# Manejo alternativo de nematoides de galha (*Meloidogyne incognita*) em feijoeiro (*Phaseolus vulgaris*)

FERNANDO GONÇALVES BORGES[1*]; ANDRÉ GUSTAVO BATTISTUS[1]; MÔNICA ANGHINONI MÜLLER[1]; THAÍSA MURIEL MIORANZA[1]; ODAIR JOSÉ KUHN[1]

[1]Centro de Ciências Agrárias, Universidade Estadual do Oeste do Paraná - UNIOESTE, Rua Pernambuco 1777,CEP 85960-000, Marechal Cândido Rondon/PR. Autor para correspondência: fernando_gborges@hotmail.com

## RESUMO

As doenças do feijoeiro têm sido responsáveis por grandes perdas na produtividade. Os nematoides de galhas do gênero *Meloidogyne* têm se destacado nos últimos anos, especialmente em regiões produtoras de soja. Assim, o trabalho teve por objetivo avaliar o potencial de indução de resistência por *Trichoderma* e extratos de plantas comparados com o produto químico terbufós e água no controle de nematoides de galhas. Mil formas infestantes J2 foram inoculadas junto ao sistema radicular de cada planta. A avaliação ocorreu 60 dias após a inoculação. O uso de terbufós foi eficiente, porém com toda a carga de impacto ambiental.'Os tratamentos alternativos de aplicação de *Trichoderma* ao solo e incorporação de folhas de crotalaria ao solo exerceram os maiores efeitos na redução da severidade da doença e do patógeno em condições de casa de vegetação.
**Palavras-chave**: crotalaria, trichoderma, terbufós.

## ABSTRACT

**Alternative management of root-knot nematodes (*Meloidogyne incognita*) in beans (*Phaseolus vulgaris*)**

The bean diseases have been responsible for major yield losses. The root-knot caused by the nematode *Meloidogyne* have been highlighted in recent years, especially in the soybean growing regions. Thus the aim of this study was to evaluate the potential of induction of resistance by *Trichoderma* and plant extracts compared with chemical terbufos and water in controlling nematode galls. Thousand nematode larvae J2 were inoculated in the root system of each plant. The evaluation took place 60 days after inoculation. The use of terbufos was efficient, but with the entire load of environmental impact. Alternative treatments of applying *Trichoderma* to the soil and incorporation of crotalaria leaves in the ground exerted the greatest effect in reducing the severity of disease and pathogen in greenhouse conditions.
**Keywords**: crotalaria, *Trichoderma*, terbufós.

## INTRODUÇÃO

Devido a boa adaptação do gênero *Phaseolus* às mais variadas condições edafoclimáticas brasileiras (YOKOYAMA et al.,1996), Brasil é o maior produtor mundial, com produção média anual de 3,5 milhões de toneladas (IBGE, 2012). Embora a produção seja elevada, os cultivos estão continuamente sujeitos ao ataque de patógenos, causando diversas doenças e consequentemente perdas.

Dentre as principais doenças, destacam-se o crestamento bacteriano comum, a antracnose, o mofo branco e o mosaico dourado do feijoeiro são consideradas as mais destrutivas (BIANCHINI et al., 2005), no entanto, no oeste paranaense devido ao cultivo de soja os

Trabalho selecionado durante a VI Semana de Ciências Agrárias (VI SECIAGRA), realizada de 01 a 03/10/2012

nematoides de galhas têm aumentado significativamente, tornando-se a maior preocupação dos agricultores.

O nematoide de galha pertence à família Heteroderidae, sendo organismos tubulares alongados de conformação fusiforme com o corpo dividido em cabeça, pescoço, tronco e cauda,constituído pelo sistema nervoso central e periférico e suas trocas gasosas ocorrem por difusão.Apresentam sexos separados e sua reprodução se dá por meio de anfimixia ou partenocarpia (FERRAZ & MONTEIRO, 1995).

A fêmea do *Meloidogyne* penetra na radicela estabelecendo o parasitismo e formando células nutridoras tornando-se sedentária, em cerca de três a quatro semanas deposita os ovos na raiz (FERRAZ & MONTEIRO 1995).

Os sintomas na cultura do feijoeiro apresentam-se em reboleiras com crescimento reduzido das plantas e folhas com bordos queimados, má formação do sistema radicular com redução do volume, descolamento cortical, raízes digitadas, rachaduras, menor eficiência na absorção de água e nutrientes, reduzindo o porte lateral de raízes e formação de galhas. A consequência destes sintomas é a baixa produtividade. (PAULA JUNIOR & ZAMBOLIM, 2006).

