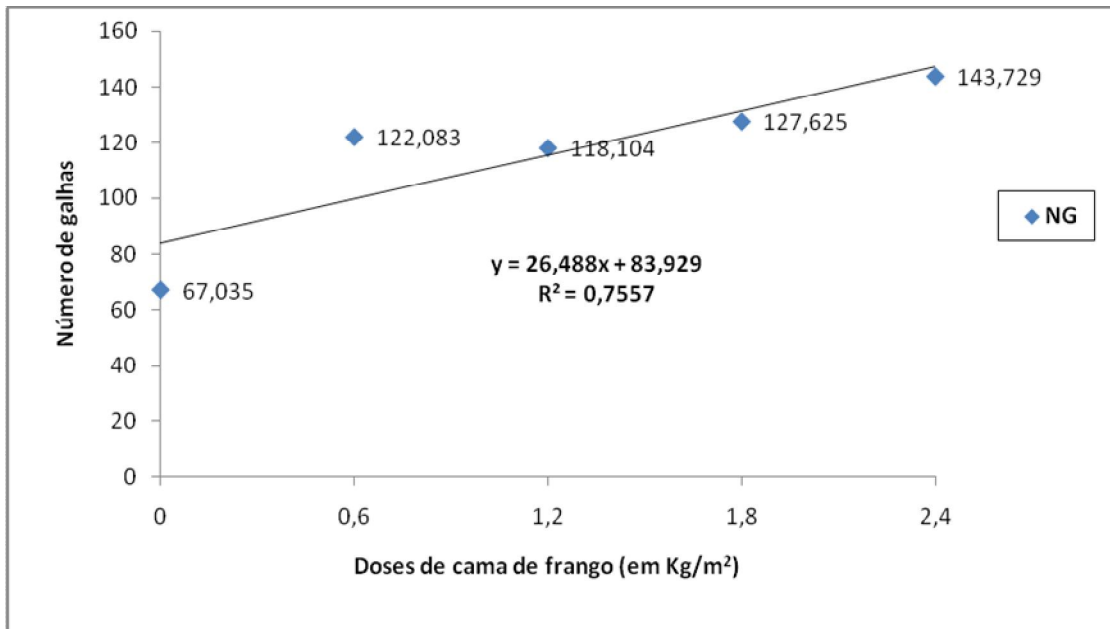


Figura 29. Número de galhas em função de doses de cama de frango para alface cultivar "Verônica".

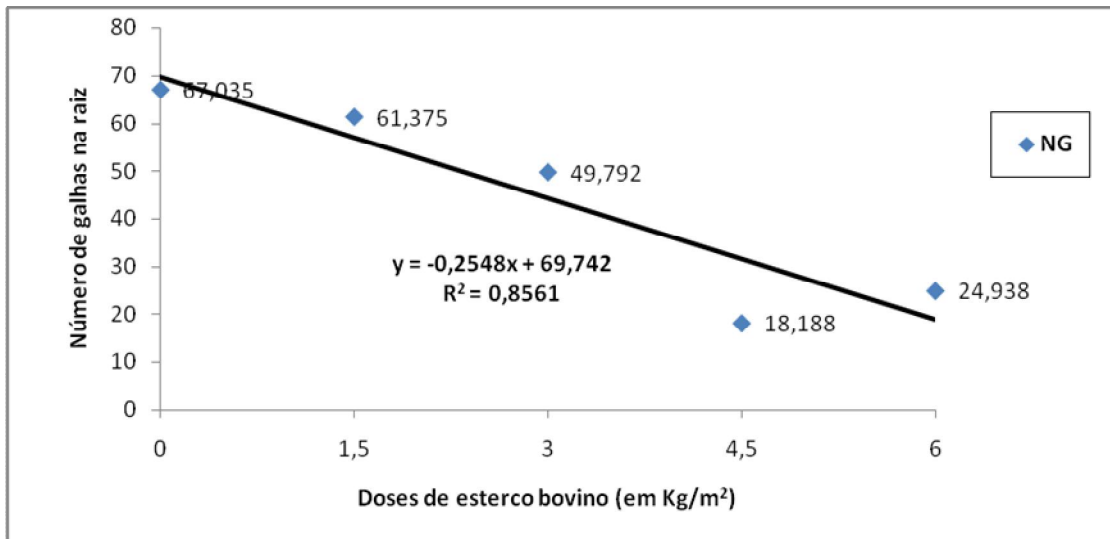


Figura 30. Número de galhas em função de doses de esterco bovino para alface cultivar "Verônica".

No caso do esterco bovino, observou-se, ainda, resposta diferenciada das espécies de nematóides quanto ao número de galhas (Figuras 31, 32 e 33). Foi observada uma relação de dependência indireta e significativa para *M. incognita* raça 1 ($R^2=0,879$). Esta espécie se mostrou mais suscetível ao esterco bovino comparada às demais, apresentando redução de galhas mais acentuada com o aumento das doses do esterco. *M. javanica*, por sua vez, embora tenha apresentado redução global no número de galhas, foi menos afetado pela adubação com esterco bovino ($R^2=0,673$), indicando ser uma espécie mais agressiva comparada às demais sob as mesmas condições. O número de galhas de *M. incognita* raça 3 também mostrou ser altamente dependente das doses de esterco bovino ($R^2=0,785$). Isto vem confirmar a maior sensibilidade de *M. incognita* às doses de esterco bovino. Os resultados de Dias *et al* (1999), avaliando o efeito de frações de esterco bovino na eclosão de juvenis de *Meloidogyne*, indicaram que o ácido húmico presente na decomposição do esterco bovino é um dos fatores da inibição da eclosão de juvenis desses nematóides.

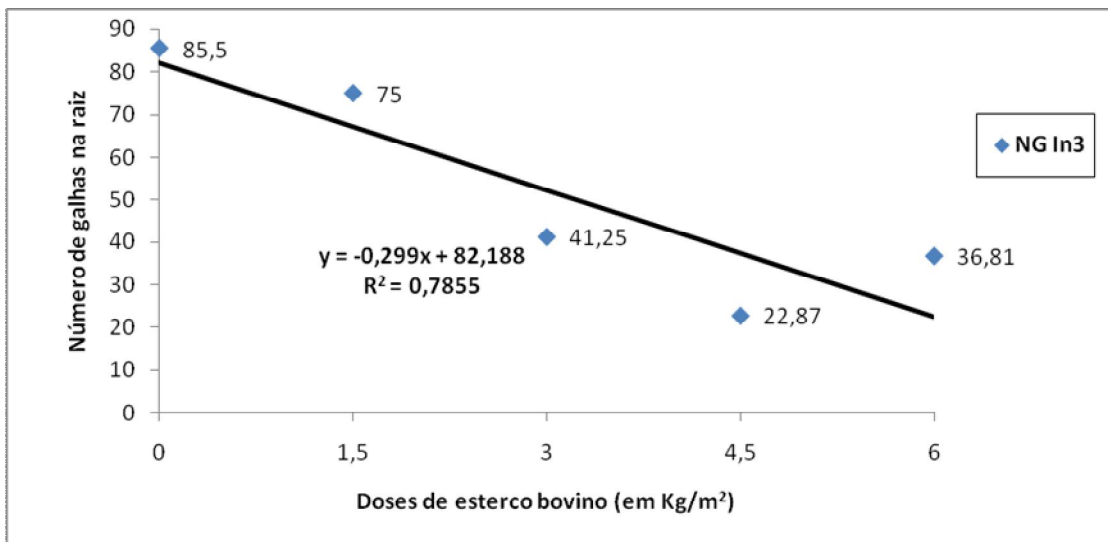


Figura 31. Número de galhas na raiz da alface cultivar “Verônica” inoculada com *M. incognita* raça 3 em função de doses de esterco bovino.

