Boletim de P&D

Número 3 | Maio de 2016

Nematoides fitoparasitas do algodoeiro nos cerrados brasileiros:

Biologia e medidas de controle

imamt
INSTITUTO MATO-GROSSENSE DO ALGODÃO

Instituto Mato-grossense do Algodão (IMAmt)
Rua Eng Edgard Prado Arze, 1777
Ed. Cloves Vettorato 2 andar Quadra 03
Centro Político Administrativo, Cuiabá - MT
CEP 78049-015
Fone: (65) 3624-1840

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

Instituto Mato-grossense do Algodão - IMAmt
Nematoides fitoparasitas do algodoeiro nos cerrados brasileiros: biologia e medidas de controle / editores técnicos: Rafael Galbieri e Jean Louis Belot - Cuiabá (MT), 2016.
344 p: il.; 14,8 x 21 cm
ISBN: 978-85-66457-10-0

1. Tecnologia (Ciências Aplicadas). 2. Agricultura.
I. Título.

CDD: 600, 630
CDU: 001, 63

BOLETIM DE P&D
Número 3 | Maio de 2016

Nematoides fitoparasitas do algodoeiro nos cerrados brasileiros: Biologia e medidas de controle

Rafael Galbieri e Jean Louis Belot
editores técnicos

DIRETORIA DO IMAmt
Gestão 2015-2016

Presidente
Gustavo Vígano Piccoli

Vice-presidente
Nélson José Vígolo

1º Secretário
Paulo Sérgio Aguiar

2º Secretário
Sérgio Introvini

1º Tesoureiro
Alexandre De Marco

2º Tesoureiro
Celso Griesang

Conselho Fiscal Titular
Ernesto Martelli
Arilton Riedi
Clóvis Cortezia

Conselho Fiscal Suplente
Alessandro Polato
João André Gurreiro
Cleto Webler

Diretor-executivo
Álvaro Lorenço Ortolan Salles

IMAmt
INSTITUTO MATO-GROSSENSE DO ALGODÃO

O IMAmt foi criado pela AMPA em 2007 a fim de desenvolver pesquisa, extensão e difusão de tecnologia para atender os produtores Mato-grossenses.

AUTORES

Rafael Galbieri
Pesquisador do Instituto Mato-grossense do Algodão - Primavera do Leste/MT
E-mail: rafaelgalbieri@imamt.com.br
Co-autor **Guilherme Asmus** - Embrapa Agropecuária Oeste - Dourados/MS

Rafael Galbieri
Pesquisador do Instituto Mato-grossense do Algodão - Primavera do Leste/MT
E-mail: rafaelgalbieri@imamt.com.br
Co-autores **Carlos Manoel P. Vaz**, Embrapa Instrumentação Agropecuária - São Carlos/SP; **João Flávio Veloso Silva**, Embrapa Agrossilvipastoril - Sinop/MT; **Guilherme L. Asmus**, Embrapa Agropecuária Oeste - Dourados/MS; **Silvio Crestana**, Embrapa Instrumentação Agropecuária - São Carlos/SP; **Eduardo da Silva Matos**, Embrapa Agrossilvipastoril - Sinop/MT; **Ciro Augusto de Souza Magalhães**, Embrapa Agrossilvipastoril - Sinop/MT

Fernando Mendes Lamas
Pesquisador da Embrapa Agropecuária Oeste - Dourados/MS
E-mail: fernando.lamas@embrapa.br
Co-autores **Alberto Souza Boldt**, IMA - Rondonópolis/MT; **João Flávio Veloso Silva**, Embrapa Agrossilvipastoril - Sinop/MT; **Guilherme Lafourcade Asmus**, Embrapa Agropecuária Oeste - Dourados/MS; Rafael Galbieri, IMA - Primavera do Leste/MT

Pedro Luiz Martins Soares
Professor da FCAV/Unesp - Jaboticabal/SP | E-mail: pedrolms@fcav.unesp.br
Co-autores **Carlos Eduardo de Mendonça Otoboni**, Fatec Shunji Nishimura - Pompéia/SP; **Élder Simões de Paula Batista**, FCAV/ Unesp - Jaboticabal/ SP; **Jaime Maia dos Santos**, FCAV/ Unesp - Jaboticabal/ SP

Richard F. Davis
Pesquisador USDA-ARS - Tifton/GA | E-mail: Richard.Davis@ars.usda.gov
Co-autora **Salliana R. Stetina**, USDA-ARS - Stoneville/MS

Nelson Dias Suassuna
Pesquisador da Embrapa Algodão - Goiânia/GO | E-mail: nelson.suassuna@embrapa.br
Co-autores **Leonardo Bitencourt Scoz**, IMA - Primavera do Leste/MT; **Marc Giband**, Cirad- UMR AGAP/ França e Embrapa Algodão - Goiânia/ GO

Mário Massayuki Inomoto
Professor da Esalq/USP - Piracicaba/SP | E-mail: inomoto@usp.br

Andressa Cristina Zamboni Machado
Pesquisadora do Iapar - Londrina/PR | E-mail: andressa_machado@iapar.br
Co-autores **Lécio Kaneko**, Ballagro - Bom Jesus dos Perdões/SP; **Zayame Vegette Pinto**, Ballagro - Bom Jesus dos Perdões/SP

Andressa Cristina Zamboni Machado
Pesquisadora do Iapar - Londrina/PR | E-mail: andressa_machado@iapar.br

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO
Os nematoides fitoparasitas no cultivo algodoeiro.....9
JEAN LOUIS BELOT (IMAmt)
RAFAEL GALBIERI (IMAmt)

CAPÍTULO 1
Principais espécies de nematoides do algodoeiro no Brasil.....11
RAFAEL GALBIERI (IMAmt)
GUILHERME L. ASMUS (EMBRAPA)

CAPÍTULO 2
Influência dos parâmetros do solo na ocorrência de fitonematoides.....37
RAFAEL GALBIERI (IMAmt)
CARLOS MANOEL P. VAZ (EMBRAPA)
JOÃO FLÁVIO VELOSO SILVA (EMBRAPA)
GUILHERME L. ASMUS (EMBRAPA)
SILVIO CRESTANA (EMBRAPA)
EDUARDO DA SILVA MATOS (EMBRAPA)
CIRO AUGUSTO DE SOUZA MAGALHÃES (EMBRAPA)

CAPÍTULO 3
Influência do sistema de produção soja-algodoeiro na população de fitonematoides.....91
FERNANDO MENDES LAMAS (EMBRAPA)
ALBERTO SOUZA BOLDT (IMAmt)
JOÃO FLÁVIO VELOSO SILVA (EMBRAPA)
GUILHERME L. ASMUS (EMBRAPA)
RAFAEL GALBIERI (IMAmt)

CAPÍTULO 4
Agricultura de precisão e os nematoides.....125
PEDRO LUIZ MARTINS SOARES (UNESP)
CARLOS EDUARDO DE MENDONÇA OTOBONI (FATEC)
ÉLDER SIMÕES DE PAULA BATISTA (UNESP)
JAIME MAIA DOS SANTOS (UNESP)

CAPÍTULO 5
Resistência e tolerância aos nematoides no algodoeiro *(em português e inglês)*.....166
RICHARD F. DAVIS (USDA-ARS)
SALLIANA R. STETINA (USDA-ARS)

CAPÍTULO 6
Melhoramento genético do algodoeiro para resistência aos nematoides: seleção assistida por marcadores moleculares.....243
NELSON DIAS SUASSUNA (EMBRAPA)
LEONARDO BITENCOURT SCOZ (IMAmt)
MARC GIBAND (CIRAD, EMBRAPA)

CAPÍTULO 7
Manejo cultural de nematoides.....257
MÁRIO MASSAYUKI INOMOTO (ESALQ/USP)

CAPÍTULO 8
Controle biológico.....287
ANDRESSA CRISTINA ZAMBONI MACHADO (IAPAR)
LÉCIO KANEKO (BALLAGRO)
ZAYAME VEGETTE PINTO (BALLAGRO)

CAPÍTULO 9
Controle químico.....313
ANDRESSA CRISTINA ZAMBONI MACHADO (IAPAR)

Os nematoides fitoparasitas no cultivo algodoeiro

Jean Louis Belot
IMA - Primavera do Leste/MT

Rafael Galbieri
IMA - Primavera do Leste/MT

Os fitonematoides são pragas importantes na maioria das culturas e responsáveis por perdas de produção significativas, além de gerar custos importantes para o seu controle. São vermes do solo, que precisam de água e de plantas hospedeiras para se desenvolver.

Em solos não cultivados, as populações de diversas espécies de nematoides encontram-se em equilíbrio com os demais organismos e microrganismos. Quando cultivado o solo, e principalmente em situação de monocultura ou de desequilíbrio ecológico do mesmo (redução dos teores de matéria orgânica, aumento importante do nível de saturação de base etc.), as populações de certos nematoides podem crescer drasticamente e causar danos importantes à cultura.

É o caso do cultivo do algodoeiro no Cerrado do Brasil central, muitas vezes conduzido em sistema de monocultura, que está enfrentando danos significativos causados por populações de nematoides das espécies *Meloidogyne incognita* e *Rotylenchulus reniformis*. Essa situação é só a repetição de o que aconteceu anos atrás, nas antigas áreas algodoeiras do sul do Brasil, São Paulo e Paraná, onde populações de *M. incognita* inicialmente presentes nos cafeeiros dessas regiões começaram a dizimar as lavouras de algodão.

A situação pode ser ainda mais complexa nos cerrados e em particular em Mato Grosso, devido ao sistema de duplo cultivo (soja

seguida de algodão ou de milho de 2ª safra) e a necessidade de intensificar a produção agrícola nas propriedades. Alguns nematoides podem se hospedar nas diversas culturas do sistema, aumentando ainda mais as populações no final do ciclo de cultivo. Já em algumas regiões, os nematoides têm inviabilizado o cultivo algodoeiro, sendo necessária a implementação de diversas medidas (manejo agronômico, rotações com plantas não hospedeiras, químicas ou biológicas etc.) para reduzir as populações de nematoides antes de se pensar em voltar a cultivar algodão nessas áreas. Se isso não bastasse, o fungo de solo *Fusarium oxysporum* f. sp. *vasinfectum* começa a se alastrar nas áreas algodoeiras, favorecido pela presença dos nematoides que danificam as raízes das plantas, formando "portas de entradas" para o fungo colonizar os vasos condutores da planta.

Para não chegar a essa extremidade de abandonar talhões para o cultivo algodoeiro, é de suma importância que os produtores de algodão implementem um sistema de **manejo integrado** dos nematoides nas fazendas, envolvendo todas as ferramentas atualmente disponíveis. Uma dela é o uso de variedades com resistência genética, que a priori seria o modo mais simples de controlar os nematoides na fazenda. Porém, por melhor que seja a variedade, nenhum material genético irá resolver sozinho o problema, que requer a implementação de outras medidas para um controle de longo prazo dessas pragas.

A fim de ajudar os produtores, gerentes e técnicos de fazendas, assim como pesquisadores e estudantes, na compreensão desse assunto complexo, o Instituto Mato-grossense do Algodão (IMAmt) tomou a decisão de publicar esse novo Boletim de P&D, de número 3, totalmente dedicado aos nematoides fitoparasitas do algodoeiro. Conseguimos a contribuição dos maiores especialistas nacionais no assunto, assim como do Dr. Davis, da USDA de Tifton-GA. A maioria dos temas foi abordada, como a biologia dos nematoides, o manejo agronômico e o controle químico e biológico, com enfoque especial à resistência genética e seu uso nos programas de melhoramento genético.

Que todos sejam agradecidos pelo excelente trabalho de revisão bibliográfica realizado. Ademais, alguns capítulos relatam os resultados obtidos com trabalhos de pesquisa realizados no Cerrado pelo IMAmt, pela Embrapa, por universidades e outros parceiros.

Esperamos que esse Boletim de P&D possa ajudar a todos, e que ele contribua significativamente na mitigação da incidência desses parasitas no cultivo algodoeiro de Mato Grosso e do Cerrado brasileiro.