O controle de fitonematóides é uma prática muito difícil, visto que a utilização de produtos fitossanitários é inviável para áreas de campo e altamente persistente no ambiente.O uso de variedades resistentes é desaconselhável pela presença de diferentes espécies e raças de nematoides, tornando um fator limitante (FERRAZ & VALLE, 2001)devido a diferentes fatores de reprodução que cada variedade apresenta em relação a diferentes raças e espécies.

O manejo cultural feito através de rotação de culturas para verão/inverno apresentaram menores fatores de reprodução de nematoides (CARNEIRO et al., 1998), cultivares resistentes associado a rotação de culturas, é uma prática recomendada na Região Oeste do Paraná (FURLANETTO et al., 2008), quebrando o ciclo do nematoide devido a redução da disponibilidade de alimento para o mesmo.

A utilização do controle biológico com intuito de manipular o ambiente para obter um solo equilibrado pode exercer efeito de supressividade, sendo que quanto maior e mais variada à população microbiana, aumentam as chances ao sucesso. (GHINI & BETTIOL, 1995).

A ativação das defesas das plantas pode ocorrer a partir da elicitação por compostos presentes em extratos de plantas, preparações de leveduras, exopolisacarídeos bacterianos, rizobactérias promotoras de crescimento, fungos promotores de crescimento (KUHN et al. 2006), fungos do gênero *Trichoderma* (BIGIRIMANA et al., 1997; DE MEYER et al., 1998; HOWEL et al., 2000) e ainda raças não virulentas do patógeno, além do próprio patógeno inativado pelo calor (KUHN et al., 2006). Pode-se ainda utilizar eliciadores químicos ou físicos, como silício (Si), ácido salicílico (AS), ácido D-L-aminobutírico (BABA), quitosana, cloreto férrico, fosfato de potássio dibásico, acibenzolar-S-metil (ASM), ácido 2,6-dicloroisonicotínico (INA), fosfato de potássio monobásico, ácido jasmônico (AJ), metil jasmonato (MeJa), sacarina, ácidos graxos ou luz em comprimentos de onda específicos (KUHN et al., 2006)

O feijoeiro tem sido estudado quanto à capacidade de se induzir resistência contra fungos (BIGIRIMANA & HÖFTE, 2002; CAMPOS et al., 2003; IRITI & FAORO, 2003), bactérias (SOARES & MARINGONI, 2002) e vírus (GÁLIS et al., 2004), utilizando-se para isto, indutores bióticos, como rizobactérias (BIGIRIMANA & HÖFTE, 2002), *Trichoderma* (BRUNNER et al. 2005), patógeno avirulento (XUE et al., 1998) ou indutores abióticos, como o ASM (BIGIRIMANA & HÖFTE, 2002; SOARES & MARINGONI, 2002; IRITI & FAORO, 2003).

Por muitos anos o gênero *Trichoderma* foi estudado quanto sua capacidade de atacar e controlar fungos fitopatogênicos como *Rhizoctonia*, *Fusarium* e *Sclerotinia*, abordando nas pesquisas todos os possíveis mecanismos de ação direta contra patógenos. Possivelmente o primeiro trabalho focando indução de resistência em plantas por fungos do gênero *Trichoderma* foi publicado em 1997 por Bigirimana e colaboradores (HARMAN et al., 2004). A grande maioria dos fungos do gênero *Trichoderma* apresenta a capacidade de colonizar algum lugar

específico da rizosfera, no entanto alguns isolados denominados rizosfera-competentes apresentam a característica de colonizar toda a rizosfera, algumas vezes semelhante à maneira como parasitam outros fungos e com a capacidade de penetrar nas primeiras camadas de células das plantas tornando-se endofíticos (HARMAN et al., 2004). Esta interação pode interferir no sistema defensivo das plantas proporcionando a ativação de genes de resistência elevando seu estado de resistência.

O controle dos nematoides de galhas tem sido efetuado principalmente pelo uso de rotação de culturas, técnica que é vista com desinteresse por parte do agricultor, especialmente por ser obrigado a cultivar sua terra com culturas que não lhe darão retorno imediato. Neste sentido, o uso de agentes de controle biológico como *Trichoderma*, leveduras e o uso de plantas inibidoras, pode ser alternativa favorável, podendo se utilizar desde produtos comercialmente disponíveis, além do que, a aplicação não requer maiores investimentos do que a tecnologia comumente utilizada para aplicação de fungicidas em partes aéreas ou tratamento de sementes para diversas culturas.