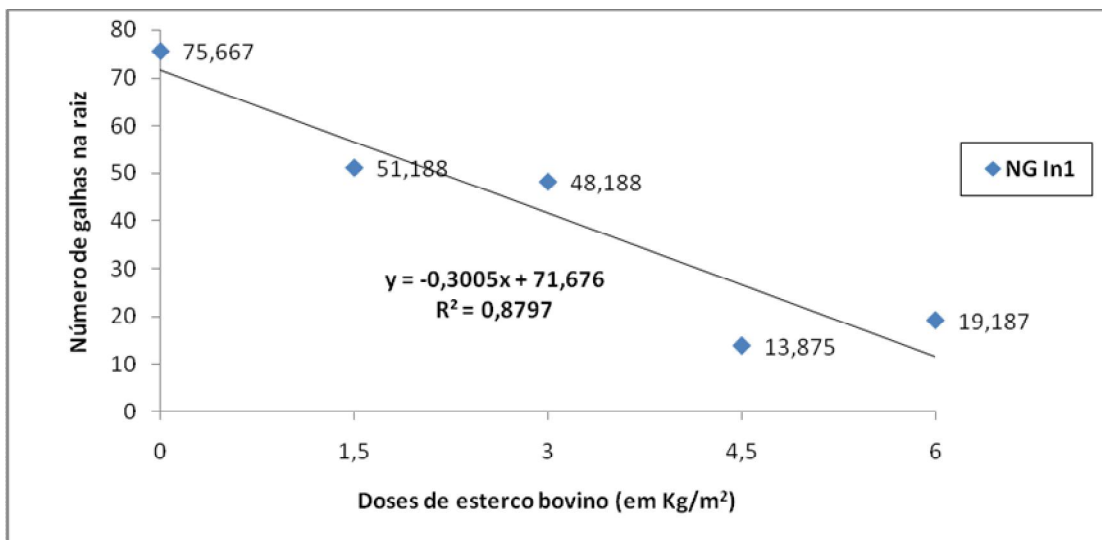


Figura 32. Número de galhas na raiz da alfaca cultivar “Verônica” inoculada com *M. incognita* raça 1 em função de doses de esterco bovino.

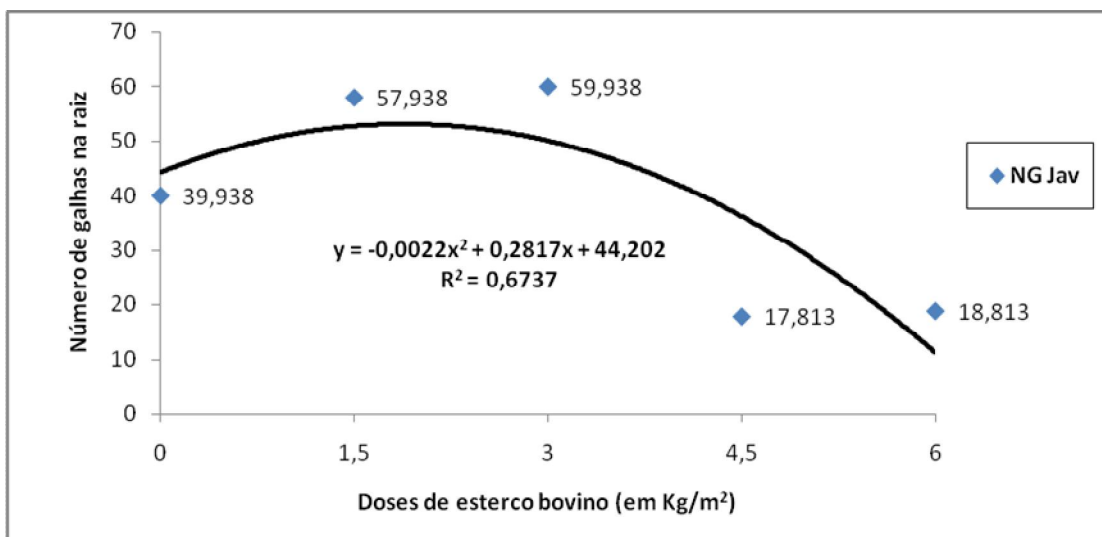


Figura 33. Número de galhas na raiz da alfaca cultivar “Verônica” inoculada com *M. javanica* em função de doses de esterco bovino.

Número de massa de ovos

Para número de massa de ovos, foi observada correlação positiva média apenas com o número de galhas na raiz. A correlação do número de massa de ovos com o peso fresco da raiz foi positiva, porém fraca e não significativa, um indicativo de que o número de massa de ovos está mais relacionado à quantidade de galhas nas raízes do que a massa fresca do sistema radicular em si (Tabela 1).

Foi observada redução no número de massa de ovos quando submetidos aos tratamentos com esterco bovino, sendo que os menores valores foram observados

na dosagem de 200% (Tabela 6). Não foi observada diferença estatística significativa entre tratamentos dentro da mesma raça e espécie, demonstrando que mesmo em baixa dosagem o esterco bovino reduz a população de nematóides, sem que com isso cause danos ao crescimento da planta e à sua produtividade (Tabela 2). Segundo Almeida (2008), isto pode ocorrer devido à elevação das populações antagonistas aos fitonematóides, como bactérias, fungos e protozoários.

Para as diferentes espécies e raças de nematóides, verificou-se que a adubação com cama de frango proporcionou resultados que diferiram estatisticamente entre si (Tabela 6). Ou seja, para *M. incognita* raças 3 e 1, foram observados os menores valores de massa de ovos em raízes. Resultados semelhantes foram observados por Dias *et al* (2000) na cultura do tomate, ao avaliar o efeito da adubação à base de cama de frango sobre a população de *M. incognita*. Em seu experimento, a autora observou uma redução deste índice nos tratamentos que utilizaram dosagens de cama de frango e água destilada na proporção de 1:1, possivelmente devido às substâncias tóxicas resultantes do processo de decomposição anaeróbica. No presente trabalho, os resultados de *M. incognita* diferiram estatisticamente daqueles observados para *M. javanica*, que foram maiores. Sob a mesma condição de adubação, *M. javanica* mostrou ser mais eficiente em infestar as raízes de alface quando comparado ao *M. incognita*, pois o uso de adubo não influenciou a redução na massa de ovos desta espécie, sendo, portanto, considerada mais agressiva para esta cultura.

Tabela 6. Número médio de massa de ovos em raízes de alface cultivadas sob diferentes doses de esterco bovino e cama de frango e inoculadas com nematóides das galhas (*Meloidogyne incognita* e *M. javanica*). FAV/UnB, 2009.