CAPÍTULO 1

Principais espécies de nematoides do algodoeiro no Brasil

Rafael Galbieri
IMA - Primavera do Leste/MT

Guilherme L. Asmus
Embrapa Agropecuária Oeste - Dourados/MS

1. Introdução

Os fitonematoides causam à produção agrícola internacional perdas anuais estimadas entre US$ 100 bilhões e US$ 157 bilhões (Singh *et al.*, 2013). De acordo com Nicol *et al.* (2011), a porcentagem de dano, e, consequentemente, de perdas de produção por esses parasitas, é mais elevada em condições de climas tropicais e subtropicais (14,6%), comparativamente com regiões de climas temperados (8,8%). Para a cultura do algodoeiro nos Estados Unidos, existem trabalhos envolvendo o histórico de perda anual causada por nematoides que apontam para valores entre 4% e 5% da produção total (Weaver, 2015). Esse número é expressivo, pois aquele país é o terceiro maior produtor mundial de algodão, com aproximadamente 3 milhões de toneladas de fibra produzidas anualmente (Abrapa, 2016). Em meados da década de 1980, a perda era de 2%. Acredita-se que o aumento observado ocorra pelos seguintes fatores: melhor conhecimento dos produ-

tores sobre nematoides, realização mais intensa de amostragem e quantificação de nematoides no campo, melhoria na metodologia de estimativa da perda de produção, falta de rotação de culturas como ferramenta de manejo e completa ausência de cultivares com resistência genética a nematoides (Starr *et al.*, 2007).

No Brasil, não há informações sobre as perdas anuais causadas por nematoides, muito menos um histórico de dados passíveis de análise. O que há são informações pontuais, obtidas em ensaios experimentais realizados em áreas sabidamente infestadas por determinados nematoides. Além disso, há o agravante de que a área da produção de algodão vem se deslocando em diferentes regiões do país. Em menos de 40 anos, foi do Nordeste para o Sudeste/Sul, e, mais recentemente, para regiões do Cerrado, no Centro-Oeste brasileiro (Conab, 2016). As perdas causadas por nematoides são insignificantes em áreas de exploração agrícola recente. Trabalhos relatam que oito anos de atividade agrícola com algodoeiro configuram-se tempo razoável para que sejam detectados problemas com fitonematoides. Esses fatores somados dificultam um histórico preciso de perdas de produção causadas por nematoides no algodoeiro a nível nacional. No entanto, mesmo com essa falta de informação, acredita-se que os valores de perdas sejam superiores aos verificados nos Estados Unidos, já que, nas condições do Cerrado, tanto o clima como modelo de produção favorecem a disseminação e a multiplicação de nematoides.

Há mais de 4.100 espécies de nematoides parasitas de plantas descritas (Decraemer & Hunt, 2006). Dessas, cinco são tidas como causadoras de danos expressivos à produção mundial de algodão: *Meloidogyne incognita*, *Rotylenchulus reniformis*, *Pratylenchus brachyurus*, *Hoplolaimus columbus* e *Belonolaimus longicaudatus* (Bridge, 1992; Starr, 1998; Starr *et al.*, 2007). No Brasil, somente as três primeiras espécies se fazem presentes nas regiões produtoras, com ocorrência variada (para o Estado de Mato Grosso, essa distribuição pode ser observada com detalhes no *Capítulo 2* deste livro). No geral, *M. incognita*, *R. reniformis* e *P. brachyurus* ocorrem em 24,4%, 12,8% e 96,2% das áreas do Estado, respectivamente.

Essas três espécies de fitonematoides estão entre as dez de maior importância em todo o mundo (Jones *et al.*, 2013), com ca-

pacidade de parasitar também a cultura da soja, tornando-se um grande desafio manter suas populações abaixo do nível de dano nos sistemas de produção vigentes no Brasil.

O presente capítulo tem como objetivo principal descrever essas três espécies de parasitas do algodoeiro, no sentido de introduzir conhecimentos básicos que ajudarão no entendimento dos assuntos posteriores apresentados nesta obra.

2. *Meloidogyne incognita*

O gênero *Meloidogyne* é considerado o mais importante entre os nematoides parasitas de plantas cultivadas (Jones *et al.*, 2013), vulgarmente conhecido por nematoides-das-galhas. Segundo Sasser (1980), o parasitismo das culturas por esses nematoides é um dos maiores obstáculos à produção de alimentos e fibras no mundo. Embora tenham sido descritas cerca de cem espécies de *Meloidogyne* até o momento (Jones *et al.*, 2013; Noe, 2010), apenas quatro delas são responsáveis por aproximadamente 95% dos prejuízos causados à agricultura no mundo: *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* e *M. hapla* (Moura, 1996; Noe, 2010).

Duas espécies de *Meloidogyne* são parasitas do algodoeiro, *M. incognita* e *M. acronea*. Porém, apenas a primeira apresenta importância global, com ocorrência em praticamente todas as regiões produtoras e causando danos relevantes à produção mundial de fibra (Bridge, 1992; Starr, 1998). *M. acronea* tem ocorrência pontual somente no sul do Mali e em regiões semiáridas da África do Sul (Bridge, 1992; Starr *et al.*, 2005).

2.1 Biologia

Por meio de hospedeiros diferenciadores, é possível separar quatro raças em *M. incognita* (raças 1, 2, 3 e 4). As raças 3 e 4 são patogênicas ao algodoeiro; têm distribuição mundial e, aparentemente, nível similar de agressividade (Starr, 1998). A raça 3, porém, é a mais comum em algodoais no Brasil (Asmus *et al.*, 2015).

O nematoide-das-galhas apresenta as fases de ovo, quatro estádios juvenis e a fase adulta; seu ciclo biológico é influenciado por diferentes fatores, como temperatura, umidade, plantas hos-

pedeiras, entre outros. De modo geral, atinge a última fase entre três e quatro semanas (Ferraz & Monteiro, 1995). Durante o ciclo, ocorrem quatro trocas de cutículas, ou ecdises, sendo os períodos entre duas trocas seguidas denominados estádios larvais ou juvenis (J1, J2, J3 e J4). Com a quarta ecdise, termina o quarto estádio juvenil e o nematoide entra na fase adulta. Normalmente, por meio de estímulos externos, como exsudados radiculares, temperatura, umidade, etc., os nematoides eclodem dos ovos. Na falta de tais estímulos, sobrevive durante certo período dentro do ovo, com baixo nível de metabolismo.

Os juvenis de primeiro estádio passam por uma ecdise ainda dentro do ovo. Os J2, vermiformes, eclodem usando seus estiletes para quebrar a casca dura dos ovos (Noe, 2010). Essa é a única fase migradora e infectiva do nematoide, com grande importância biológica. A movimentação do J2 no solo é influenciada, dentre outros fatores, pela estrutura do solo e pela distribuição de poros (Fujimoto *et al.*, 2010). Normalmente, este estádio é encontrado no solo, ao contrário dos outros (J3 e J4) e das fêmeas adultas, que são encontrados necessariamente nas raízes, configurando sua condição de nematoide endoparasita sedentário. O juvenil infectivo (J2) penetra nas extremidades das raízes, próximo à região apical, e migra no córtex até alcançar o estelo, onde inicia o parasitismo; incita a formação de quatro a oito células nutridoras, hipertrofiadas (células gigantes), com citoplasma denso, de onde obtém o alimento. As células gigantes funcionam como um grande dreno biológico, desviando o fluxo descendente dos nutrientes do floema para a alimentação do nematoide (Noe, 2010). Em condições favoráveis, o tempo necessário para completar o estádio J2 é, em média, 14 dias, enquanto que o período combinado entre os estádios J3 e J4 é de 4-6 dias (Moens *et al.*, 2009).

As fêmeas adultas, ao atingirem a maturidade, tornam-se obesas, com formato de pera ou abacate, e, normalmente, ficam com a região posterior do corpo exposta na superfície radicular (*Figura 1B-C*). Sob condições ideais de iluminação e isolamento, é possível a visualização das fêmeas a olho nu, quando retiradas do interior das raízes parasitadas (*Figura 1D*). Produzem um complexo de substâncias gelatinosas que são expelidas pelo ânus, e que ficam fixadas sobre a região perineal. Forma-se então uma massa gelatinosa arredondada, clara e transparente, em que são

depositados os ovos, motivo pelo qual também é conhecida como massa de ovos. Após alguns dias, essa massa torna-se amarela e cremosa, passando para marrom escura (Moura, 1996); ela protege os ovos da dessecação e pode ter ação antimicrobiana (Starr, 1998). A visualização dessas massas é facilitada com a utilização de corantes específicos, que reagem com as substâncias que as compõem (*Figura 1A*). Cada fêmea pode colocar de 200 a 1.000 ovos, em média 400 (Asmus *et al.*, 2015).

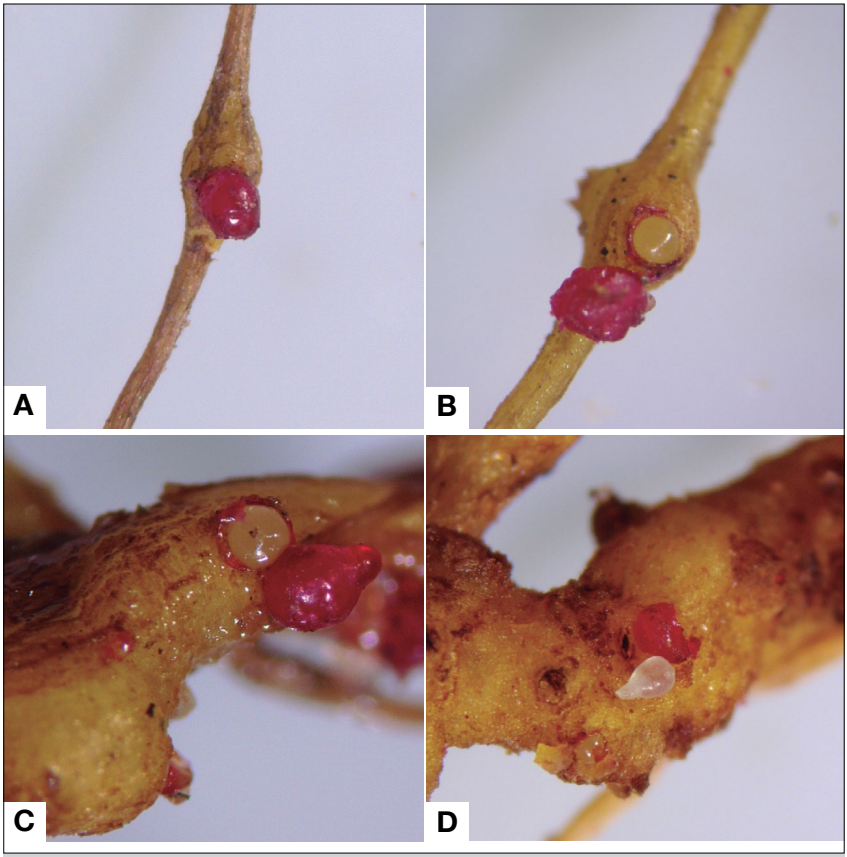


Figura 1. Ampliação de raiz de algodoeiro parasitada por *Meloidogyne incognita* evidenciando massas de ovos coradas de vermelho pela ação da floxina B. Destaque para os sintomas de galhas, as massas de ovos e a fêmea do nematoide. **(A)**: galha e massa de ovos (em vermelho); **(B e C)**: remoção/deslocamento das massas de ovos e possível visualização de parte posterior da fêmea (estrutura de coloração branco-leitosa). **(D)**: visualização total do corpo da fêmea removida do interior da galha. Fonte: Rafael Galbieri.

M. incognita se reproduz por partenogênese mitótica obrigatória. Os machos, quando presentes, possuem vida efêmera e cedo abandonam o hospedeiro, são vermiformes e não há evidências de que se alimentem (Moens *et al.*, 2009). Em situações normais e em condições adequadas ao parasitismo, há predomínio de fêmeas. Já sob estresse para o parasitismo — plantas más hospedeiras, alta competitividade por alimentos no sistema radicular, plantas altamente parasitadas, debilitadas ou velhas —, pode haver aumento do número de machos em relação às fêmeas (Moura, 1996; Jones *et al.*, 2013).

2.2 Ecologia

A ocorrência de meloidoginose está quase sempre associada a clima quente, comum em regiões tropicais e subtropicais, apresentando faixa ideal de temperatura para seu desenvolvimento entre 25° C e 30° C. Outro fator importante que influencia a ocorrência de *M. incognita* é a textura do solo. Diferentes trabalhos mostram que o nematoide-das-galhas apresenta grande preferência por solos arenosos e médio-argilosos (Starr, 1998; Asmus, 2004; Asmus *et al.*, 2015).