Na mesma vertente de manejo agroecológico, o emprego da adubação verde em cultivos de produção orgânica é uma importante técnica para o controle de fitonematoides, pois utiliza os exsudatos e extratos para um manejo sustentável (RITZINGER & FANCELLI, 2006).

O uso de plantas antagonistas na cobertura do solo na forma de folhas frescas ou secas, extratos foliares aplicados ao solo, exsudatos radiculares, pó-de-serra, cobertura de sementes com extratos ou óleo, pó de semente para aplicação no solo e tratamento de raízes de plantas por mergulho em extratos foliares, além de fixar nitrogênio da atmosfera, todas fornecem expressivos volumes de matéria orgânica, aumentam atividade tóxica, melhorando assim as características gerais do solo (FERRAZ & FREITAS, 2008).

Segundo GARRIDO et al. (2008) extrato da matéria fresca da parte aérea de crotalaria e incorporação desta ao solo inibiu a infecção em mudas de tomateiro, portanto o plantio da crotalaria demostrou ser eficiente no controle de fitonematoides no solo.

Outro aspecto importante que justifica essa pesquisa é a condição ambiental da Região Oeste paranaense,que apresenta solos de alta fertilidade natural e grande produção de grãos, baseada na aplicação de produtos químicos, que têm contribuído para o aumento do impacto ambiental na região. Por outro lado, agricultores que se propõem a trabalhar a agricultura em sistemas orgânicos têm aumentado a cada ano, gerando uma demanda por pesquisa em manejo agroecológico como no atual estudo. Assim o uso de *Trichoderma*, levedura e plantas inibidoras podem vir a tornarem-sealternativas ecologicamente corretas disponíveis para agricultores proporcionando a melhoria da qualidade dos produtos e da vida de pequenos agricultores agroecológicos.

Portanto, este estudo buscou verificar a indução de resistência em feijoeiro contra *M. incognita* a partir do uso de *Trichoderma* e incorporação de plantas inibidorasvia tratamento de semente e aplicação aérea avaliando crescimento e produtividade do feijoeiro.

## MATERIAL E MÉTODOS

O delineamento experimental foi em blocos ao acaso, com quatro repetições para cada tratamento, sendo os tratamentos: 1- incorporação ao solo de folhas de crotalaria (50 g); 2- extrato aquoso de crotalaria a 10% aplicado ao solo (50 mL); 3- aplicação foliar de extrato de crotalaria a 10% (até o ponto de escorrimento); 4- aplicação de *Trichoderma* ao solo (50 mL $1x10^4$esporos $mL^{-1}$); 5- aplicação foliar de suspensão de esporos de *Trichoderma* (suspensão $1x10^4$esporos $mL^{-1}$ até o ponto de escorrimento); 6- químico (terbufós 0,975 mg ingrediente ativo $dm^{-3}$); 7- testemunha inoculada com nematoides; 8- testemunha absoluta,sem a inoculação de nematóides,totalizando 32 parcelas experimentais. Os tratamentos foram efetuados antes do plantio para o tratamento do solo, e para o tratamento foliar a aplicação foi executada no aparecimento do primeiro trifólio.

Seis sementes de feijão (cultivar IPR Tiziu)foram semeadas em vasos de 8 L (parcela experimental) contendo mistura de solo, areia e matéria orgânica (2:1:2) autoclavado e mantido em casa de vegetação. Aos sete dias após a emergência foi efetuado raleio, mantendo apenas duas plantas por vaso.

O ensaio recebeu adubação uniforme de 15mg $dm^{-3}$ de N na base e 22,5 mg $dm^{-3}$ de N em cobertura, 45mg $dm^{-3}$ de $P_2O_5$ e 25mg.$dm^{-3}$ de $K_2O$. As plantas foram tutoradas com o auxílio de haste de bambu fixada ao centro do vaso.

Para extração e quantificação de *M. incognita*, cinco gramas de raízes de feijoeiro infestadas foram trituradas em liquidificador com solução de hipoclorito de sódio 0,5%, conforme a metodologia de extração de Bonetti & Ferraz (1981). O triturado foi submetido à peneira de 48 mesh sobre peneira de 400 Mesh, onde o resíduo proveniente da peneira de 400 meshfoi recolhido em tubos de centrífuga com o auxílio de um pissete com água.

A solução foi centrifugado a 3000 rpm por 5 minutos e o sobrenadante descartado.O precipitado foi homogeneizado em solução de sacarose (densidade de 1,15 g $cm^{-3}$), centrifugado a 2000 rpm por 1 minuto e o sobrenadante passado em peneira de 400 Mesh. O resíduo da peneira de 400 mesh foi recolhido em béquer e um mililitro dessa solução foi depositado em lâmina de Peters para a contagem de formas infestantes J2.