Tratamentos	<i>M. incognita</i> r3			<i>M. incognita</i> r1			<i>M. javanica</i>		
Testemunha	15,93	ab	A	17,58	abc	A	14,93	bcd	A
Químico	16,00	ab	A	20,37	abc	A	33,25	abc	A
Frango 50%	17,00	ab	B	28,06	a	AB	51,31	a	A
Frango 100%	11,06	ab	B	24,25	ab	AB	36,68	ab	A
Frango 150%	11,25	ab	B	26,56	ab	B	60,93	a	A
Frango 200%	23,93	a	B	18,56	abc	B	52,06	a	A
Bovino 50%	11,18	ab	A	9,62	abc	A	11,93	bcd	A
Bovino 100%	6,12	ab	A	9,43	abc	A	9,68	cd	A
Bovino 150%	21,56	ab	A	6,18	bc	A	5,43	d	A
Bovino 200%	3,50	b	A	3,68	c	A	6,75	d	A

Médias seguidas da mesma letra minúscula na coluna e mesma letra maiúscula na linha não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade. Coeficientes de variação de nematóide = 8,024 % e tratamento = 27,498 %. Média de quatro repetições. Dados não transformados.

Assim como o número de galhas foi favorecido pela adubação com cama de frango, o mesmo foi observado com o número de massa de ovos (Figura 34). Novamente, *M. javanica* foi favorecido diretamente e significativamente pela adubação com cama de frango, tendo quase que quadruplicado o número de massa de ovos na dosagem mais alta do adubo quando comparado ao número de massa de ovos observado na testemunha ($R^2=0,687$) (Figura 35).

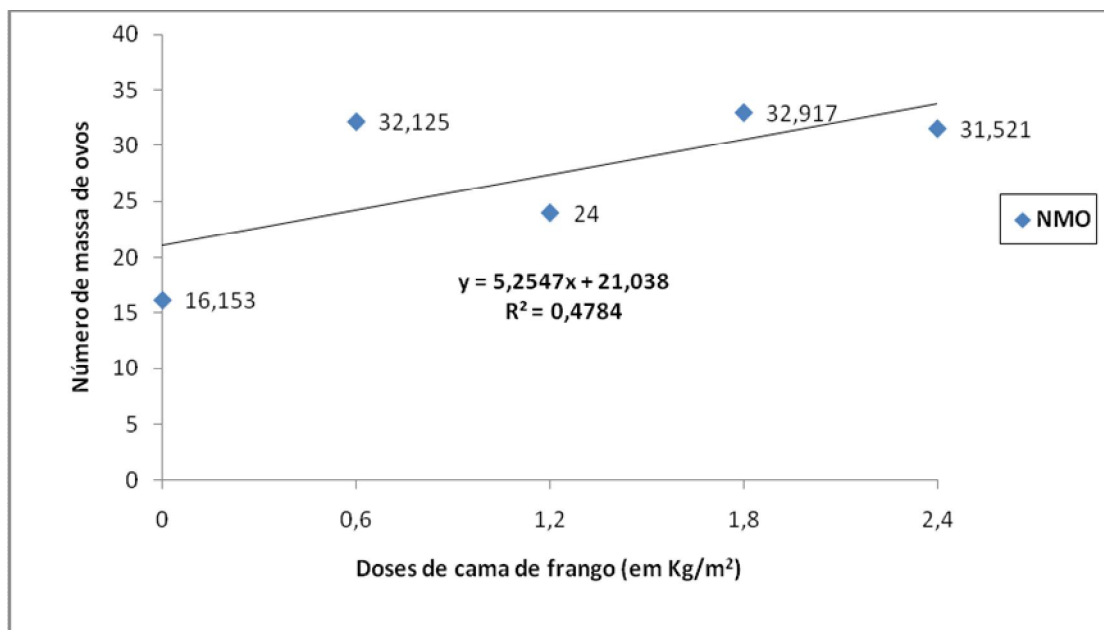


Figura 34. Número de massa de ovos em função de doses de cama de frango para alfaca cultivar "Verônica".

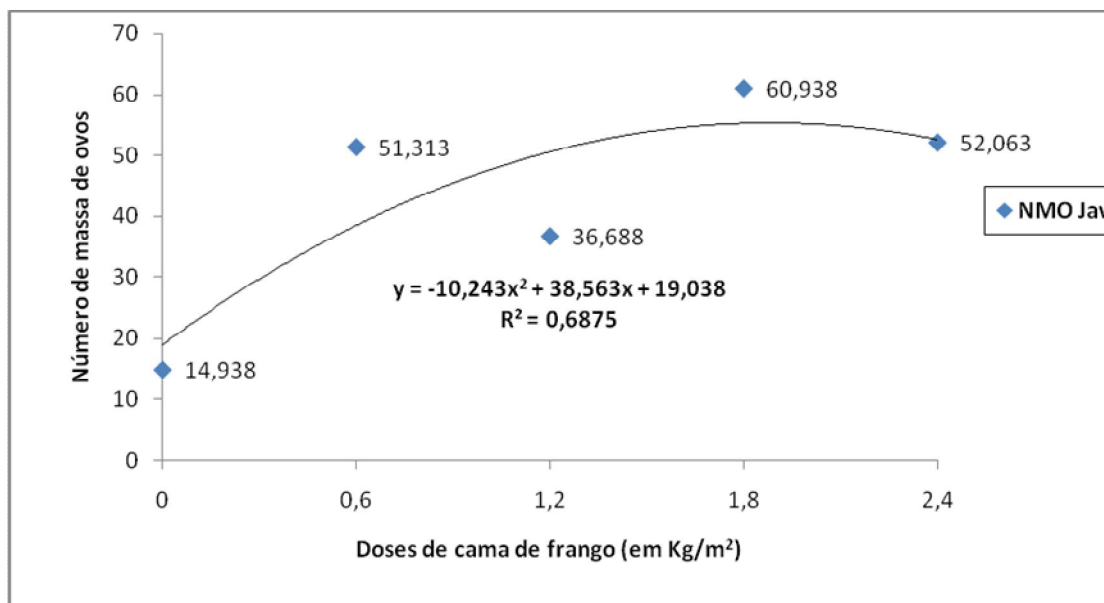


Figura 35. Número de massa de ovos na raiz da alfaca cultivar "Verônica" inoculada com *M. javanica* em função de doses de cama de frango.

Da mesma forma que o esterco bovino reduziu o número de galhas em raízes de alface, também foi observada redução significativa do número de massa de ovos ($R^2 = 0,934$), observando-se uma alta relação de dependência indireta entre massa de ovos e esterco bovino (Figura 36), resultado que corrobora com o observado por Dias *et al* (1999) citado anteriormente para número de galhas e a observação feita por Almeida (2008) sobre a ação supressiva de organismos predadores de fitonematóides presentes no esterco bovino.

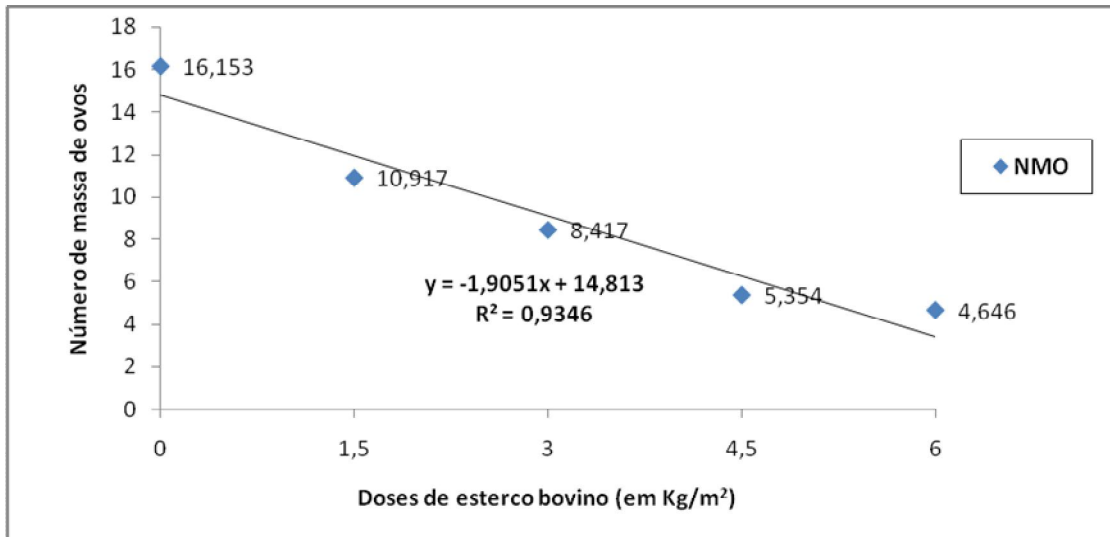


Figura 36. Número de massa de ovos em função de doses de esterco bovino para alface cultivar "Verônica".