Uma característica importante do nematoide-das-galhas é sua capacidade de sobreviver no ambiente na ausência da planta hospedeira principal; diferentes plantas daninhas podem servir como hospedeiras alternativas durante a entressafra da cultura (Davis & Webster, 2005). Também plantas de cobertura, normalmente utilizadas para supressão de plantas daninhas e aumento de matéria orgânica no solo, podem ser hospedeiras do nematoide (Asmus *et al.*, 2005). Além disso, por conta da alta taxa de multiplicação de *M. incognita* durante a safra, a população pode persistir para a safra seguinte mesmo ocorrendo grande mortalidade de ovos e juvenis de segundo estádio. Por outro lado, existem situações em que a persistência do nematoide no solo depende de sua sobrevivência na ausência de alimentação, ou na habilidade de resistir a adversidades ambientais, como temperaturas extremas e dessecação (Evans & Perry, 2009). Na ausência de plantas hospedeiras, o nematoide das galhas pode sobreviver de seis a 12 meses (Starr, 1998; Asmus *et al.*, 2015).

O solo é um sistema biológico complexo, e as atividades da maioria de seus habitantes afetam outros organismos presentes. Já foram relatadas inúmeras interações envolvendo nematoide-das-

-galhas, algodoeiro e fungos de solo (Starr, 1998). O complexo mais conhecido é o que ocorre entre *M. incognita* e o patógeno causador da murcha de *Fusarium* (*Fusarium oxysporum* f. sp. *vasinfectum*). A influência de nematoides na ocorrência da murcha de *Fusarium* é tão importante que o controle tem de ser simultâneo, mesmo que se cultivem variedades resistentes ao fungo. O efeito do nematoide não é o de simplesmente facilitar a penetração, mas também o de predispor fisiologicamente o hospedeiro à atuação do fungo (Devay *et al.*,1970; Cia & Salgado, 2005). No capitulo 20 deste livro, é apresentada, do ponto de vista prático, essa forte relação, quando analisada a incidência da murcha de *Fusarium* no Estado de Mato Grosso, em áreas de ocorrência de nematoide-das-galhas. Outras interações conhecidas são as que ocorrem entre *M. incognita* e o aumento de severidade de doenças em plântulas causadas por *Pythim* spp. e *Rhizoctonia solani* (Brodie & Cooper, 1964; Cauquil & Shepherd, 1970; Al-Hazmi & Al-Nadary, 2015).

2.3 Sintomas e danos ao algodoeiro

Como já mencionado, os nematoides-das-galhas são endoparasitas sedentários. Induzem a formação de sítio de alimentação na região do estelo, causando modificações celulares, como o aumento da divisão e da multiplicação celular no córtex da raiz, próximo do sítio de alimentação, resultando em galhas, principalmente nas raízes laterais. O parasitismo resulta em sistema radicular menor, com poucas raízes laterais. O gênero *Meloidogyne* é um dos poucos que permitem diagnóstico positivo pelo exame visual das raízes, o que pode ser uma das razões por que ele parece ser o nematoide parasita de plantas mais comum (Noe, 2010). Além de auxiliar na diagnose, o sintoma de galha pode ser utilizado para, facilmente, caracterizar ou selecionar genótipos de algodoeiro para resistência ao nematoide. Por mais que não seja uma regra, existe correlação entre a quantidade do sistema radicular da planta tomada por galhas e a multiplicação do nematoide (Hussey & Janssen, 2002), fato esse que pode ser explorado, preliminarmente, em programas de melhoramento genético do algodoeiro. A *Figura 2* ilustra esquematicamente o índice de galhas representado por notas de 0 a 5, enquanto que, na *Figura 3*, uma avaliação real em condições de casa de vegetação, utilizando o referido índice.

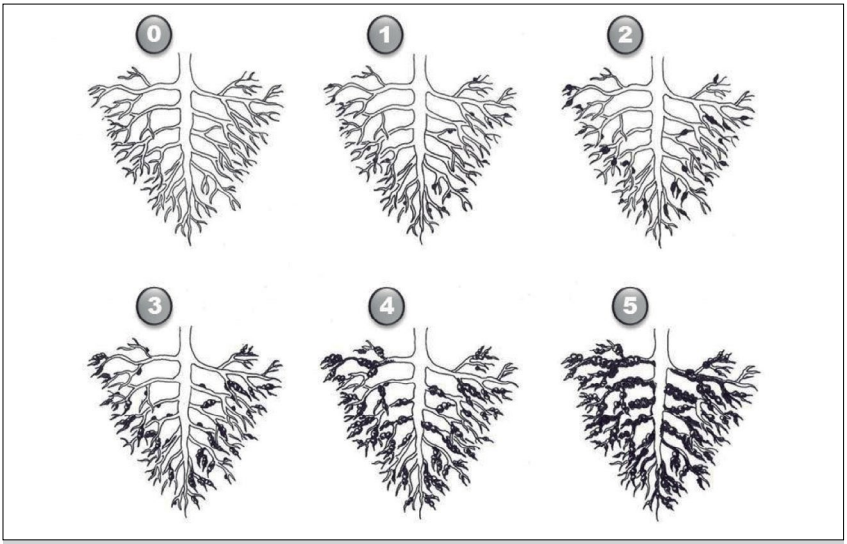


Figura 2. Esquema representativo do índice de galhas, em que 0 = sem galha no sistema radicular, 1 = apenas sinais de infecção com pequeno número de galhas, 2 = < 25% das raízes com galha, 3 = 25-50%, 4 = 51-75%, e 5 = > 75% das raízes com galha (adaptado de Hussey & Janssen, 2002).

Figura 3. Sintomas (galhas) causados por *M. incognita* raça 3 em dois genótipos de algodoeiro inoculados em casa de vegetação (cem dias após a inoculação). À esquerda, o genótipo M240 (resistente, com índice de galha = 0 a 1); à direita, o genótipo FM 966LL (suscetível, índice de galha = 4 a 5). Fonte: Rafael Galbieri.

O parasitismo de *M. incognita* inibe ou bloqueia a translocação de água e nutrientes, bem como resulta em menor desenvolvimento radicular. Como reflexo, plantas apresentam sintomas não específicos, que se assemelham aos de deficiência nutricional e/ou hídrica. É comum observar folhas com mosqueado de coloração amarelada, em contraste com o verde normal, sintoma conhecido como "carijó". Por vezes, em casos particulares, o mosqueamento pode também ser de coloração avermelhada. Plantas com sistema radicular parasitado pelo nematoide tonam-se mais intolerantes ao estresse hídrico (Bartlen *et al.*, 2014).

Para examinar raízes de plantas com sintomas, é muito importante retirá-las cuidadosamente do solo, de preferência quando este não estiver muito seco, usando-se de uma pá ou ferramentas equivalentes. Quando as plantas são arrancadas sem o devido cuidado, pode haver quebra das raízes laterais, que ficam no solo, parte em que as galhas são mais evidentes. Neste caso, o índice de galha pode ser subestimado (Starr *et al.*, 2005).

3. *Rotylenchulus reniformis*

Das dez espécies descritas de Rotylenchulus, apenas *R. reniformis* e *R. parvus* parasitam o algodoeiro (Robinson *et al.*, 1997; Starr, 1998). *R. reniformis*, conhecido comumente como nematoide reniforme, está amplamente distribuído nas regiões tropicais e subtropicais, enquanto que *R. parvus* tem sido encontrado somente na África (Bridge, 1992; Starr, 1998). *R. reniformis* é considerado um dos principais problemas fitossanitários do algodoeiro; sua importância vem crescendo mundialmente, sobretudo nos últimos 15 anos (Asmus *et al.*, 2015). No Brasil, são visíveis o aumento populacional e os danos causados pelo nematoide, principalmente nas condições do Cerrado, nas áreas cultivadas com soja e algodoeiro (item abordado no *Capítulo 2*).

3.1 Biologia

O nematoide reniforme é caracterizado como semiendoparasita sedentário. De forma semelhante ao nematoide-das-galhas, apresenta também quatro estádios juvenis. A primeira ecdise ocorre

ainda no interior do ovo e, após a eclosão dos J2, ele passa por mais duas fases no solo até tornar-se um adulto imaturo. Durante essas fases do pré-parasitismo, o nematoide não se alimenta. As fêmeas imaturas, vermiformes, constituem-se no único estágio infectivo, e não o J2, como é o caso de *M. incognita* (Bridge, 1992); elas penetram nas raízes das plantas, inserindo aproximadamente um terço da parte anterior de seu corpo, estabelecendo os sítios de alimentação nas células da região da endoderme, no periciclo e nos tecidos do floema de raízes jovens (Jones *et al.*, 2013). Diferentemente de *M. incognita*, a infecção por reniformes não tem restrição quanto ao posicionamento da infecção nas raízes; eles podem alimentar-se em qualquer ponto ao longo de seu comprimento (Starr, 1998). O nematoide também induz o estabelecimento do sítio de alimentação a partir de uma célula da endoderme, que aumenta de tamanho e incorpora células do periciclo, do parênquima vascular e do floema, em um número máximo de 200 células da planta, uma vez que causa a dissolução das paredes celulares adjacentes (Noe, 2010). Após estabelecer o sítio de alimentação, progressivamente, a porção posterior do corpo da fêmea, posicionada externamente, na raiz, aumenta em volume, resultando na forma de rim (*Figura 4*).

As fêmeas adultas tornam-se sedentárias logo após o início da alimentação, e os machos permanecem móveis no solo. *R. reniformis* é uma espécie anfimítica; os machos são atraídos pelas fêmeas logo após estas atingirem a maturidade. A produção de ovos começa entre cinco e sete dias após a infecção das raízes das plantas. Semelhantemente ao nematoide-das-galhas, os ovos de *R. reniformis* são depositados em uma matriz gelatinosa, normalmente em número de até cem ovos (*Figura 4*), produzida por glândulas vaginais, em contraste com *M. incognita*, que a produz por glândulas retais (Robinson *et al.*, 1997). Todo o ciclo de vida do nematoide é completado em 24-30 dias, e a temperatura tem grande influência nesse período.

Figura 4. Ampliação de raízes de algodoeiro parasitadas por *R. reniformis*. (A): Parte posterior das fêmeas do nematoide (estrutura de coloração branco-leitosa em forma de rim); (B e C): massas de ovos em azul, pela ação do corante Trypan Blue. Fonte: Rafael Galbieri.

3.2 Ecologia

Uma das características relevantes, que faz do nematoide reniforme um dos principais parasitas de plantas cultivadas mundialmente, é sua capacidade de adaptar-se às diferentes condições ambientais/edáficas. O nematoide pode ser encontrado em diversos tipos de solo, porém apresenta tendência para solos de textura fina, siltosos ou argilosos (Robinson *et al.*, 1997; Asmus, 2004). A espécie apresenta grande capacidade de sobrevivência na ausência do algodoeiro, não somente por ser uma espécie polífaga (mais de 300 espécies de plantas hospedeiras), mas, sobretudo, em função da presença de diferentes mecanismos. Por exemplo, em condições de baixa umidade, o nematoide entra em estado de anidrobiose, suportando a dessecação melhor que outras espécies. Além disso, o nematoide pode ter populações elevadas em profundidades maiores, como em 40-120 cm (Robinson *et al.*, 2005; Asmus & Ishimi, 2009), ficando menos sujeito a variações ambientais, principalmente em período de estiagem. Na ausência de plantas hospedeiras, o nematoide pode sobreviver por até dois anos (Asmus *et al.*, 2015).

De forma semelhante a *M. incognita*, o nematoide reniforme apresenta interação com os fungos causadores das murchas de *Fusarium* e *Verticillium*, doenças favorecidas em áreas infestadas com o nematoide. Além disso, o parasitismo de *R. reniformis* favorece a ocorrência de doenças em plântulas causadas, principalmente, por *R. solani* e diferentes espécies de *Fusarium* (Palmateer *et al.*, 2004).