Mil formas infestantes J2 foram inoculadas junto ao sistema radicular de cada planta aos 10 dias. A avaliação ocorreu sessenta dias após a inoculação.

A altura de planta foi determinada com o auxilio de régua graduada, mensurando a distância entre o colo da planta junto ao solo e seu ápice. Após, a parte aérea era destacada do sistema radicular e seca em estufa a 65 °C durante 72 horas para compor o dado de massa seca da parte aérea. O comprimento de raízes foi determinado a partir da lavagem do sistema radicular e a mensuração da distância desde o colo da planta até o ápice da raiz. Após, as raízes foram submergidas em proveta parcialmente preenchida com água, e a diferença entre os valores resultou no volume de raiz, expresso em $cm^{-3}$.

As raízes de cada planta foram lavadas, secas em papel absorvente e em seguida foi determinado o número de galhas no sistema radicular do feijoeiro. Após a contagem do número de galhas, o sistema radicular foi triturado no liquidificador com água em baixa rotação. Em seguida, a suspensão resultante foi passada nas peneiras de 48 Mesh sobre peneira de 400 Mesh e o material retido na peneira de 400 Mesh foi recolhido em béquer. O conteúdo do béquer foi transferido para um balão volumétrico e o volume ajustado para um litro. O número de ovos e J2 por sistema radicular foram determinados com auxílio de lâmina de contagem de Peters.

A extração de *M. incognita*do solo foi realizada em alíquotas de 100 $cm^3$ de solo, pelo método do peneiramento (peneiras de 48 Mesh sobre 400 Mesh) e centrifugação em solução de sacarose com densidade de 1,15 g $cm^{-3}$(JENKINS, 1964). Os J2 ficaram retidos na peneira de 400 Mesh foram transferidos para placa de Petri para quantificação em microscópio estereoscópico.

A partir dos dados do número de ovos e juvenis presentes no solo e no sistema radicular das plantas de feijoeiro submetidas aos tratamentos foi determinado o fator de reprodução (FR=Pf/Pi), representado pela relação entre o número de ovos por sistema radicular somados aos J2 encontrados no solo (Pf) e o número de ovos utilizados no inóculo (Pi).

Os resultados obtidos foram analisados estatisticamente com auxílio do programa SISVAR, versão 4.2 (FERREIRA, 2003). As médias foram comparadas pelo teste Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

## RESULTADOS E DISCUSSÃO

De acordo com altura de planta (Tabela 1), só houve influencia pelo uso de terbufós. Já o volume radicular foi reduzido pela presença dos nematoides, mas o uso de terbufós ou o uso de incorporação de crotalaria favoreceu a manutenção do volume radicular, igualando-se às plantas

que cresceram na ausência de nematoides. O crescimento radicular não apresentou diferença estatística.

**TABELA 1.** Altura de planta, crescimento radicular, volume de raiz, e massa seca de parte aérea, em função do uso de incorporação de folhas de crotalaria ao solo (1), tratamento do solo com extrato de folhas de crotalaria a 10% (2), inoculação de *Trichoderma* sp. ao solo (3), aplicação de extrato de folhas de crotalaria (10%) via foliar (4), aplicação de suspenção de esporos de *Trichoderma* sp. via foliar (5), aplicação de terbufós na superfície do solo (6), testemunha inoculada com nematóides (7) e testemunha absoluta (8).

| TRATAMENTOS | Altura de planta (cm) | | Crescimento radicular (cm) | Volume de raiz | | Massa seca de parte aérea | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|
| 1 | 83,5 | ab | 37,5 | 77,0 | a | 102,9 | a |
| 2 | 102,5 | ab | 47,2 | 47,5 | ab | 43,5 | c |
| 3 | 97,0 | ab | 39,7 | 55,0 | ab | 42,7 | c |
| 4 | 90,5 | ab | 41,8 | 51,2 | ab | 43,8 | c |
| 5 | 82,0 | b | 49,0 | 50,0 | ab | 43,9 | c |
| 6 | 140,2 | a | 48,3 | 85,0 | a | 73,5 | b |
| 7 | 78,7 | b | 35,3 | 31,2 | b | 37,1 | c |
| 8 | 133,7 | ab | 47,0 | 78,7 | a | 76,2 | b |
| Média | 101,0 | | $43,2^{ns}$ | 59,4 | | 57,9 | |
| CV(%) | 24,5 | | 18,3 | 31,9 | | 10,3 | |

Letras minúsculas dentro da mesma coluna diferem pelo teste de tukey a 5% de probabilidade.$^{ns}$ não significativo ao teste de tukey a 5% de probabilidade.