Número de ovos em raízes

Foi observada forte correlação positiva entre o número de ovos e o número de massa de ovos, indicando que o número de massa de ovos pode ser um indicativo confiável da reprodução do nematóide no sistema radicular da planta, o que facilitaria os trabalhos de observação em nível de campo (Tabela 1). Não houve efeito dos tratamentos de adubação no número de ovos em raízes de alface para *M. incognita* raça 3 (Tabela 7). Para *M. incognita* raça 1, houve efeito dos tratamentos no número de ovos em raízes e os menores valores foram observados nas maiores dosagens de esterco bovino. Para *M. javanica*, também, foi observado efeito do tratamento no número de ovos em raízes. Foi observada significativa redução nas parcelas adubadas com esterco bovino em qualquer dosagem. Os tratamentos com adubação química e cama de frango a 200% proporcionaram os maiores valores de número de ovos em raízes. Isso, possivelmente, tenha ocorrido em função do maior

desenvolvimento do sistema radicular e em função da maior quantidade N presente no solo. Este é um macronutriente essencial para o desenvolvimento das plantas. Sua disponibilidade influencia a taxa de divisão celular, a expansão celular, a fotossíntese, entre outros efeitos (Sinclair e Horie, 1989). Apesar da provável redução da absorção deste nutriente em plantas infectadas por nematóides, Hunter (1958) observou que folhas cloróticas em plantas de tomate infectadas por *M. incognita* raça 1 apresentaram conteúdo normal de N, P, Ca, Mg e Fe. O conteúdo de Cu não foi afetado. Dropkin e King (1956) e Bergerson (1966) não detectaram alteração no transporte de N e K em plantas de tomate infectadas por *M. incognita*.

Tabela 7. Número médio de ovos em raízes de alface cultivadas sob diferentes doses de esterco bovino e cama de frango e inoculadas com nematóides das galhas (*Meloidogyne incognita* e *M. javanica*). FAV/UnB, 2009.

Tratamentos	<i>M. incognita</i> r3			<i>M. incognita</i> r1			<i>M. javanica</i>		
Testemunha	580,50	a	A	358,04	abc	A	568,50	bc	A
Químico	291,25	a	B	782,25	ab	B	2235,00	a	A
Frango 50%	505,00	a	B	755,00	ab	AB	1436,25	ab	A
Frango 100%	191,75	a	C	686,25	ab	B	1777,25	a	A
Frango 150%	481,75	a	B	797,62	a	B	1716,75	a	A
Frango 200%	480,75	a	B	543,75	abc	B	2206,37	a	A
Bovino 50%	462,00	a	A	149,75	bc	A	490,25	bc	A
Bovino 100%	218,50	a	A	353,12	abc	A	356,75	c	A
Bovino 150%	368,12	a	A	103,25	c	A	236,50	c	A
Bovino 200%	79,75	a	A	93,00	c	A	220,58	c	A

Médias seguidas da mesma letra minúscula na coluna e mesma letra maiúscula na linha não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade. Coeficientes de variação de nematóide = 7,837 % e tratamento = 29,987 %. Média de quatro repetições. Dados não transformados.

Assim como foi observada forte correlação entre número de massa de ovos e número de ovos, também no caso da análise de regressão foi observada alta relação de dependência entre o número de ovos e doses de cama de frango ($R^2=0,797$) (Figura 37). A produção de ovos pelo nematóide *M. javanica* foi altamente influenciada pelas doses mais altas de cama de frango ($R^2=0,851$) (Figura 38). Como citado anteriormente, o estresse causado pela presença do nematóide pode provocar um aumento no sistema radicular nos pontos de penetração do nematóide e nas regiões de formação de galha, conseqüentemente aumentando a quantidade de massa de ovos e de número de ovos.

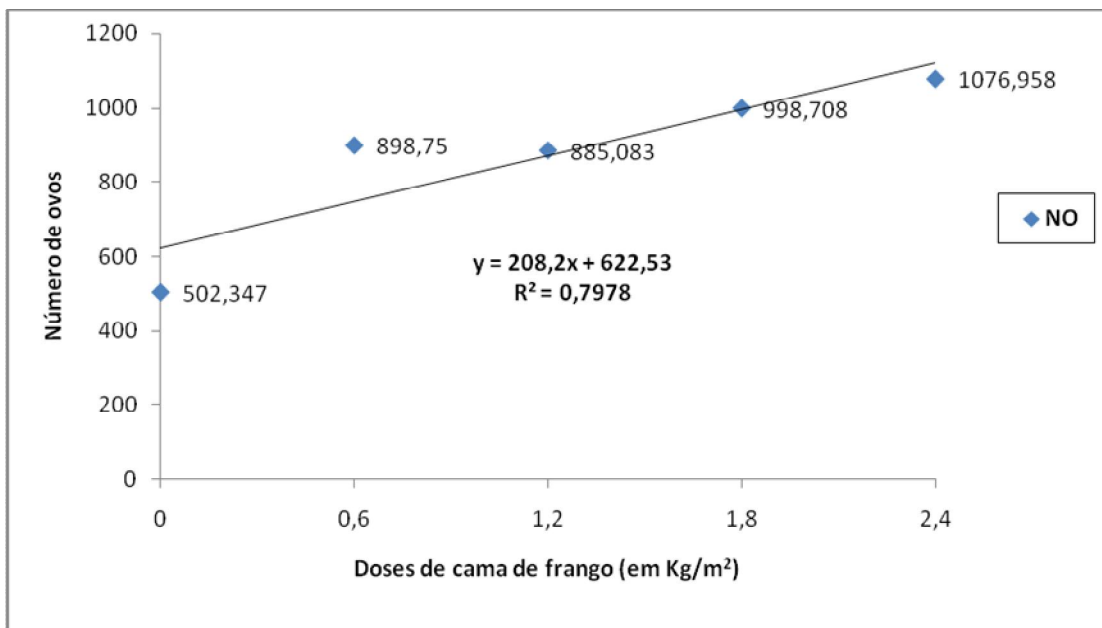


Figura 37. Número de ovos em função de doses de cama de frango para alfaca cultivar "Verônica".