3.3 Sintomas e danos ao algodoeiro

No Brasil, a cultura do algodoeiro é, sem dúvida, a que sofre mais prejuízos em função do nematoide reniforme (Ferraz & Monteiro, 1995). Campos infestados pelo parasita não apresentam plantas com sintomas reflexos tão expressivos como os provocados pelo nematoide-das-galhas; perdas na produção podem ocorrer sem qualquer tipo de sintomas expressivos. Em campos com alto nível de infestação, as plantas podem apresentar sistema radicular com menor volume e aspecto mais sujo mesmo após lavagem em água corrente. Isso ocorre pela aderência de partículas de solo nas massas de ovos do nematoide (Starr *et al.*, 2005). As plantas ataca-

das têm desenvolvimento inferior ao considerado normal, com reboleiras normalmente maiores que aquelas provocadas por outros nematoides (*Figura 5*). Somente com alta densidade populacional do nematoide no solo é possível visualizar sintomas de "carijó" nas folhas de algodoeiro (*Figura 5*). As condições climáticas, bem como o estado nutricional das plantas, podem influenciar a agressividade dos sintomas provocados pelo nematoide.

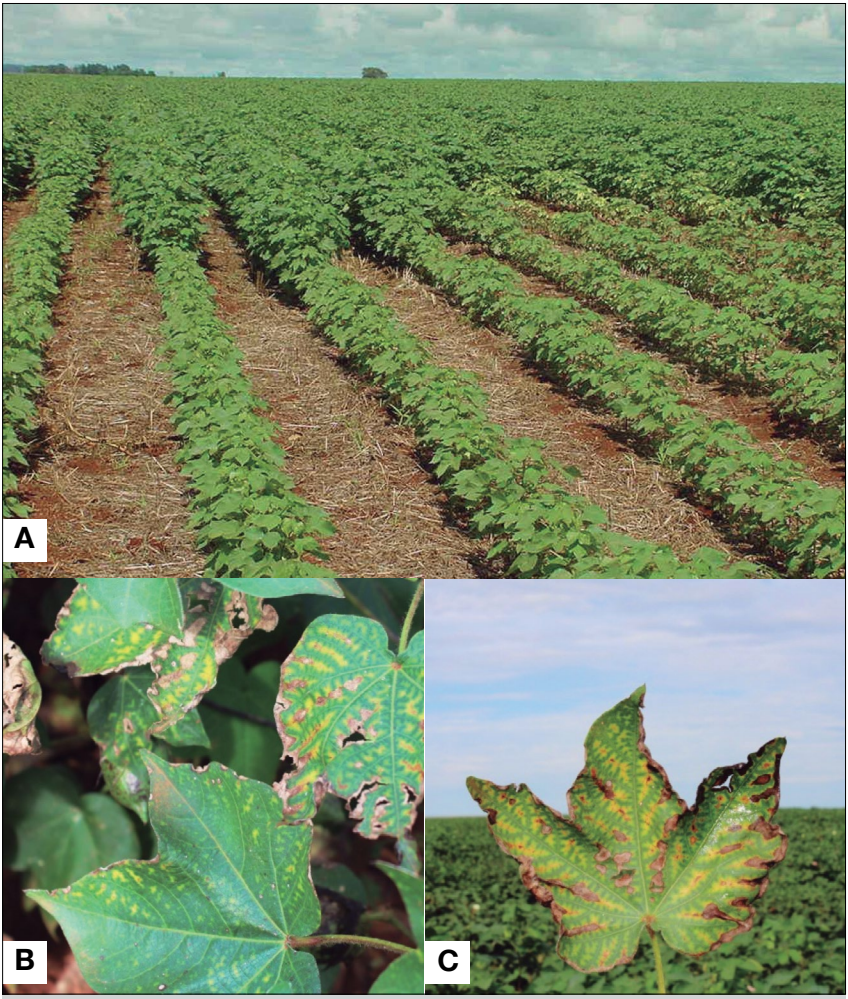


Figura 5. Sintomas reflexos causados por *Rotylenchulus reniformis*. (A): reboleira no campo. (B e C): sintomas de "carijó" nas folhas, em área com alta infestação em Mato Grosso (4.500 espécimes por 200 cm^3 de solo). Fontes: (A) Guilherme L. Asmus; (B e C) Rafael Galbieri.

4. *Pratylenchus brachyurus*

O gênero *Pratylenchus* é considerado como o segundo (Goulart, 2008) ou terceiro (Jones *et al.*, 2013) mais importante pelos impactos econômicos mundiais que causa às culturas agrícolas, superado somente pelo nematoide-das-galhas e de cisto (*Heterodera* e *Globodera*).

A espécie *Pratylenchus brachyurus*, conhecida como nematoide das lesões radiculares, é o de maior ocorrência em área de produção de algodão no Brasil, principalmente nas condições do Cerrado brasileiro (item abordado no *Capítulo 2*). No entanto, os danos e, consequentemente, as perdas de produção de algodão no país não são muito evidentes, indicando que, por mais que o algodoeiro seja hospedeiro ao nematoide, apresenta também boa tolerância (Inomoto *et al.*, 2001; Machado *et al.*, 2006). É possível que, com alta população e de forma indireta, associado a outros fatores, como estresse hídrico, compactação, deficiência nutricional etc., os danos sejam mais expressivos.

4.1 Biologia

As fêmeas depositam cerca de 30 ovos ao longo de suas vidas, normalmente dentro das raízes ou no solo próximo à superfície (postura isolada, sem formação de massas de ovos); o macho é raro, sendo a reprodução partenogênica (Asmus *et al.*, 2015). O nematoide tem hábito endoparasita migrador. A primeira ecdise ocorre ainda dentro do ovo, e todos os estádios subsequentes (juvenis e adulto) são móveis e infectivos; não ocorre o sítio permanente de alimentação. O nematoide move-se na região do córtex da raiz, onde se alimenta e se reproduz, mas não ataca a região da endoderme. Tanto a penetração como a migração no interior das raízes são facilitadas por uma combinação de ações: mecânicas (uso do estilete e movimentação de todo o corpo) e tóxica (degradação enzimática das paredes celulares da planta) (Goulart, 2008). Com o estilete, o nematoide absorve o material pré-digerido pelo processo de digestão pré-oral do conteúdo citoplasmático. Seu ciclo de vida varia muito, mas dura entre três e oito semanas, dependendo das condições ambientais (Agrios, 2004), podendo completar-se den-

tro das raízes em condições favoráveis ao parasitismo. Quando as condições são adversas, como, por exemplo, a falta de alimento por conta da senescência da planta ou o excesso de parasitismo, o nematoide terá que migrar para o solo e procurar novas raízes.

4.2 Ecologia

A ocorrência de *P. brachyurus* é favorecida por temperaturas em torno de 30°C e solos com textura média de 15% a 25% de argila (Asmus *et al.*, 2015). O nematoide tem grande capacidade de sobrevivência na ausência da cultura principal. Primeiro, porque é uma espécie polífaga, com ampla gama de hospedeiros, incluindo inúmeras plantas daninhas e diferentes espécies de gramíneas cultivadas (muito usadas em cobertura de solo no sistema de plantio direto no Brasil Central). Segundo, pelo fato de os ovos apresentarem resistência considerável, podendo sobreviver no campo por determinado período. Tanto os ovos quanto os juvenis apresentam os seguintes mecanismos de sobrevivência: criobiose (dormência em baixas temperaturas), anidrobiose (dormência em baixas condições de umidade). Este último fator é muito importante no período seco, na entressafra no Cerrado brasileiro. Há relatos de sobrevivência do nematoide por até 21 meses em solo sem qualquer planta hospedeira e sem irrigação, em condições controladas (Goulart, 2008).

A patogenicidade de *Pratylenchus* pode ser influenciada pela interação com outros patógenos, principalmente fungos habitantes do solo. As interações sinérgicas mais frequentes relatadas são com os fungos causadores de murchas, dos gêneros *Fusarium* e *Verticillium* (Jones & Fosu-Nyarko, 2014).

4.3 Sintomas e danos ao algodoeiro

Como endoparasitas migradores, os nematoides das lesões radiculares destroem tecidos das raízes, causando rompimento superficial e destruição interna, predispondo-os a infecções secundárias por fungos e bactérias. Os danos às plantas hospedeiras são resultados das seguintes ações: espoliadora (alimentação e consumo do conteúdo de células vegetais), mecânica e tóxica (enzima e toxinas). Os sintomas são inespecíficos e podem passar facilmente desperce-

bidos ou serem confundidos com os causados por outros patógenos, deficiências nutricionais ou estresse hídrico (Goulart, 2008). Na *Figura 6*, é possível verificar o escurecimento do sistema radicular provocado por *P. brachyurus* e ações de diversos microrganismos em plantas inoculadas em condições de casa de vegetação.

Figura 6. Sintomas causados por nematoides em raízes de algodoeiro. (A): escurecimento do sistema radicular inoculado com *P. brachyurus*. (B): à esquerda, raízes necrosadas pelo parasitismo de *P. brachyurus*; à direita, galhas provocadas por *Meloidogyne incognita* (plantas com 80 dias após a inoculação). Fonte: Rafael Galbieri.

5. Quantificações de nematoides

Nematoides parasitas de plantas são parasitas obrigatórios, o que significa que podem alimentar-se somente de células vegetais vivas, e não de plantas mortas em decomposição, bactérias ou fungos. Existe especificidade em relação ao hospedeiro, e as reações das plantas aos ataques de nematoides diferem significativamente de acordo com a espécie e a cultivar. Os danos que os nematoides podem causar a uma cultura dependem de sua densidade populacional no solo (Greco & Di Vito, 2009); há diversos trabalhos mostrando essa relação na cultura do algodoeiro (Starr, 1998). No geral, a população de dano estabelecida para nematoide-das-galhas é baixa, ao redor de cem indivíduos (em 200 cm^3 de solo). Para o nematoide reniforme, esse valor está em torno de 600 espécimes (em 200 cm^3 de solo). No caso do nematoide das lesões, ainda não se definiu a população de dano. Acredita-se, porém, que seja relativamente alta.

Para um sistema de manejo de nematoides eficiente, é fundamental saber quais espécies estão presentes no solo de determinada gleba, talhão ou propriedade, bem como suas densidades populacionais. Há diferentes estratégias para amostragem e quantificação de nematoides no campo. Por exemplo, o procedimento pode ser realizado antes do plantio do algodoeiro, com os inconvenientes de que, nesse período, a população do nematoide estará mais baixa e não haverá plantas e raízes disponíveis para auxílio na diagnose com base em sintomas no campo (reboleiras, folhas "carijó", galhas etc.). Por outro lado, há a vantagem de se poder caminhar facilmente, sem obstáculos, pela área de amostragem, permitindo, inclusive, o uso de veículos apropriados para o procedimento. Outra estratégia consiste em proceder à amostragem durante a safra, quando a cultura está em seu desenvolvimento, entre 60 e 120 dias após o plantio, visando à implementação de medidas de manejo para a safra posterior. Neste caso, o objetivo é quantificar o nematoide quando a população está em seu auge, com possibilidade da quantificação também nas raízes do algodoeiro. Ambos os métodos têm suas vantagens; é necessário padronizar os procedimentos no tempo, ou, em um cenário ideal, proceder das duas formas, para possibilitar comparações na área, com objetivo de manejo. Outra

medida importante é nunca coletar na entressafra com solo excessivamente seco, principalmente nas condições do Cerrado brasileiro (agosto-setembro).

Segundo Galbieri *et al.* (2015), o caminhamento para coleta em determinado talhão pode ser efetuado em zigue-zague, em função de a distribuição de nematoides no campo não ser uniforme, com formação de agregados (reboleiras). Devem-se coletar as amostras na linha de plantio, na região da rizosfera das plantas. Os nematoides vão permanecer preferencialmente onde houver maior quantidade de raiz; assim, recomenda-se a coleta na profundidade de 0-25 cm. No caso de *R. reniformis*, observam-se populações mais elevadas em profundidade maior, na faixa de 20-40 cm, em determinados períodos do ano, o que justifica fazer esse procedimento em áreas com suspeita do nematoide. Coletar entre 20 e 25 subamostras a cada, no máximo, 10 ha. Deve-se evitar fazer a amostragem no centro das reboleiras, pois, nesse local, possivelmente as plantas/raízes já se encontram muito danificadas, podendo a população de fitonematoides apresentar baixa densidade. Nessas condições, recomenda-se amostrar as plantas/raízes nas bordas de áreas com plantas sadias. Formar uma amostra composta de, no mínimo, 500 cm^3 de solo e 20 g de raízes por área amostrada. Lembrar-se de que as maiores quantidades de nematoides estão nas raízes laterais e radicelas, e não na raiz pivotante. O material coletado, solo ou raiz, tem de ser devidamente homogeneizado, identificado, acondicionado e transportado para análise em laboratório (*Figura 7*).