Quanto à massa seca de parte aérea, a incorporação de folhas de crotalaria ao solo apresentou superioridade em relação aos outros tratamentos estudados, assim como para o volume de raiz. Isso pode ser atribuído à decomposição das folhas, proporcionando liberação de compostos que ficaram disponíveis as plantas de feijoeiro. Ambrosano et al. (2009) dizem que a decomposição de adubos verdes, entre eles a crotalaria, é mais acelerada em solos de textura média, como é o caso do substrato utilizado (mistura de solo, areia e matéria orgânica na proporção 2:1:2) em cada parcela experimental.

Já na Tabela 2 o número de juvenis no solo foi reduzido por todos os tratamentos na seguinte ordem de eficiência terbufós (85,6%), extrato aquoso de crotalaria (47,5%), *Trichoderma* aplicado ao solo(43%), incorporação de folhas de crotalaria ao solo(42,8%), aplicação de *Trichoderma* via foliar (41%) e aplicação de extrato de crotalaria via foliar(38,7%).

O terbufós é um produto hidrofóbico em formulação pó seco para aplicação no solo apresentando um efeito residual de 20 a 60 dias. É inibidor da acetilcolinesterase, exercendo sua atividade paralisando os impulsos nervosos do alvo. Por ser de aplicação direta ao solo, age de duas maneiras distintas: atingindo diretamente o alvo via solo, ou, via sistêmica atingindo o nematoide quando suga a raiz em que o produto se translocou.

Portanto, atribui-se o fato da alta eficiênca do terbufós por ser um tratamento de solo, já presente e propriamente distribuído no volume dos vasos, exercendo efeito sobre os nematoides desde o ato da inoculação.

O número de ovos no solo foi afetado pelo terbufós (95,9%) e pela aplicação de *Tricoderma* ao solo (73,7%) em comparação com a testemunha que foi inoculada com nematoides. O Número de ovos no sistema radicular foi reduzido pelo uso de terbufós (80,1%), pelo uso de *Trichoderma* no solo (71,0%) e aplicação de *Trichoderma* via folia r(54,9%).

Eapen et al. (2005), em ensaio *in vitro*, verificaram que ovos de *M. incognita* foram parasitados por espécies de *Trichoderma*, variando de 10 a 25%. Já Ferreira et al. (2008) testando isolados de *Trichoderma* spp. sobre nematoides do gênero *Meloidogyne* verificaram que todos os nove isolados testados foram significativos, parasitando ovos de *Meloidogyne exigua*.

Além disso, em testes em casa de vegetação, *Trichoderma harzianum* causou redução no número de ovos de *Meloidogyne javanica* (SHARON et al., 2001).

**TABELA 2.** Número de ovos no solo, número de juvenis no solo, fator de reprodução, número de galhas, número de ovos no sistema radicular e número de juvenis sistema radicular em função do uso de incorporação de folhas de crotalaria ao solo (1), tratamento do solo com extrato de folhas de crotalaria a 10% (2), inoculação de *Trichoderma* sp. ao solo (3), aplicação de extrato de folhas de crotalaria (10%) via foliar (4), aplicação de suspenção de esporos de *Trichoderma* sp. via foliar (5), aplicação de terbufós na superfície do solo (6), testemunha inoculada com nematóides (7) e testemunha absoluta (8).

| TRATA-MENTOS | Número de ovos no solo | Número de juvenis no solo | Fator de reprodução | Número de galhas | Número de ovos no sistema radicular | Número de juvenis no sistema radicular |
|---|---|---|---|---|---|---|
| 1 | 523,0 c | 1377,3 c | 1,08 b | 23,7 abc | 1256,3 cd | 380,0 b |
| 2 | 453,7 bc | 1263,8 c | 1,06 b | 57,0 bcd | 1229,5 bcd | 498,3 bc |
| 3 | 586,0 c | 1477,3 c | 1,23 b | 50,0 bcd | 1283,0 cd | 658,5 bc |
| 4 | 201,7 b | 1374,3 c | 0,78 b | 32,5 abc | 626,8 bc | 335,5 b |
| 5 | 452,5 bc | 1421,3 c | 1,06 b | 62,0 cd | 961,8 bc | 633,3 bc |
| 6 | 31,5 a | 345,8 b | 0,26 a | 9,0 ab | 424,3 b | 50,5 a |
| 7 | 768,2 c | 2409,3 d | 1,90 c | 99,5 d | 2131,3 d | 879,8 c |
| 8 | 0,0 a | 0,0 a | 0,00 a | 0,0 a | 0,0 a | 0,0 a |
| Média | 377,0 | 1208,6 | 0,92 | 41,7 | 989,1 | 429,4 |
| CV(%) | 19,7 | 13,3 | 6,28 | 34,2 | 19,8 | 20,4 |