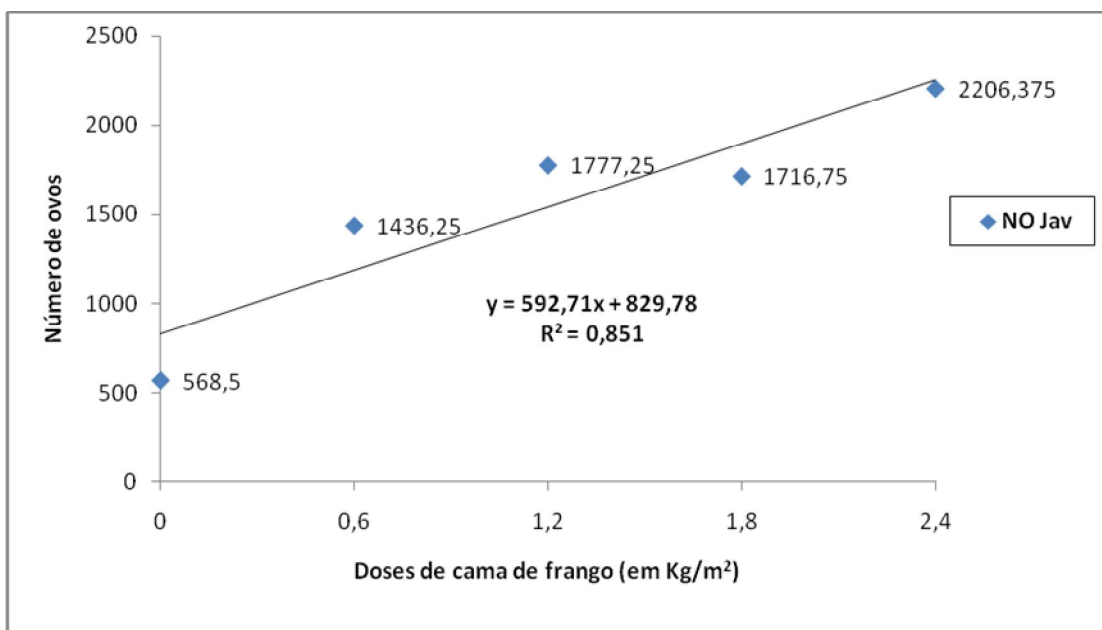


Figura 38. Número de ovos na raiz da alfaca cultivar "Verônica" inoculada com *M. javanica* em função de doses de cama de frango.

A mesma interpretação cabe para o efeito do esterco bovino no número de ovos nas raízes de alfaca. O esterco bovino reduziu de forma significativa o número de massa de ovos o que refletiu na redução do número de ovos observados na raiz ($R^2=0,981$) (Figura 39). Embora, no caso da análise de regressão, não tenha sido observada interação entre a adubação com esterco bovino e as espécies de

nematóides, a análise deixa claro a alta dependência entre o número de ovos e a adubação com esterco, indicando, de acordo com o observado para o efeito do esterco bovino nos demais parâmetros avaliados, uma ação possivelmente supressora do esterco bovino sobre os nematóides.

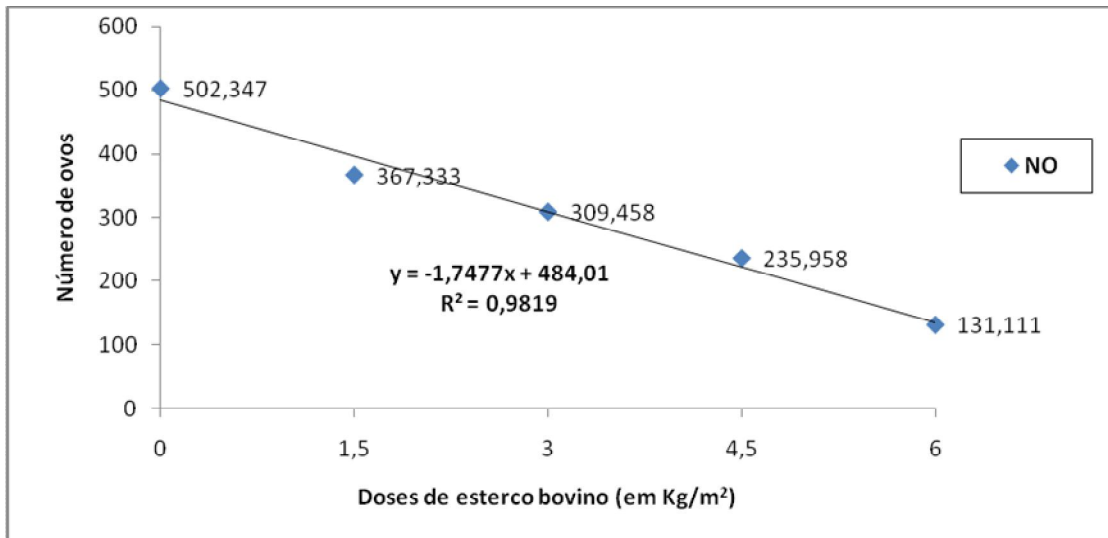


Figura 39. Correlação entre número de ovos e doses de esterco bovino para alface cultivar "Verônica".

Fator de reprodução

De acordo com os resultados obtidos para fator de reprodução (FR), todos os tratamentos apresentaram valores menores que 1 (Tabela 8), demonstrando que as plantas de alface normalmente suscetíveis aos ataques foram tolerantes. Isso vem de encontro ao observado no trabalho de Sharma *et al* (2000), onde plantas bem nutridas são capazes de se tornar tolerantes ao ataques de nematóides, sem que com isso ocorra perda de produtividade. Esta conclusão tem como base o que foi estabelecido por Taylor e Sasser (1978). Para os autores, fator de reprodução menor que 1 indica planta resistente, maior que 1, planta suscetível, valores próximos ou iguais a 1 devem ser interpretados como plantas moderadamente resistentes ou moderadamente suscetíveis. Plantas adubadas com esterco bovino, de maneira geral, apresentaram os menores valores para FR, indicando que este tipo de adubo apresenta efeito diferenciado sobre a capacidade de infestação dos nematóides.

Tabela 8. Valores médios de número total de ovos (Pf) e do fator de reprodução (FR) de nematóides das galhas (*Meloidogyne incognita* e *M. javanica*) obtidos de plantas de alface cultivadas sob diferentes doses de esterco bovino e cama de frango. FAV/UnB, 2009.

Tratamentos	<i>M. incognita</i> r3		<i>M. incognita</i> r1		<i>M. javanica</i>	
	Pf	FR*	Pf	FR	Pf	FR
Testemunha	580,50 a	0,1161	358,04 abc	0,0716	568,50 bc	0,1137
Químico	291,25 a	0,0583	782,25 ab	0,1565	2235,00 a	0,4470
Frango 50%	505,00 a	0,1010	755,00 ab	0,1510	1436,25 ab	0,2873
Frango 100%	191,75 a	0,0384	686,25 ab	0,1373	1777,25 a	0,3555
Frango 150%	481,75 a	0,0964	797,62 a	0,1595	1716,75 a	0,3434
Frango 200%	480,75 a	0,0962	543,75 bc	0,1088	2206,37 a	0,4413
Bovino 50%	462,00 a	0,0924	149,75 bc	0,0300	490,25 bc	0,0981
Bovino 100%	218,50 a	0,0437	353,12 abc	0,0706	356,75 c	0,0714
Bovino 150%	368,12 a	0,0736	103,25 c	0,0207	236,50 c	0,0473
Bovino 200%	79,75 a	0,0160	93,00 c	0,0186	220,58 c	0,0441

Médias seguidas da mesma letra minúscula na coluna e mesma letra maiúscula na linha não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade. *FR = Fator de Reprodução [População Final (Pf) /População inicial (Pi)]. Coeficientes de variação de nematóide = 7,837 % e tratamento = 29,987 %. Média de quatro repetições. Dados não transformados.