No Brasil, existem diferentes laboratórios que prestam serviços de análise nematológica. Antes do procedimento, é conveniente informar-se com os técnicos do laboratório sobre orientações para as coletas. É importante atentar-se que diferentes laboratórios podem expressar resultados em proporções diferentes em seus laudos, visto não haver um padrão oficial no Brasil ou mesmo no mundo. Para solo, as mais utilizadas no Brasil expressam o número de nematoides em 200 cm^3 ou 100 cm^3 e, para raízes, em 5 g ou 10 g.

Para interpretação mais cuidadosa dos laudos de análise nematológica, é importante o conhecimento da biologia das espécies e suas relações com o hospedeiro. Na *Figura 8*, é possível ver um esquema diagramático do posicionamento do parasitismo em relação à anatomia radicular dos três diferentes gêneros de nematoides parasitas do algodoeiro. Observa-se que no gênero *Rotylenchulus*

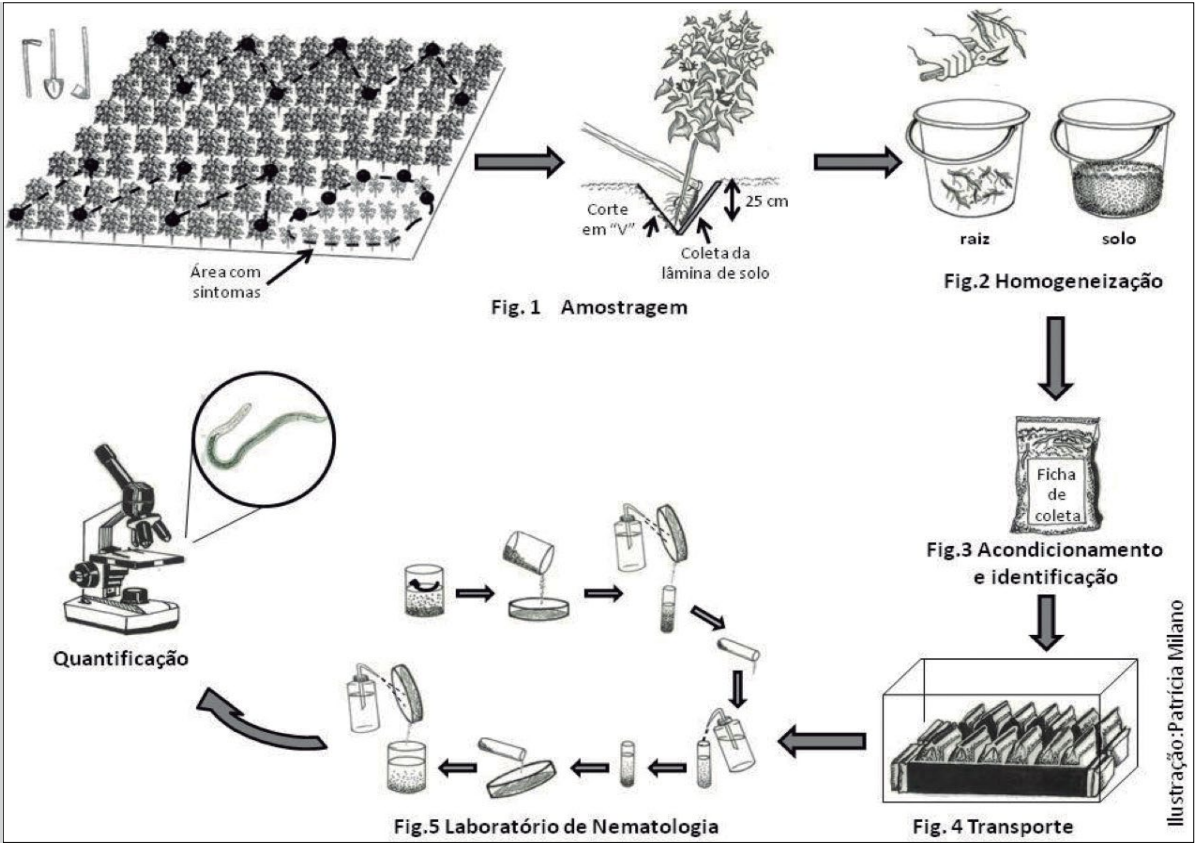


Figura 7. Esquema de amostragem, homogeneização, acondicionamento, identificação e transporte de amostras de solo e raiz na cultura do algodoeiro para quantificação de nematoides (Galbieri *et al.*, 2015).

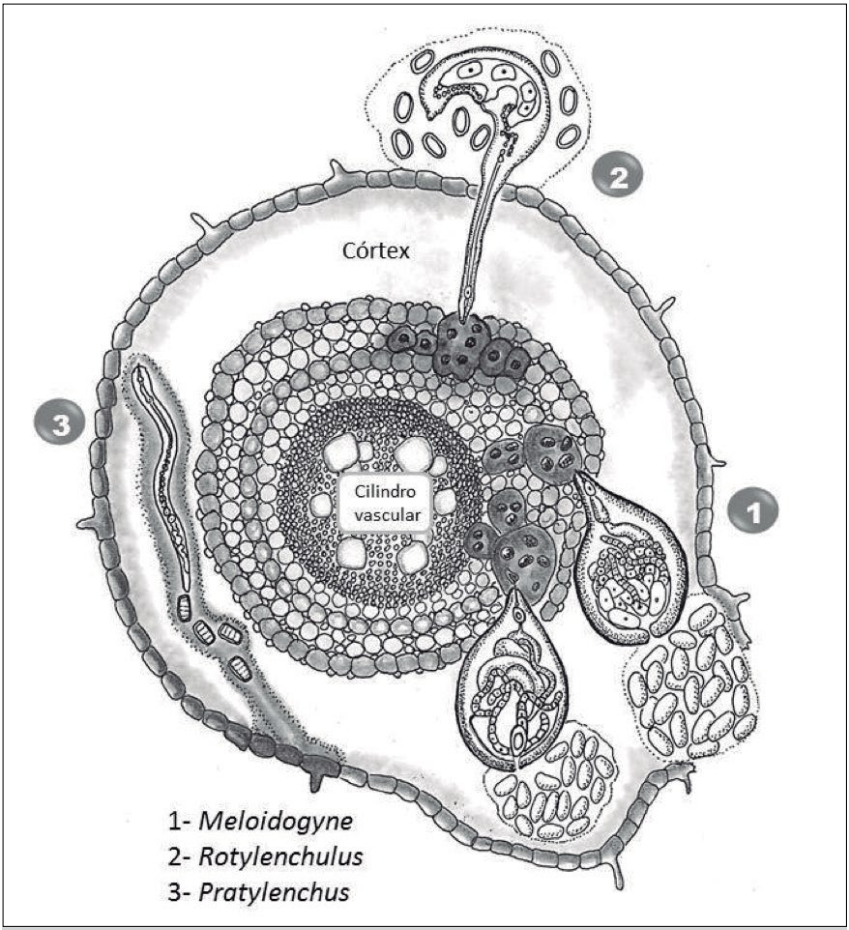


Figura 8. Representação diagramática do posicionamento do parasitismo de três diferentes gêneros de nematoides em relação à anatomia radicular (adaptado de Hunt *et al.*, 2005; Gheysen & Jones, 2006).

a deposição dos ovos pela fêmea acontece mais externamente nas raízes (semiendoparasita). Para *Meloidogyne*, parte da colocação dos ovos acontece na superfície radicular (endoparasita). Já para o gênero *Pratylenchus*, a postura é isolada, principalmente dentro do sistema radicular, na região do córtex.

O posicionamento do nematoide em relação ao sistema radicular, associado ao número médio de ovos produzidos por fêmea, tem influência na evolução do número de espécimes de nematoide no

decorrer da cultura. Na *Figura 9*, é possível observar a relação entre o número de indivíduos dos referidos nematoides no solo com o número no sistema radicular. Essa relação foi obtida a partir de dados de 1.799 amostras coletadas na cultura do algodoeiro no Estado de Mato Grosso. No entanto, para a composição da relação solo-raiz, foram consideradas somente as médias em que o nematoide ocorreu, ou seja, 439 amostras com *M. incognita*, 230 com *R. reniformis* e 1.730 com *P. brachyurus*. Foram consideradas unidades de 200 cm^3 de solo e 5 g de raiz, em coletas realizadas entre 60 e 120 dias após o plantio da cultura do algodoeiro. É possível observar maior quantidade de nematoides reniformes no solo do que no interior das raízes, comparativamente a *P. brachyurus*, que apresentou relação no sentido oposto, ou seja, maior número de nematoides no interior das raízes em comparação às duas outras espécies. Por esse motivo, a amostragem de raízes torna-se fundamental para a quantificação de *P. brachyurus*.

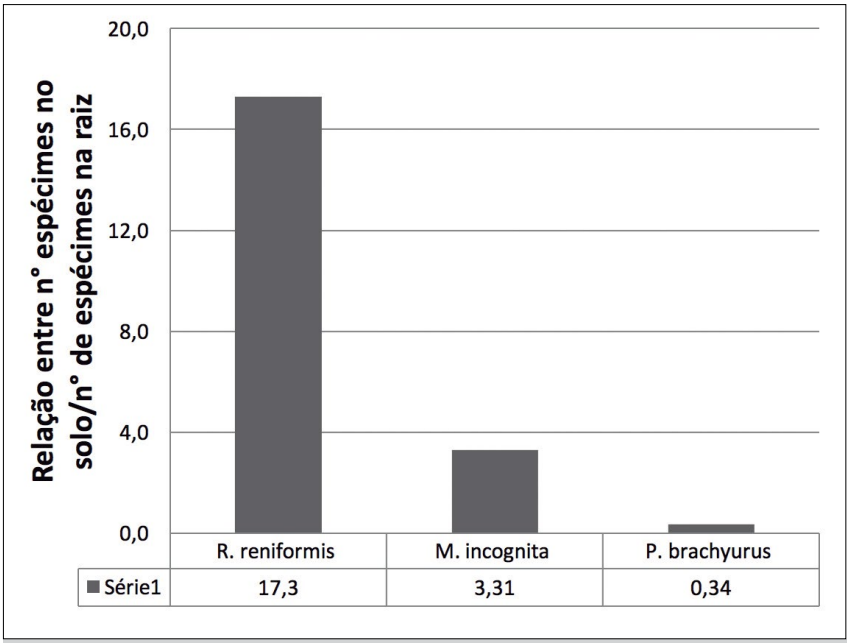


Figura 9. Relação entre o número médio de espécimes de nematoides no solo/raiz (solo = 200 cm^3 e raiz = 5 g). Amostras coletadas em 60-120 dias após o plantio em 1.799 talhões com algodoeiro nas safras de 2011 a 2015, no Estado de Mato Grosso. Relação solo-raiz feita por médias populacionais a partir das amostras em que o nematoide ocorreu.

6. Considerações finais

Este capítulo teve por objetivo apresentar informações básicas da biologia geral das principais espécies de nematoides fitoparasitas que incidem sobre a cultura do algodoeiro, como introdução aos demais capítulos, voltados para os métodos de manejo nas condições do Cerrado brasileiro.

Há diferenças expressivas entre a biologia, a ecologia e os sintomas provocados pelas três principais espécies de fitonematoides do algodoeiro no Brasil (*M. incognita*, *R. reniformis* e *P. brachyurus*). É desejável que técnicos envolvidos com a produção de algodão conheçam essas particularidades, visando o aprimoramento do processo decisório sobre medidas de manejo.

Referências

ABRAPA– Associação Brasileira dos Produtores de Algodão. **Estatísticas: Produção mundial**. [Brasília], 2016. Disponível em: http://www.abrapa.com.br/estatisticas/Paginas/producao-mundial.aspx. Acesso em 29 fev., 2016.

AGRIOS, G. Plant diseases caused by nematodes. In: Agrios, G. (ed). **Plant pathology**, Elsevier Academic Press, San Diego, Estados Unidos, 2004. p. 825-874.

AL-HAZMI, A. S.; AL-NADARY, S. N. Interaction between *Meloidogyne incognita* and *Rhizoctonia solani* on green beans. **Saudi Journal of Biological Sciences**, 22:570-574, 2015.