Letras minúsculas dentro da mesma coluna diferem pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Assim, pode-se inferir que os ovos de *M. incognita* foram parasitados pelo fungo *Trichoderma* quando aplicado ao solo, e provavelmente a deriva na aplicação e o escorrimento foliar até o solo proporcionou o controle para o tratamento de *Trichoderma* via foliar.

O número de galhas foi reduzido pelo uso de terbufós (91%), aplicação de *Trichoderma* ao solo(67,3%)ou incorporação de crotalaria ao solo (76,1%). O número de juvenis no sistema radicular foi reduzido com o uso de terbufós (94,3%), aplicação de *Trichoderma* ao solo(61,9%) e incorporação de folhas de crotalaria ao solo (56,8%).

Villar & Zavaleta-Mejia (1990) verificaram que a incorporação de resíduos de *Crotalaria longirostrata* reduziu o número de galhas em tomateiro causadas por *M. incognita* e *Meloidogyne arenaria*, indicando que o resultado se deve a compostos tóxicos que estão presentes nos tecidos da planta.

Santos et al. (2009) constataram que a incorporação ao solo de *Crotalaria juncea* e *Crotalaria spectabilis* exercem um controle de 96,65% e 98,44% sobre a população de nematoides fitoparasitos do gênero *Meloidogyne*, atribuindo essa efetividade a produção de toxinas por todos as partes da planta.

*C. spectabilis* e *Crotalaria ochroleuca* são bastante efetivas no impedimento da multiplicação das populações de nematoides devido à produção de monocrotalina, que suprime o desenvolvimento nematológico (CALEGARI et al.,1993). Algumas espécies do gênero crotalaria, como a *Crotalaria pallida*, produzem uma proteína denominada CpPRI, inibidora da papaína, importante enzima alcaloide relacionada à digestão, agindo contra a proteinase digestiva de *M. incognita* , adentrando e difundindo por todo o corpo de J2 em poucas horas(testes *in vitro*) (ANDRADE et al., 2010), podendo assim, contribuir na explicação da efetividade da cultura contra o gênero *Meloidogyne*.

Desta maneira, de acordo com COIMBRA et al. (2006), o forte efeito nematostático de extratos vegetais contribui na imobilização do nematoide favorecendo o efeito antagonista na região da rizosfera das plantas, consequentemente, proporcionando o seu controle.

## CONCLUSÃO

Os métodos alternativos foram tão eficientes quanto terbufós no controle de *M. incognita*.

O uso de tratamentos alternativos como *Trichoderma* ao solo e incorporação de folhas de crotalaria ao solo exerceram os melhores efeitos na redução da severidade da doença.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AMBROSANO, E.J.; TRIVELIN, P.C.O.; CANTARELLA, H.; AMBROSANO, G.M.B.; SCHAMMASS, E.A.; MURAOKA, T.; GUIRADO, N.; ROSSI, F.. Nitrogen supply to corn from sunn hemp and velvet bean green manures. **Scientia Agricola,** Piracicaba, v.66, n.3, 2009.

ANDRADE, L.B.; OLIVEIRA, A.S.; RIBEIRO, J.K.; KIYOTA, S.; VASCONCELOS, I.M.; OLIVEIRA, J.T.; SALES, M.P. Effects of a novel pathogenesis-related class 10 (PR-10) protein from *Crotalaria pallida* roots with papain inhibitory activity against root-knot nematode *Meloidogyne incognita*. **Journal of Agriculture and Food Chemistry**, v.58, p.4145-4152, 2010.

BIANCHINI, A.; MARINGONI, A.C.; CARNEIRO, S.M.T.P.G. Doenças do feijoeiro. In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; REZENDE, J.A.M.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L.E.A. (Ed). **Manual de Fitopatologia:** Doenças das plantas cultivadas, São Paulo: Editora Agronômica Ceres, 2005. v.2, p.333-349.

BONETI, J.I.S.; FERRAZ, S. Modificações do método de Hussey& Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* em raízes de cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira**, v.6, n.3, p.533, 1981.