7. CONCLUSÃO

O nematóide *Meloidogyne javanica* se mostrou menos afetado, em suas características biológicas, pelos adubos utilizados. De acordo com os resultados obtidos para esta espécie, e utilizando a primeira derivada das equações de regressão, uma adubação com esterco bovino com 4,5 kg/m² seria eficiente tanto para controle do nematóide como para aumento da produtividade da cultura da alface. *Meloidogyne incognita* raças 1 e 3, por outro lado, se mostraram mais suscetíveis e mais sensíveis ao esterco bovino, um indicativo de que esse esterco possa apresentar efeito supressivo sobre essa espécie. Para estas raças de *M. incognita*, a dose de esterco bovino recomendada seria de 3,0 kg/m². Esta dose também atenderia a demanda da cultura com relação à produtividade.

Para todas as espécies foi observado Fator de Reprodução inferior a 1, indicando que embora a alface seja suscetível ao nematóide das galhas, a prática de adubação do solo fez com elas se comportassem como tolerantes.

Portanto, deve-se levar em consideração que sendo necessária a adubação, a utilização de esterco bovino poderá contribuir para o manejo mais sustentável de nematóides das galhas em alface.

8. REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

- ABRAO, M. M.; MAZZAFERA, PAULO. **Efeitos do nível de inóculo de *Meloidogyne incognita* em algodoeiro**. Bragantia, Campinas, v. 60, n. 1, 2001 . Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0006-870520010001000003&lng=en&nrm=iso>. Acesso em: 27 Mar. 2009.
- AGÊNCIA BRASIL. **Embrapa estuda bactéria para o controle biológico de nematóides**. Disponível em <http://www.radiobras.gov.br/ct/2000/materia_271000_1.htm> com acesso em 24 de Novembro de 2007.
- AGRIOS, G. N. **Plant Pathology**. 4nd ed. London. Academic Press. 1997.
- AKHTAR, M.; MAHMOOD, I., 1994. **Potentiality of phytochemicals in nematode control: a review**. Bioresource Technology 47, pp. 189–201
- ALMEIDA, E. J. ***Meloidogyne mayaguensis* – O Nematóide da Goiabeira**. 2008. Disponível em <http://www.todafruta.com.br/todafruta/mostra_conteudo.asp?conteudo=18272> com acesso em 16 de Fevereiro de 2009.
- BADRA, T., SALEH, M.A. & OTEIFA, B.A. **Nematicidal activity and composition of some organic fertilizers and amendments**. Revue Nématologie 2:29-36. 1979.
- BERGERSON, G.B. **Mobilization of minerals to the infection site of root-knot nematodes**. Phytopathology, St. Paul, v.56, p.1287-1289, 1966.
- BONETI, J. I. S.; FERRAZ, S. **Modificação do método de Hussey e Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* do cafeeiro**. Fitopatologia Brasileira, Brasília, v.6, n.3, p.553, out. 1981.
- CARNEIRO, R.G. **Efeitos de *Meloidogyne incognita* raça 3 e *M. javanica* sobre a absorção e translocação de nitrogênio, fósforo e cálcio e sobre a partição de carbono em cultivares de soja**. Piracicaba, 2000. 96p. Tese (Doutorado em Fitopatologia) - ESALQ/Universidade de São Paulo.
- CARNEIRO, R.G.; FERRAZ, L.C.C.B.; MAZZAFERA, P. **Carbon partitioning in soybean infected with *Meloidogyne incognita* and *M. javanica***. Journal of Nematology, Lake Alfred, v.31, p.348-355, 1999.
- CASTRO, A. G. **Defensivos agrícolas como um fator ecológico**. CNPDA (Documento 6), Jaguariúna, 20 p. 1989.

CEASA. **Alface.** Disponível em <http://www.ceasacampinas.com.br/servico_padronizacao.php?pagina=alface> com acesso em 20 de Agosto de 2008.

CEASA. **Boletim de produtos agrícolas.** Núcleo de Estatísticas e Informação de Mercado. Julho de 2008. Disponível em <<http://www.ceasa-df.org.br/mercado.htm>> com acesso em 20 de Agosto de 2008.

CHARCHAR, J. M.; HUANG, C. S. **Sobrevivência de *Pratylenchus brachyus* em fragmentos de raízes de capim gordura (*Melinis minutiflora* Beauv.).** Fitopatologia Brasileira, Brasília, v. 16, n.1, p. 22-25, 1991.

CHEN, S; MACDONALD, H; KURLE, J.E; REYNOLDS, D. A. **The Soybean Cyst Nematode.** University of Minnesota. 2001.

COFCEWICZ, E. T.; MEDEIROS, A. B.; CARNEIRO, R. M. D. G.; PIEROBOM, C.R. **Interação dos fungos micorrízicos arbusculares *Glomus etunicatum* e *Gigaspora margarita* e o nematóide das galhas *Meloidogyne javanica* em tomateiro.** Fitopatologia brasileira, v.26, p. 65-70. 2001.

COIMBRA, R. **Notas de Fitoterapia.** 1ª ed. 1941

DEVAY, J. 1992. **La solarización del suelo parece demasiado bella... pero funciona.** In : Chile Agrícola 17 (177) : 129.132.

DEVRAJAN, K.; SEENIVASAN, N. **Biochemical changes in banana roots due to *Meloidogyne incognita* infected with *Paecilomyces lilacinus*.** Current Nematology. V.13, n.1. p.1-5.2002.

DIAS, C. R.; RIBEIRO: R. C. F.; FERRAZ, S.; VIDA, J. B. **Efeito de frações de esterco bovino na eclosão de juvenis de *Meloidogyne incognita*.** Nematologia Brasileira 23(2): 34-39. 1999

DIAS, CR.; D.P. EZEQUIEL, A.V. SCHWAN & S. FERRAZ. 2000. **Efeito da adubação à base de esterco de galinha poedeira sobre a população de *Meloidogyne incognita* no solo.** Nematologia Brasileira, v. 24 n.1 p. 59-63, 2000.

DROPKIN, V.H.; KING, R.C. **Studies on plant parasitic nematodes homogeneously labeled with radiophosphorus.** Experimental Parasitology, Duluth, v.5, p.269-480, 1956.

DUNN, R. A. **Soil Organic Matter, Green Manures and Cover Crops For Nematode Management.** University of Florida. IFAS Extension. 1994.

EMBRAPA. CENARGEN. **Controle Biológico**. Disponível em <<http://www.cenargen.embrapa.br/conbio/conbio.html>> com acesso em 24 de novembro de 2007.

EMBRAPA. CNPH. **Doenças e métodos de controle**. In: Sistema de Produção de Cebola (*Allium cepa* L). 2004. Disponível em: <<http://www.cnph.embrapa.br/sistprod/cebola/doencas.htm>> com Acesso em 11 de Novembro de 2007.

EMBRAPA. CNPH. **Nematóides em Hortaliças**. In: CHARCHAR, J.M. Circular Técnica n. 18, 12 p. 1999.

EMBRAPA. CNPMA. **Tecnologias substituem brometo de metila na agricultura**. Janeiro de 2007. Disponível em <http://www.portaldoagrovit.com.br/agro/meio_ambiente/gas_brometo_de_metila.pdf> com acesso em 22 de Dezembro de 2008.