ASMUS G. L. Ocorrência de nematóides fitoparasitos em algodoeiro no estado de Mato Grosso do Sul. **Nematologia Brasileira**, v. 28(1), p. 77-86, 2004.

ASMUS, G. L.; INOMOTO, M. M.; SAZAKI, C. S. S.; FERRAZ, M. A. Reação de algumas culturas de cobertura utilizadas no sistema plantio direto a *Meloidogyne incognita*. **Nematologia Brasileira**, 29(1):47-52, 2005.

ASMUS, G. L.; INOMOTO, M. M.; SILVA, R. A.; GALBIERI, R. Manejo de nematoides. In: Freire, E.C. (ed.). **Algodão no cerrado do Brasil**. Abrapa, Brasília, Brasil: Gráfica e Editora Positiva, 2015. p.445-483.

ASMUS, G. L.; ISHIMI, C. M. Flutuação populacional de *Rotylenchulus reniformis* em solo cultivado com algodoeiro. **Pesq. Agropec. Bras.**, 44(1):51-57, 2009.

BARTLEN, D. G.; JONES, M. G. K.; HAMMES, U. Z. Vascularization and nutrient delivery as root-knot nematode feeding in host roots. **Journal of Experimental Botany**, 65(7):1789-1798, 2014.

BRIDGE, J. Nematodes. In: Hillocks, R. J. (ed). **Cotton disease.** CAB International, Londres, Reino Unido, 1992. p. 331-353.

BRODIE, B. B.; COOPER, W. E. Relation of plant parasitic nematodes to post-emergence damping-off of cotton. **Phytopathology**, 54:1023-1027, 1964.

CAUQUIL, J.; SHEPHERD, R. L. Effect of root-knot nematode-fungi combinations on cotton seedling disease. **Phytopathology**, 60:448-451, 1970.

CONAB. Safras – **grãos safra** 2014/2015 [acessado 01 de fevereiro 2016] Disponível em: http://www.conab.gov.br/conabweb/index.php?PAG=131

CIA, E.; SALGADO, C. L. Doenças do algodoeiro (*Gossypium* spp.). In: Kimati, H.; Amorim, L.; Rezende, J. A. M.; Bergamin Filho, A.; Camargo, L. E. A. (eds.). **Manual de Fitopatologia: Doenças das plantas cultivadas.** 4 ed, v. 2, São Paulo, Brasil, Agronômica Ceres, 2005. p. 41-52.

DAVIS, R. F.; WEBSTER, T. M. Relative host status of selected weeds and crops for *Meloidogyne incognita* and *Rotylenchulus reniformis*. **Journal of Cotton Science**, 9:41-46, 2005.

DEVAY, J. E.; GUTIERREZ, A. P.; PULLMAN, G. S.; WAKEMAN, R. J.; GARBER, R. H.; JEFFERS, D. P.; SMITH, S. N.; GOODELL, P. B.; ROBERTS, P. A. Inoculum densities of *Fusarium oxysporum* f.sp. *vasinfectum* and *Meloidogyne incognita* in relation to the development of *Fusarium* wilt and the phenology of cotton plants (*Gossypium hirsutum*). **Ecology and Epidemiology**, 87(3):341-346, 1997.

DECRAEMER, W.; HUNT, D. J. Structure and classification. In: Perry, R. N.; Moens, M. (eds). **Plant Nematology**. Wallingford, Oxfordshire, Reino Unido: CAB International, 2006. p. 3-32.

EVANS, A. A. F.; PERRY, R. N.; Survival mechanisms. In: Perry, R.; Moens, M.; Starr, J. **Root-Knott nematodes**, Cambridge, Reino Unido: CBA International, 2009. p. 201-222.

FERRAZ, L. C. C. B.; MONTEIRO, A. R. Nematoides. In: Bergamin Filho, A.; Kimati, H.; Amorim, L. (Eds). **Manual de fitopatologia**. São Paulo, Brasil: Agronômica Ceres, 1995. p. 168-201.

FUJIMOTO, T.; HASEGAWA, S.; OTOBE, K.; MIZUKUBO, T. The effect of soil water flow and soil properties on the motility of second-stage juveniles of the root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*). **Soil Biology & Biochemistry**, 42:1065-1072, 2010.

GALBIERI, R.; INOMOTO, M. M.; SILVA, R. A.; ASMUS, G. L. Manejo de fitonematoides na cultura do algodoeiro em Mato Grosso.In:Belot, J. L. (ed), **Manual de boas práticas de manejo do algodoeiro em Mato Grosso**. Cuiabá, Brasil: Editora Casa da Árvore, 2015. p.214-225.

GHEYSEN, G.; JONES, J. T. Molecular aspects of Plan-nematodes interaction. In: Perry, R. N.; Moens, M. **Plant Nematology**. Wallingford, Oxfordshire, Reino Unido: CAB International, 2006. p. 234-254.

GOULART, A. M. C. Aspectos gerais sobre nematoides-das-lesões radiculares (gênero *Pratylenchus*). **Boletim de pesquisa e desenvolvimento 219**, Embrapa Cerrados, Planaltina, DF; Brasil, 2008. 30 p.

GRECO, N.; Di VITO, M. Population dynamics and damage levels. In: Perry, R.; Moens, M.; Starr, J. **Root-Knott nematodes**, Cambridge, Reino Unido: CBA International, 2009. p. 246-274.

HUNT, D. J.; LUC, M.; MANZANILLA-LÓPEZ, R. H. Identification, morphology and biology of plant parasitic nematodes. In: Luc, M.; Sikora, R. A.; Bridge, J. (Eds). **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**, Wallingford, Oxfordshire, Reino Unido: CAB International, 2005. p. 11-52.

HUSSEY, R. S.; JANSSEN, G. J. W. Root-Knot nematodes: *Meloidogyne* species. In: Starr, J. L.; Cook, R.; Bridge, J. (Eds). **Plant resistance to parasitic nematodes**. Wallingford, Oxon, Reino Unido, Oxon: CAB International, 2002. p. 43-70.

INOMOTO, M. M.; GOULART, A. M. C.; MACHADO, A. C. Z.; MONTEIRO, A. R. Effect of population densities of *Pratylenchus brachyurus* on the growth of cotton plants. **Fitopatologia Brasileira**, 26(2):192-196, 2001.

JONES, M. G. K.; FOSU-NYARKO, J. Molecular biology of root lesion nematodes (*Pratylenchus* spp.) and their interaction with host plants. **Annals of Applied Biology**, 164:163-181, 2014.

JONES, J. T.; HAEGEMAN, A.; DANCHIN, E. G. J; GAUR, H. S.; HELDER, J.; JONES, M. G. K.; KIKUCHI, T.; MANZANILLA-LÓPEZ, R.; PALOMARES-RIUS, J. E.; WESEMAEL, W. M. L.; PERRY, R. Top 10 plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology. **Molecular Plant Pathology**, 14(9):946-961, 2013.

MACHADO, A. C. Z.; BELUTI, D. B.; SILVA, R. A.; SERRANO, M. A. S.; INOMOTO, M. M. Avaliação de danos causados por *Pratylenchus brachyurus* em algodoeiro. **Fitopatol. Bras.**, 31(1):11-16, 2006.

MOENS, M.; PERRY, R. N.; STARR, J. L. *Meloidogyne* species – a diverse group of novel and important plant parasites. In: Perry, R. N.; Moens, M.; Starr, J. L. **Root-knot nematodes**. CAB International, Wallingford, Reino Unido, 2009. p. 1-17.

MOURA, R. M. Gênero *Meloidogyne* e a meloidoginose. Parte I. **Revisão Anual de Patologia de Plantas – RAPP**, Passo Fundo, Brasil, 1996. p. 4:209-244.

NICOL, J. M.; TURNER, S. J.; COYNE, D. L.; NIJS, L. D.; HOCKLAND, S.; TAHNA MAAFI, Z. Current nematode threats to word agriculture. In: Jones, J.; Cheysen, G, Fenoll, C. (eds), **Genomics and molecular genetics of Plant-Nematode Interactions**. Springer País Baixos, Science+Business Media B.V, 2011. p. 21-43.

NOE, J. P. Nematoides parasitas de plantas. In: Trigiano, R. N.; Windham, M. T.; Windham, A. S. **Fitopatologia: conceitos e exercícios de laboratório**. Porto Alegre, RS, Brasil: Artmed, 2010. p. 83-96.

PALMATEER, A. J.; LAWRENCE, K. S.; SANTEN, E.; MORGAN-JONES, G. Interaction of *Rotylenchulus reniformis* with seedling disease pathogens of cotton. **Journal of Nematology**, 36(2):160-166, 2004.

ROBINSON, A. F.; AKRIDGE, R.; BRADFORD, J. M..; COOK, C. G.; GAZAWAY, W. S.; KIRKPATRICK, T. L.; LAWRENCE, G.W.; LEE, G.; MCGAWLEY, E. C.; OVERSTREET, C.; PADGETT, B.; RODRÍGUEZ-KÁBANA, R.; WESTPHAL, A.; YONG, L. D. Vertical distribution of *Rotylenchulus reniformis* in cotton fields. **Journal of Nematology**, 37(3):265-271, 2005.

ROBINSON, A. F.; INSERRA, R. N.; CASWELL-CHEN, E. P.; VOVLAS, N.; TROCCOLI, A. Rotylenchulus species: identification, distribution, host ranges, and crop plant resistance. **Nematropica**, 27(2):127-180, 1997.

SASSER, J. N. Root-Knot nematodes: a global menace to crop production. **Plant Dis**., 64:36-41, 1980.

SINGH, S. K.; HODDA, M.; ASH, G. J. Plant-parasitic nematodes of potencial phytosanitary importance, their main host and reported yield losses. **OEPP/EPPO Bulletin**, 43(2):334-374, 2013.

STARR, J. L.; Cotton. In: Barker, K. R.; Pederson, G. A.; Windhan, G. L (ed.). **Plant and nematode interaction**. American Society of Agronomy, Madison, Estados Unidos, 1998. p. 359-379.

STARR, J. L.; CARNEIRO, R. G.; RUANO, O. Nematode parasites of cotton and other tropical fibre crops. In: Luc, M.; Sikora, R.A.; Bridge, J. **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**, Wallingford, Oxfordshire, Reino Unido: CAB International, 2005. p. 733-750.

STARR, J. L.; KOENNING, S. R.; KIRKPATRICK, T. L.; ROBINSON, A. F.; ROBERTS, P. A.; NICHOLS, R. L. The future of nematode management in cotton. **Journal of Nematology**, 39(4):283-294, 2007.

WEAVER, D. B. Cotton nematodes. In: Fang, D. D.; Percy, R. G. (eds). **Cotton**, Madison, Estados Unidos: ASA, CSSA and SSSA, 2015. p.1-24.

CAPÍTULO 2

Influência dos parâmetros do solo na ocorrência de fitonematoides

Rafael Galbieri
IMA - Primavera do Leste/MT

Carlos Manoel P. Vaz
Embrapa Instrumentação Agropecuária - São Carlos/SP

João Flávio Veloso Silva
Embrapa Agrossilvipastoril - Sinop/MT

Guilherme L. Asmus
Embrapa Agropecuária Oeste - Dourados/MS

Silvio Crestana
Embrapa Instrumentação Agropecuária - São Carlos/SP

Eduardo da Silva Matos
Embrapa Agrossilvipastoril - Sinop/MT

Ciro Augusto de Souza Magalhães
Embrapa Agrossilvipastoril - Sinop/MT

1. Introdução

A partir da década de 1990, a cultura do algodoeiro começou a ser implementada intensivamente no Cerrado brasileiro. No período de 1995 a 2005, a área plantada em Mato Grosso teve um aumento aproximado de dez vezes, passando de 55.200 para 542.000 hectares. Atualmente, o Estado detém mais da metade

da área cultivada em todo o país. E como importantes patógenos do algodoeiro figuram os nematoides. Porém, o tempo necessário de sua introdução ou seleção em áreas agrícolas até causar danos aparentes em uma cultura é relativamente longo, principalmente pela sua capacidade lenta de dispersão. Esse tempo pode ser acelerado ou retardado em função de diferentes práticas agrícolas, como utilização ou não de rotações de culturas, suscetibilidade de genótipos, intensa mecanização etc. Todavia, uma vez disseminado em uma área, sua capacidade de sobreviver e persistir no agroecossistema é elevada, tornando praticamente impossível sua erradicação.