BIGIRIMANA, J.; HÖFTE, M. Induction of systemic resistance to *Colletotrichum lindemuthianum* in bean by a benzothiadiazole derivative and rhizobacteria. **Phytoparasitica**, Bet Dagan, v.30, p.154-168, 2002.

BIGIRIMANA, J. DE MEYER, G.; POPPE, J.; ELAD, Y.; HOFTE, M. Induction of systemic resistance on bean (*Phaseolus vulgaris*) by *Trichoderma harzianum*. **Mededelingen van de Faculteit Landbouwkundige en Toegepaste Biologische Wetenschappen, Universiteit Gent.** v.62, p.1001-1007. 1997.

BRUNNER, K.; ZEILINGER, S.;MCILIENTO, R.; WOO, S.L.; LORITO, M.KUBICEK, C.P; MACH, R.L. Improvement of the fungal biocontrol agent *Trichoderma atroviridae* to enhance both antagonism and induction of plant systemic disease resistance. **Appliedand Environmental Microbiology**, v.71, p.3959-3965. 2005.

BORÉM, A.; CARNEIRO, J.E.S. A cultura. In: VIEIRA, C.; PAULA JUNIOR, T.J.; BORÉM, A. **Feijão**. Viçosa/MG: Editora UFV, p.13-18, 2006.

CALEGARI, A.; MONDARDO, A.; BULISANI, E. A.; WILDNER, L. P.; COSTA, M. B. B.; ALCÂNTARA, P. B.; MIYASAKA, S.; AMADO, T. J. C. **Adubação verde no sul do Brasil**. Rio de Janeiro/RJ: Editora AS-PTA, p.247-248, 1993.

CAMPOS, A.D.; FERREIRA, A.G.; HAMPE, M.M.V.; ANTUNES, I.F.; BRANCÃO, N.; SILVEIRA, E.P.; SILVA, J.B.; OSÓRIO, V.A. Induction of chalcone synthase and phenylalanineammonia-lyase by salicilic acid and *Colletotrichum lindemuthianum* in common bean. **Brazilian Journal of Plant Physiology**, Londrina, v.15, p.129-134, 2003.

CARNEIRO, R.M.D.G.; CARVALHO, F.L.C.; KULCZYNSKI, S.M. Seleção de plantas para o controle de *Msocriconema xenoplax* e *Meloidogyne* spp. através de rotação de culturas. **Nematologia Brasileira,** v.22, n.2, p.41-48. 1998.

COIMBRA, J.L.; SOARES, A.C.F.; GARRIDO, M.S.; SOUSA, C.S.; RIBEIRO, F.L.B. Toxicidade de extratos vegetais a *Scutellonema bradys.* **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.41, n.7, 2006.

DE MEYER, G. BIGIRIMANA, J.; ELAD, Y.; HOFTE, M. Induced systemic resistance in *Trichoderma harzianum* T39 biocontrol of *Botyitis cinerea*. **European Journal of Plant Pathology,** v.104, p.279-286. 1998.

EAPEN, S.J.; BEENA, B; RAMANA, K.V. Tropical soil microflora of spice-based cropping systems as potential antagonists of root-knot nematodes. **Journal of Invertebrate Pathology**, v.88, p.218-225, 2005.

FERRAZ, L.C.C.B.; MONTEIRO, A.R. Nematóides. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. **Manual de Fitopatologia: princípios e conceitos** São Paulo: Editora agronômica Ceres Ltda, v.1, p.168-199. 1995.

FERRAZ, S.; FREITAS, L.G.O Controle de fitonematoides por plantas antagonistas e produtos naturais.**Departamento de Fitopatologia- UFV**,p.1-17, 2008.

FERRAZ, S.; VALLE, L. A.C. **Controle de fitonematoides por plantas antagônicas**. Viçosa: Editora UFV, 2001. 73p.

FERREIRA, D.F. **Sisvar**: versão 4.2. Lavras: UFLA, 2003.

FERREIRA, P.A.; FERRAZ, S.; LOPES, E.A.; FREITAS, L.G. Parasitismos de ovos de *Meloidogyne exígua* por fungos nematófagos e estudo de compatibilidade entre isolados fúngicos. **Revista Trópica – Ciências Agrárias e Biológicas,** Viçosa, v.2, n.3, p.15, 2008.

FURLANETTO, C. DAVI, J.J.S.; GRABOWSKI, M.M.S.; DIAS-ARIEIRA, C.R.; LAYTER, N.A.; SEIFERT, K.E. Reação de adubos verdes de verão ao nematoide *Tubixaba tuxaua*. **Tropical Plant Pathology,** v.33, n.6, p.403-408. 2008.