FIORINI, C. V. A.; GOMES, L.A.A.; MALUF, W.R.; FIORINI, I.V.A.; DUARTE, R.P.F.; LICURSI, V. **Avaliação de populações F2 de alface quanto à resistência aos nematóides**. Horticultura Brasileira, Brasília, v.23, n.2, p.299-302, abr-jun 2005.

FONSECA, J. M. O GORGULHO. **Boletim Informativo sobre Biodiversidade Agrícola**. Colher para semear – Rede Portuguesa de Variedades Tradicionais. Ano 4 . nº5 pág. 13. 2007.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION (FAO) of the United Nations; National Agricultural. Statistics Service, USDA. **World Fresh Lettuce Production**. 2005

GAMLIEL A; AUSTERWEIL M; KRITZMAN G. 2000. **Non-chemical approach to soilborne pest management— organic amendments**. Crop Protection, 19: 847-853

GHINI, R. Alternativas para substituir o brometo de metila na agricultura. **Summa Phytopathologica**, V.27, n.1, p.162, 2001.

GHINI, R. **Desinfestação do solo com o uso de energia solar: solarização e coletor solar**. Jaguariúna: Embrapa-CNPMA, 1997. 29 p. (Embrapa-CNPMA. Circular Técnica, 1).

GHINI, R. **Solarização do solo**. Embrapa Meio Ambiente. Jaguariúna, Setembro de 2001. P 1-4.

GOMES, C. B.; GRASSI, L. F.; FERRAZ, S.; D'ARC, R. L. O. ; VIEIRA, R, S. Influência do esterco bovino no substrato sobre a multiplicação de *Pasteuria penetrans* em tomateiro. **Nematologia brasileira**. 2002, vol. 26, no1, pp. 59-65.

GONZALEZ, A.; CANTO-SAENZ, M. 1993. **Comparison of five organic amendments for the control of *Globodera pallida* in microplots in Peru.** *Nematologica*, 23(2): 133-139

GUERRA, N.B. & LIVERA, A.V.S. Correlação entre o perfil sensorial e determinações físicas e químicas do abacaxi cv. pérola. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Cruz das Almas, v.21,n.1,p.32-35, abril 1999.

HUNTER, A.H. **Nutrient absorption and translocation of phosphorus as influenced by the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* e *M. acrita*.** *Soil Science*, Baltimore, v.86, p.245-250, 1958.

HUSSEY, R.S. **Host-parasite relationships and associated physiological changes.** In: SASSER, J.N.; CARTER, C.C. **An advanced treatise on *Meloidogyne: biology and control*.** Raleigh: North Carolina State University, 1985. p.143-153.

HUTANGURA, P.; MATHESIUS, U.; JONES, M.G.K.; ROLFE B.G. **Auxin induction is a trigger for root gall formation caused by root-knot nematodes in white clover and is associated with the activation of the flavonoid pathway.** *Australian Journal of Plant Physiology*, Melbourne, v.26, p.221-231, 1999.

IBGE. **Censo Agropecuário: Brasil, 1996.** Disponível em: <<http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/tabela/protabl.asp?z=t&o=1&i=P>> com acesso em 20 de Agosto de 2008.

JARVIS, W. R. **Managing diseases in greenhouse crops.** St. Paul. APS Press. 1993.

JATALA, P.; KALTENBACH, R.; BOWNGEL, M. **Biological control of *Meloidogyne incognita acrita* and *Globodera pallida* on potatoes.** *J. Nematol.* V. 11, p. 303, 1979.

JENKINS, W. R. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. *Plant disease reporter*, n. 48, 692p. 1964.

JONATHAN, E.I.; RAJENDRAN, G. **Biocontrol potential of the parasitic fungus *Paecilomyces lilacinus* against the root knot nematode *Meloidogyne incognita* in banana.** *J. Biol. Control.* V.14, p. 67-69. 2001.

KATAN, J.; GREENBERGER, A.; ALON, H.; GRINSTEIN, A. **Solar heating by polyethylene mulching for the control of diseases caused by soil-born pathogens**. Phytopathology n. 66, p. 683-688. 1976.

KERRY, B. **Plant Nematode Problems and their Control in the Near East Region (FAO Plant Production and Protection Paper)** 144 p. November 1992.

KIMATI, H.; GIMENES-FERNANDES, N.; SOAVE, J.; KUROZAWA, C.; BRIGNANI NETO, F.; BETTIOL, W. **Guia de fungicidas agrícolas**. v.2. Grupo Paulista de Fitopatologia. 2. ed. Jaboticabal, 225p. 1997.

LOPES, C.A. & QUEZADO-DUVAL. **Doenças da alface**. Circular Técnica da Embrapa Hortaliças N° 14, 1998. 20 p.

LORDELLO, L. G. E. **Nematóides das plantas cultivadas**. Nobel: São Paulo, 1984.

MAKISHIMA, N. **Cultivo de Hortaliças**. Brasília: CNPq, 1992. 26 p

MALUF, W. R. **Produção de hortaliças I**. Lavras: UFLA, 2001, 70 p.

NETSCHER, C; SIKORA, R. A. **Nematodeparasites of vegetables**. In: LUC, M.; SIKORA, R. A., BRIDGE, J (Ed.). Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. Wallingford: CAB International, 1990. p. 237-283.

OOSTENBRINK, M., 1966. **Major characteristics of the relation between nematodes and plants**. Med. Landbouwhogeschool, Wageningen, 66:3-46.

PEACOCK, F. C. **The development of a technique for studying the host-parasite relationships of the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* under controlled conditions**. Nematologica 4:43-55. 1959.

PEET, M. **Nematode Management in: Sustainable Practices for Vegetable Production in the South**. 2001. Disponível em <http://www.ncsu.edu/sustainable/IPM/nematodes/c06nemat.html> com acesso em 24 de Outubro de 2007.

PEREIRA, J. C., ZAMBOLIM, L., VALE, F. X. R. & CHAVES, G.M. **Compostos orgânicos no controle de doenças de plantas**. Revisão Anual de patologia de Plantas n. 4 p. 353-380. 1996.

PINTO, A. F. A.; MORAIS, A. F. P. Solarização do solo: um contributo para a sua aplicabilidade em Cabo Verde. **Millenium on line**. IPV, n.8, out. 1997. Disponível em < www.ipv.pt/millenium/esf8_solo.htm > com acesso em 15 de fevereiro de 2009.

REIS, N. V. B; CHARCHAR, J. M. CARRIJO, O. A. **Efeito de solarização sobre a produção de tomate de mesa e de indústria em uma estufa modelo capela**. PA n° 38, p 1-5, Dezembro 1999.

RIBEIRO, R. C. F.; CHARCHAR, J. M.; CARRIJO, O. A. Controle de *Meloidogyne javanica* em alface por meio de compostos orgânicos. **Fitopatologia Brasileira**, v. 23, n. 1, p. 42-44, 1998.

RIBEIRO, R. C. F.; MIZOBUTSI, E. H. SILVA, D. G.; PEREIRA, J. C. R. ZAMBOLIM, L. **Controle de *Meloidogyne javanica* em alface por meio de compostos orgânicos**. *Fitopatologia Brasileira*. v. 23, n. 1., p. 42-44. 1997

RICCI MSF; ALMEIDA DL; FERNANDES MCA; RIBEIRO RLD; CATANHEIDE MCS. 2000. **Efeitos da solarização do solo na densidade populacional da tiririca e na produtividade de hortaliças sob manejo orgânico**. *Pesquisa agropecuária Brasileira* 35: 2175-2179.