Recentemente, as produtividades do algodoeiro nas condições do Cerrado estagnaram, e, em determinadas situações, observam-se decréscimos de valores. Por outro lado, nunca se gastou tanto para produzir algodão nessas regiões, com incorporação de diferentes tecnologias, como eventos transgênicos e um grande portfólio de produtos agroquímicos. Essa estagnação ou gradativo decréscimo de produtividade vem ocorrendo sem causa perceptível na parte aérea das plantas. Tudo indica que outros fatores estão diretamente relacionados, como, por exemplo, a influência do solo na produção. Muitas vezes, o ambiente edáfico é subestimado, ou não é avaliado, por conta das dificuldades de obtenção e interpretação de informações. Entender o que está acontecendo nesse aspecto é fundamental para ter-se explicações viáveis para o processo produtivo e permitir intervenções a favor da sustentabilidade da cultura na região. Para isso, somente levantamentos sistemáticos em grande escala de toda a área de produção poderão gerar informações sobre a situação real de nossos solos no Cerrado para a cultura algodoeira. É importante que, nesses levantamentos, obtenham-se informações amplas para a composição de um banco de dados com componentes bióticos (nematoides e fungos), abióticos (textura, compactação, fertilidade de solo...), bem como outras informações gerais de produtividade, manejo, espaçamento, variedades etc.

O presente capítulo tem como objetivo principal apresentar e discutir diferentes aspectos de um levantamento sistemático que vem sendo realizado no Estado de Mato Grosso, comparando-o a trabalhos semelhantes já realizados, e que nos permita relatar

passado e presente e formular possíveis tendências de futuro sobre a influência dos nematoides e outros fatores associados ao solo na cultura do algodoeiro no Cerrado brasileiro.

2. Nematoides associados ao algodoeiro

2.1 Ocorrência e distribuição geográfica em Mato Grosso

Há dois componentes principais no modelo espacial da população de fitonematoides no campo: a) distribuição **horizontal** e b) distribuição **vertical**. Ambos os componentes podem mudar no tempo em função de diferentes aspectos da dinâmica populacional, ativa ou passiva redistribuição e disseminação dos nematoides (Been & Schomaker, 2006).

A distribuição horizontal pode ser dividida, arbitrariamente, em microdistribuição (dentro do campo ou talhão) ou macrodistribuição (regiões de produção, países, partes de continentes). Na microdistribuição, a população do nematoide é fortemente relacionada com sua biologia e influências edáficas, que resultam ou não em agregados (reboleiras) no campo. Por exemplo, espécies com hábito endoparasita sedentário depositam seus ovos na mesma localização, frequentemente em massas de ovos, gerando alto padrão agregado de distribuição. Por outro lado, nematoides ectoparasitas investem parte de sua energia movimentando-se e selecionando regiões de alimentação. Como eles depositam seus ovos individualmente, distribuição é menos agregada. Também a microdistribuição é fortemente influenciada pela distribuição da fonte de alimento, no caso, raízes de plantas hospedeiras. Assim, o espaçamento de plantio (Rich & Wright, 2002; Asmus & Galbieri, 2013) e a morfologia do sistema radicular podem ter grande influência no modelo de distribuição dos fitonematoides no campo. Na macrodistribuição, o tempo que uma determinada população de nematoide está presente no agroecossistema (Been & Schomaker, 2006) e os procedimentos que envolvam trânsito de material propagativo, implementos agrícolas, mudas contaminadas etc., são componentes importantes que influenciam na distribuição dos fitonematoides em áreas extensas.

Do ponto de vista prático, avaliar a microdistribuição é impor-

tante para monitorar e determinar o manejo de nematoide nas áreas de produção, por meio de diferentes medidas de controle cultural, genético, químico e biológico. Já a macrodistribuição tem validade para uma análise regional, com possibilidade de analisar possíveis tendências. Essa informação é importante, tanto para implementação de programas fitossanitários regionais, envolvendo diferentes políticas públicas, como na formação de base no direcionamento de trabalhos de pesquisa ou inovação tecnológica.

Levantamentos nematológicos sistemáticos na cultura do algodoeiro foram intensificados na década de 1990 nos Estados Unidos (Heald & Robinson, 1990; Wrather *et al.*, 1992; Kinloch & Sprenkel, 1994; Baird *et al.* 1996; McLean & Lawrence, 2000). Nesses trabalhos, amostram-se sistematicamente extensas áreas de produção da cultura e procede-se a identificação e quantificação das espécies de nematoides presentes. As informações geradas são, basicamente, a frequência de ocorrência das principais espécies e sua distribuição geográfica. No Estado do Missouri, em 1990, em análise de 90 amostras divididas em três diferentes regiões, foram observados 30% com *M. incognita* e 3% com *R. reniformis* (Wrather *et al.*, 1992). Na Flórida, com 178 amostras de diferentes campos, chegou-se à média de 61% de *Meloidogyne* spp. e 15% de *R. reniformis* (Kinloch & Sprenkel, 1994). No Estado da Geórgia, em 778 campos amostrados, 31% com nematoide-das-galhas, 14% com nematoides reniformes, além de 7% com *Hoplolaimus* sp. e 0,3% com *Belonolaimus* sp. (Baird *et al.*, 1996). Na Luisiana, em 600 amostras de solo, compreendendo 6.200 ha, ou 5,3% da área total produzida naquele estado, 25% com *M. incognita*, 67% com *R. reniformis* e *Hoplolaimus* spp. com 3% das amostras (McLean & Lawrence, 2000). Essas informações de distribuição de nematoides em áreas com algodoeiro nos Estados Unidos são constantemente alimentadas em um banco de dados, em um programa de manejo específico, que pode ser visualizado pelo site http://www.cotton.org/tech/pest/nematode/distributions.cfm.

No Brasil, levantamentos sistemáticos foram realizados no algodoeiro nas condições dos Cerrados a partir de 2002 (Asmus, 2004; Silva *et al.*, 2003; Matos *et al.*, 2010; Lopes, 2015). No Estado de Mato Grosso do Sul, em 184 talhões amostrados em 16 diferentes municípios, foram observados 28% com *M. incog-*

nita, 16,8% com *R. reniformis* e 65,2% com *P. brachyurus* (Asmus, 2004). Em 2002, levantamento realizado em Mato Grosso, com 623 amostras de três diferentes regiões (Centro-Sul, Sul e Médio-Norte), constataram-se 5,3% com *M. incognita*, 2% com *R. reniformis* e 94% com *P. brachyurus* (Silva *et al.*, 2003). No Oeste da Bahia, um levantamento direcionado com 169 amostras no ano de 2008 relatou a ocorrência de 41,1% das amostras com *M. incognita*, 20,6% com *R. reniformis* e 78,8% com *P. brachyurus* (Matos *et al.*, 2010). Na mesma região, porém em 2014, em trabalho com 300 pontos amostrados, sendo 75 na cultura do algodoeiro, foi observada a frequência na cultura de 82,7% com *Pratylenchus*, 18,7% com *Meloigogyne* e 16% com *Rotylenchulus* (Lopes, 2015).

No período compreendido entre as safras 2011/12 e 2014/15, foi realizado um novo levantamento sistemático na cultura do algodoeiro no Estado de Mato Grosso. O trabalho, de caráter multi-institucional, foi realizado em parceria entre o Instituto Mato-grossense do Algodão, diferentes centros da Embrapa (Agrossilvipastoril, Instrumentação Agropecuária, Agropecuária Oeste) e a Associação dos Produtores de Sementes do Estado de Mato Grosso (Aprosmat). O trabalho foi financiado pelo Instituto Brasileiro do Algodão (IBA). A seguir, serão relatadas informações extraídas desse levantamento, detalhando diferentes aspectos da macrodistribuição de fitonematoides associados à cultura do algodoeiro em Mato Grosso. Essa distribuição é um relato representativo das condições de produção de algodão do Brasil, já que, atualmente, o Estado representa 57% da área ocupada pela cultura no país (Conab, 2015).

No total, o novo levantamento avaliou 1.799 talhões amostrados ao longo de quatro safras diferentes (2011/12-2014/15), distribuídos em todas as regiões de produção do Estado (Centro, Centro-Leste, Centro-Norte, Médio-Norte, Noroeste, Norte e Sul). Nas amostragens, foram selecionados talhões tanto com histórico de baixa como de alta produtividade de algodão. A *Figura 1* apresenta o mapa do Estado de Mato Grosso com a indicação dos locais de produção de algodão no período de 2011-2015, e, na *Figura 2*, são visualizados os pontos para esse levantamento. Verifica-se que os pontos amostrados contemplam a maioria das áreas de produção de algodão no Estado.

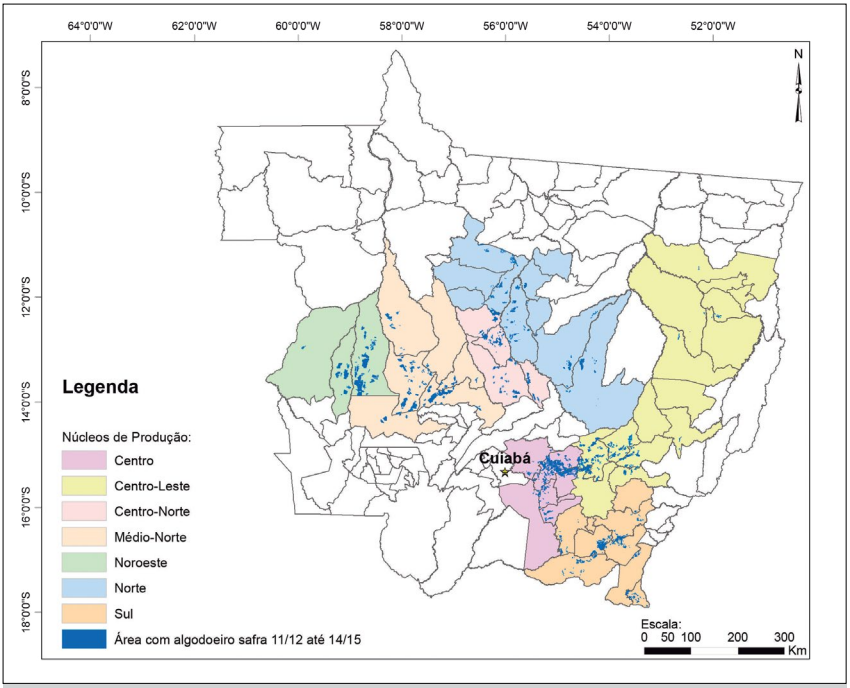


Figura 1. Distribuição das áreas com a cultura do algodoeiro no Estado de Mato Grosso, nos diferentes núcleos de produção, safras de 2011/12 a 2014/15 (Fonte: banco de dados do IMA).