GÁLIS, I.;SMITH, J.L.; JAMENSON, P.E. Salicylic acid-, but not cytokinin-induced, resistance to WCIMV is associated with increased expression of SA-dependent resistance genes in *Phaseolus vulgaris.* **Journal of Plant Physiology**, Stuttgart, v.161, p.459-466, 2004.

GARRIDO, M.S.; SOARES, A.C.F.; COIMBRA, J.L.; SOUSA, C.S. Manejo da crotalaria e do guandu no controle de nematoides do inhame. **Summa Phytophatologica**, v.34, n.3, p.222-227, 2008.

GHINI, R. BETTIOL, W. Controle biológico. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. **Manual de Fitopatologia: princípios e conceitos.** São Paulo: Editora agronômica Ceres Ltda, v.1, p.717-728. 1995.

HARMAN, G.E.; HOWELL, C.R.; VITERBO, A.; CHET, I; LORITO, M. *Trichoderma* species – opportunistic, avirulent plant symbionts. **Nature Reviews Microbiology**, v.2, p.43-56. 2004.

HOWELL, C.R.; HANSON, L.E.; STIPANOVIC, R.D.; PUCKHABER, L.S. Induction of terpenoid synthesis in cotton roots and control of *Rhizoctonia solani* by seed treatment wth *Trichoderma virens*. **Phytopathology,** v.90, p.248-252, 2000.

IRITI, M.; FAORO, F. Does benzothiadiazole-induced resistance increase fitness cost in bean? **Journal of Plant Pathology**, v.85, n.4(special issue), p.265-270. 2003.

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Indicadores IBGE. **Estatística da Produção Agrícola.** v.1, p.1-78, 2012.

KUHN, O.J.; PORTZ, R.L.; STANGARLIN, J.R.; MONTALVÁN, R.; SCHWAN-ESTRADA, K.R.F.; FRANZENER, G. Efeito do extrato aquoso de cúrcuma (*Curcuma longa*) em *Xanthomonas axonopodis* pv. *manihotis*. **Semina Ciências Agrárias**, Londrina, v.27, n.1, p.13-20, 2006.

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

PAULA JUNIOR, T.J.; ZAMBOLIM, L. Doenças. In: VIEIRA, C.; PAULA JUNIOR, T.J.; BORÉM, A. **Feijão**. 2.ed. Viçosa/MG: Editora UFV, 2006. p. 360-414.

RITZINGER, C.H.S.P.; FANCELLI, M. Manejo integrado de nematóides na cultura da bananeira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.28, n.2, 2006.

SANTOS, E.S.; LACERDA, J.T.; CARVALHO, R.A.; CASSIMIRO, C.M. Produtividade e controle de nematóides do inhame com plantas antagônicas e resíduos orgânicos. **Tecnologia & Ciência Agropecuária**, João Pessoa, v.3, n.2, p.7-13, 2009.

SHARON, E.; BAR-EYAL, M.; CHET, I. HERRERA-ESTRELLA, AA.; KLEIFELD, O.; SPIEGEL, Y. Biological control of the root-knot nematode *Meloidogyne javanica* by *Trichoderma harzianum*. **Phytopathology**, v.91, p.687-693, 2001.

SOARES, R.M.; MARINGONI, A.C. Efeito de acibenzolar-S-metil sobre a germinação e desempenho de sementes de feijoeiro e na indução de resistência à murcha-de-curtobacterium. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.28, p.41-45, 2002.

VILLAR, E. M. J.; ZAVALETA-MEJÍA, E.. Effect of *Crotolarialongirostrata* Hook y Arnott on root galling nematodes (*Meloidogyne* spp.). **Revista Mexicana de Fitopatologia,** v.8, n.2, p.166-172. 1990.

WHITE, J.W.; IZQUIERDO, J. Physiology of yield potential and stress tolerance. In: SCHOONHOVEN, A. VAN VOYSEST, O. **Common beans.** Research for crop improvement, Wallingford: CIAT, 1991. p. 287-382.

XUE, L.; CHAREST, P.M.; JABAJI-HARE, S.H. Systemic induction of peroxidase, β-1,3-glucanase, chitinase, and resistance in bean plants by binucleate *Rhizoctonia* species. **Phytopathology**, Lancaster, v.88, p.359-365, 1998.

YOKOYAMA, L.P.; STONE, L.F. **Cultura do feijoeiro no Brasil:Características da produção**. Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, 2000. 75p.