RODRÍGUEZ-KÁBANA, R., KOKALIS-BURELLE, N., ROBERTSON, D.G., KING, P.S. & WELLS, L. W. **Rotations with coastal bermudagrass, cotton, and bahiagrass for management of *Meloidogyne arenaria* and southern blight in peanut**. *Journal of Nematology*, n.26, p.665-668. 1994.

SALEH, H.; SIKORA, R. A. **Relationship between *Glomus fasciculatum* root colonization of cotton and its effect on *Meloidogyne incognita***. *Nematologica*. V.30, p.230-237. 1984.

SANGUINETTI, E. E. **Plantas que curam por Emmanuel Sanguinetti**. Porto Alegre. Rigel, 208 p. 1989.

SANTOS, C. D. G.; CARVALHO, S. L. F; SILVA, M. C. L. **Solarização do solo em sacos plásticos para o controle dos nematóides das galhas, *Meloidogyne incognita* e *M. javanica***. *Revista Ciência Agronômica*, v.37, n.3, p. 350-356, 2006.

SARDANELLI, S. **Plant-Parasitic Nematode Management on Vegetable Crops in Maryland**. Plant Nematology Laboratory Director. University of Maryland College Park. Fact Sheet 838.

SEVERINO, G.M.; LUZ, J. M. Q.; SANTOS, M. A.; MARCUZZO, K.V.; PINHEIRO, J. B. **Desenvolvimento de *Meloidogyne javanica* em diferentes sistemas de produção de mudas de alface (*Lactuca sativa* L.)**. *Horticultura Brasileira*, v. 20, n. 2 julho 2002.

SHARMA, R. D.; SILVA, J. E.; RESCK, D. V. S.; GOMES, A.C. Dinâmica de população de fitonematóides em solo tratado com lodo de esgoto em cultivos de milho. **Nematologia Brasileira**, v. 24, n.1, p.37-40, 2000.

- SILVA, G.S.; SANTOS, J. M; FERRAZ, S. **Novo método de coloração de ootecas de *Meloidogyne* spp.** In: Congresso Brasileiro de Nematologia, XII. Resumos, P. 7. 1988
- SILVA, M. G. **Efeito da solarização e da adubação do solo sobre artrópodes, nematóides, atributos do solo e na produtividade de alface em cultivo protegido.** Brasília: Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, 136 p, 2006. (Dissertação de Mestrado).
- SILVEIRA, A.P.D. **Micorrizas.** In: CARDOSO, E.J.B.N.; TSAI, S.M. & NEVES, M.C.P., eds. Microbiologia do solo. Campinas, Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, p. 257-282, 1992.
- SINCLAIR, T.R.; HORIE, T. **Leaf nitrogen, photosynthesis, and crop radiation use efficiency: a review.** Crop Science, Madison, v.29, p.90-98, 1989.
- SOUZA, R.M.; M.S. NOGUEIRA; LM. LIMA; M. MELARATO & CM. DOLINSKI. **Manejo do nematóide das Galhas da goiabeira em São João da Barra (RJ) e relato de novos hospedeiros.** Nematologia Brasileira, Brasília, v. 30 n.2, p. 165-169, 2006.
- STAPLETON JJ; DEVAY JE. **Response of phytoparasitic and free-living nematodes to soil solarization and 1,3-Dichloropropene in California.** Phytopathology, n.73 p. 1429-1436. 1983.
- STAPLETON JJ; DEVAY JE.. **Soil solarization: a non-chemical approach for management of plant pathogens and pests.** Crop Protection, n. 5 p.190-198. 1986
- STEOLO, G.A; MAZO, M. S.; OLIVEIRA, J.C.C; MALUF W.R. **Construa você mesmo sua estufa tipo arco.** Boletim Técnico de Hortaliças n.55. Lavras, 2000. Disponível em: <<http://www2.ufla.br/~wrmaluf/bth055/bth055.html>> com acesso em: 15 de fevereiro de 2009
- TAYLOR, A.L.; SASSER, J.N. **Biology identification and control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* species).** Raleigh: North Carolina State University Graphics, 1978. 111p.
- TAYLOR, A.L; SASSER, J. N.; NELSON, L.A. **Relationships of climate and soil characteristics to geographical distribution of *Meloidogyne* species in agriculture soils.** Washington: North Carolina State University Graphics. 65p, 1982.

- TIVELLI, S. W. **Manejo do ambiente em cultivo protegido**. In: Goto, R. & Tivelli, S.W. (Org.) Produção de hortaliças em ambiente protegido: condições subtropicais. Botucatu. UNESP. p.15- 30. 1998.
- TORRES, G. R. C.; PEDROSA, E. M. R.; SIQUEIRA, K. M. S.; MOURA, R. M. ***Pratylenchus brachyurus* on *Cucumis melo* in Brazil**. Fitopatologia Brasileira, 2004, vol.29, n. 6, ISSN 0100-4158.
- VIDA, J. B., KUROZAWA, C., ESTRADA, K. R. F. S. & SANTOS, H.S. **Manejo fitossanitário em cultivo protegido**. In: Goto, R. & Tivelli, S.W. (Eds.) Produção de hortaliças em ambiente protegido: condições subtropicais. Botucatu. UNESP. 1998. pp.53-104.
- VIDA, J. B., MACIEL, S. L. & NUNES, W. M. C. **Maior severidade de *Meloidogyne spp.* na cultura do pepino em estufas plásticas**. Fitopatologia Brasileira 17:183. 1992. (Resumo).
- VIDA, J. B.; ZAMBOLIM, L.; TESSMAN, D. J.; BRANDÃO FILHO, J.U.T.; VERZIGNASSI, J. R.; CAIXETA, M. P. **Manejo de doenças de plantas em cultivo protegido**. Fitopatologia Brasileira, v.29, n. 4, p. 355-372, 2004.
- VOVLAS, N. et al. **Pathogenicity of the root-knot nematode *Meloidogyne hapla* on potato**. Plant pathology 54: 657-664, 2005.
- WILCKEN, S. R. S.; GARCIA, M. J. De M.; SILVA, N. da. **Reprodução de *Meloidogyne incognita* raça 2 em diferentes cultivares de alface (*Lactuca sativa* L.)**. Arq. Inst. Biol., São Paulo, v.71, n.3, p.379-381, jul./set., 2004
- WILCKEN, S. R. S.; GARCIA, M. J. De M.; SILVA, N. da. **Resistência do alface tipo americana à *Meloidogyne incognita* Raça 2**. Nematologia Brasileira, v. 29, n.2 p.267-271, 2005.
- ZAMBOLIM, L., COSTA, H., LOPES, C. A. & VALE, F. X. R. **Doenças de hortaliças em cultivo protegido**. In: Zambolim, L., Vale, F. X. R., Costa, H. (Eds.) Controle de doenças de plantas-hortaliças. v.1. Viçosa. Universidade Federal de Viçosa. 2000. pp.373-407.
- ZAMBOLIM, L.; ZUPPI, M.; SANTIAGO, T. **O Que Engenheiros Agrônomos Devem Saber para Orientar Uso de Produtos Fitossanitários**. Universidade Federal de Viçosa. 464 p., 2008.
- ZIMMERMAN, M.H.; McDONOUGH, J. **Disfunction in the flow of food**. In: Horsfall, J.G.; Cowling, E.B. (Eds.). Plant disease: an advanced treatise. New York: Academic Press, 1978. v.3, p.117-140.