Nos levantamentos nematológicos na região dos Cerrados no Brasil, verifica-se grande ocorrência de *P. brachyurus*, diferentemente dos levantamentos realizados em outros países de regiões temperadas, ou mesmo em outras regiões do Brasil, como o Sul e o Estado de São Paulo, por exemplo. Essa condição pode ser uma consequência da maior habilidade dessa espécie em parasitar milho e outras gramíneas utilizadas em rotação ou como cobertura para o sistema de semeadura direta, prática usual na região central do Brasil (Asmus, 2004). No entanto, mesmo trabalhos relatando os danos comprovados por esse nematoide em condições de casa de vegetação com alta concentração de inóculo (Inomoto *et al.*, 2001; Machado *et al.*, 2006), não há uma definição se a espécie está causando dano direto ao algodoeiro no Brasil Central, ou ao menos em condições de campo (Asmus, 2004; Machado *et al.*, 2006), mostrando que o algodoeiro, por mais que seja hospedeiro desse nematoide, apresenta alta tolerância a ele (Inomoto *et al.*, 2001; Machado *et al.*, 2006; Machado

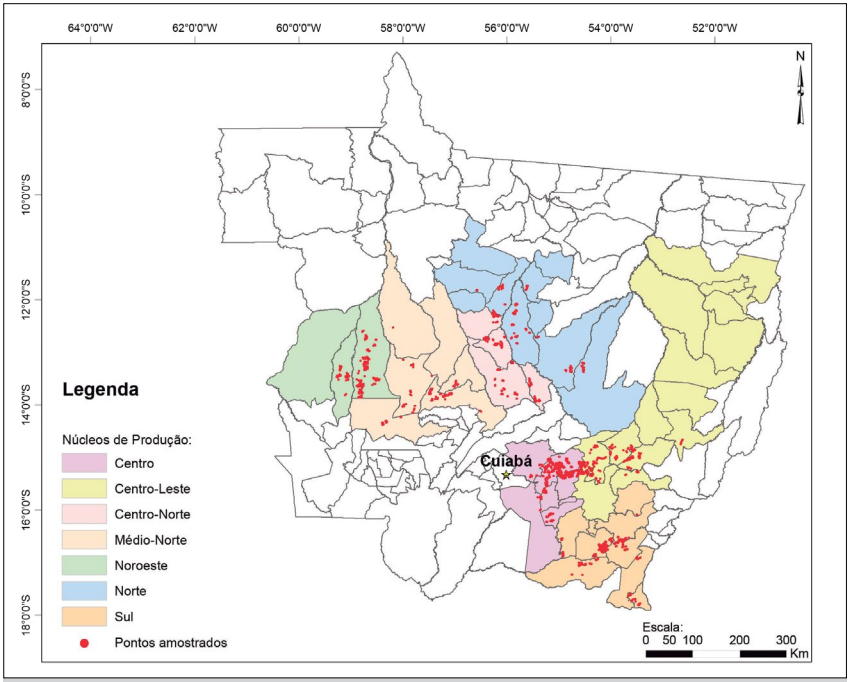


Figura 2. Distribuição dos pontos de coleta no projeto de levantamento da ocorrência de nematoides na cultura do algodoeiro no Estado de Mato Grosso. Total de 1.799 pontos (talhões) amostrados durante as safras 2011/12 a 2014/15 (Fonte: banco de dados do IMA).

et al., 2007). No atual levantamento, também não foi possível relacionar perdas de produção de algodão com a população desse nematoide em condições de campo em Mato Grosso, pois as populações estavam elevadas tanto em áreas de baixa como de alta produtividade. Talvez as populações do nematoide não estejam altas a ponto de provocar danos diretos, como demonstrado por Inomoto *et al.* (2001) e Machado *et al.* (2007). Também é provável que o nematoide esteja causando danos de forma indireta, associado a outros fatores de estresse às plantas, como compactação, seca, desequilíbrio nutricional etc. (Inomoto *et al.*, 2001; Asmus, 2004). Debiasi *et al.* (2014) também mostraram fraca correlação entre população e dano na cultura da soja, comparando amostras de dentro e de fora de reboleiras no campo, porém, comprovaram que os valores de pH, Ca, Mg e a saturação de bases estavam menores dentro da reboleira, assim, concluiu-se que a intensidade dos sintomas de *P. brachyurus* em plantas de soja é maior em solos ácidos, com teores de Ca e Mg

abaixo dos níveis críticos. Parece claro que, principalmente para esse nematoide, os fatores ambientais têm grande influência na predisposição das plantas ao parasitismo e também em sua sobrevivência e disseminação (Debiasi *et al.*, 2014). Trabalhos futuros haverão de ser realizados para gerar novas informações e elucidar melhor essas complexas relações para orientações de manejo.

Quanto ao nematoide-das-galhas (*M. incognita*), sua presença foi observada em 24,4% das amostras. Na *Figura 3*, é possível visualizar sua distribuição geográfica, por meio da indicação dos talhões com a presença do nematoide em Mato Grosso.

Para essa espécie, a situação é bem diferente; onde o nematoide está presente, é possível relacionar população e danos diretamente, como já relatado por inúmeros autores (Davis & May, 2005; Davis & Kemerait, 2009; Galbieri *et al.*, 2009), destacando-se como a principal espécie de nematoide para a cultura (Starr, 1998; Starr *et al.*, 2007; Weaver *et al.*, 2015; Asmus *et al.*, 2015). De forma compara-

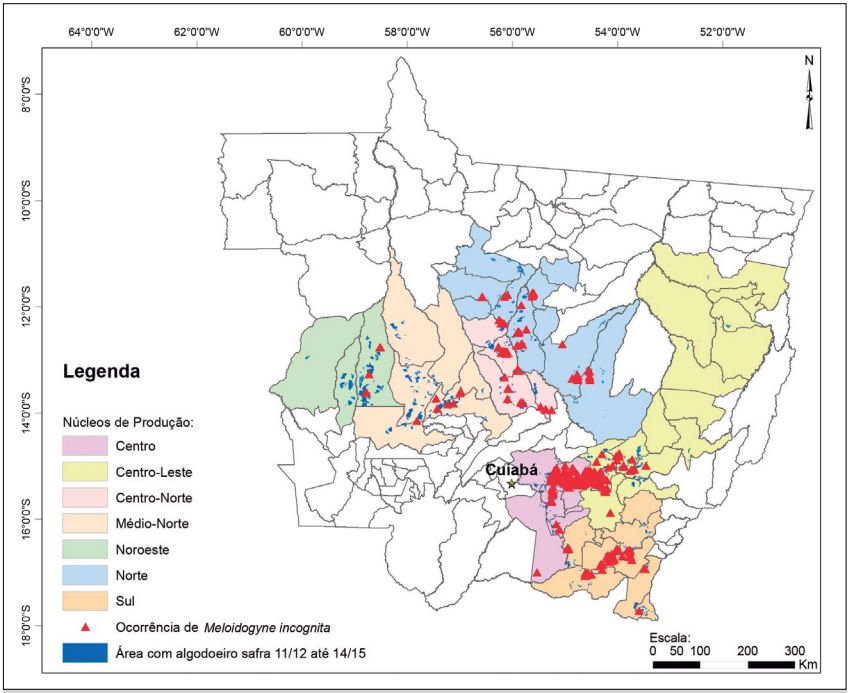


Figura 3. Distribuição geográfica de *Meloidogyne incognita* associado à cultura do algodoeiro nos diferentes núcleos de produção do Estado de Mato Grosso, 2015. Incidência em 439 talhões, 24,4% do total (Fonte: banco de dados do IMA).

tiva, a distribuição geográfica do nematoide é mais concentrada nas regiões Centro, Centro-Leste, Sul e Norte do Estado. As regiões Noroeste e Médio-Norte estão com incidência menor até o momento.

Em relação ao nematoide reniforme, na *Figura 4*, é possível visualizar sua distribuição atual (2015) no Estado.

Há maior incidência nas regiões Sul e Centro; no entanto, vem ocorrendo disseminação para outras regiões. Conforme já relatado por outros trabalhos (Lawrence *et al.*, 1990; Starr, 1998; Starr *et al.*, 2007; Asmus & Ishimi, 2009; Weaver *et al.*, 2015) e levantamentos (Heald & Robinson, 1990; Mclean & Lawrence, 2000; Asmus, 2004) essa espécie é muito importante para a cultura do algodoeiro. Isso gera, no mínimo, um alerta aos produtores de algodão de Mato Grosso, que terão de realizar medidas de manejo específicas para conter ou minimizar o problema. Além disso, a informação pode proporcionar diferentes estratégias por parte de empresas especializadas no melhoramento genético do algodoeiro ou no desenvolvimento de

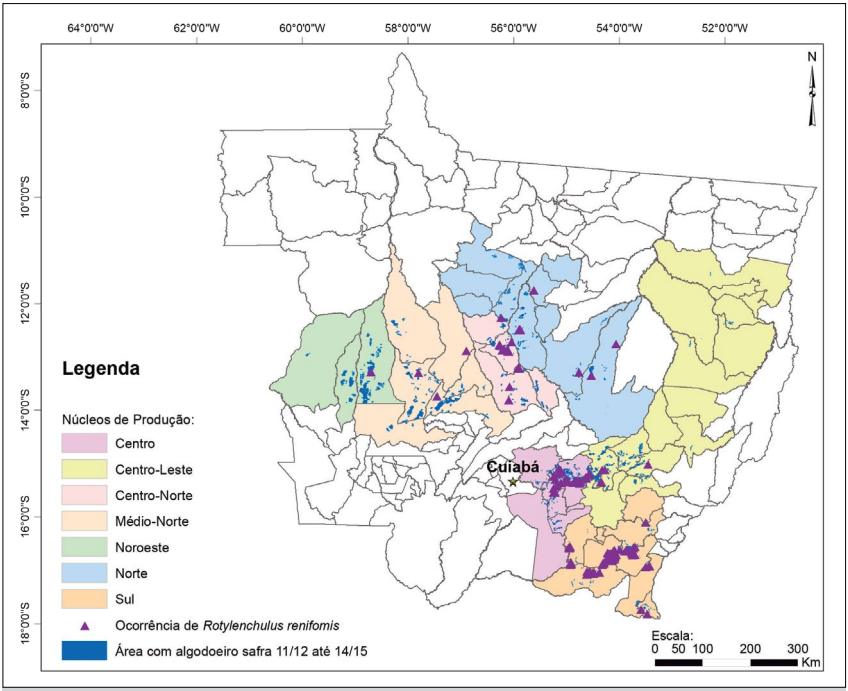


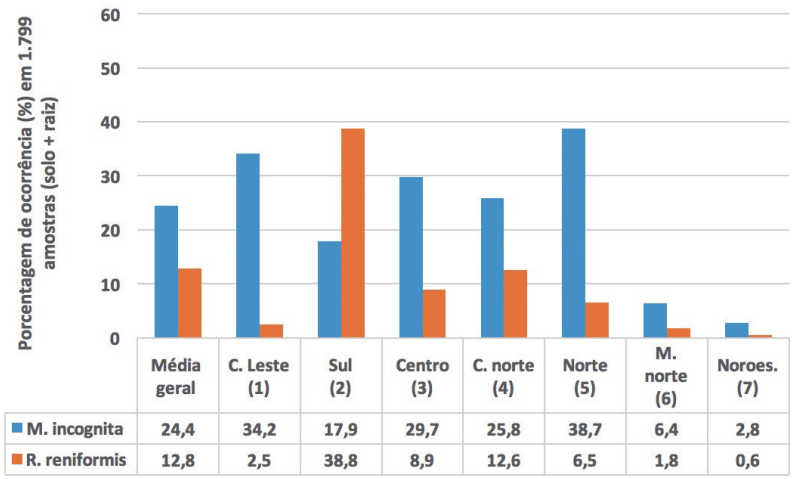
Figura 4. Distribuição geográfica de *Rotylenchulus reniformis* associado à cultura do algodoeiro nos diferentes núcleos de produção no Estado de Mato Grosso. 2015. Total de 230 talhões com incidência, 12,8% do total (Fonte: banco de dados do IMA).

produtos químicos/biológicos no Brasil inserirem, estrategicamente, linhas de trabalho para geração de tecnologias específicas, que auxiliem no manejo de *R. reniformis* no Cerrado brasileiro.

De forma comparativa, avaliando somente as duas principais espécies (*M. incognita* e *R. reniformis*), a *Figura 5* apresenta a frequência de ocorrência desses parasitas estratificada por regiões do Estado de Mato Grosso.

As regiões Noroeste e Médio-Norte mostram-se com menor incidência desses nematoides. Paralelamente, são as regiões com grande aumento de área plantada com algodoeiro nos últimos anos, representando 37,3% da área total da cultura do Estado (informações obtidas no IMA em 2015, não publicadas).

As perdas causadas por fitonematoides são insignificantes em áreas de exploração agrícola recente. De acordo com Asmus *et al.* (2015), provavelmente o nematoide-das-galhas tenha sido levado a diferentes regiões do país por meio de mudas de café, frutíferas e ornamentais, ou ainda tubérculos de batata. Por outro lado, Lima *et al.* (2005), em trabalhos realizados na Mata Atlântica em áreas preservadas, demonstram a ocorrência de diferentes espécies do gênero *Meloidogyne*. Na mesma linha de trabalho e conclusões,



	Média geral	C. Leste (1)	Sul (2)	Centro (3)	C. norte (4)	Norte (5)	M. norte (6)	Noroes. (7)
M. incognita	24,4	34,2	17,9	29,7	25,8	38,7	6,4	2,8
R. reniformis	12,8	2,5	38,8	8,9	12,6	6,5	1,8	0,6

Figura 5. Frequência de ocorrência de *M. incognita* e *R. reniformis* associados à cultura do algodoeiro nos diferentes núcleos de produção de algodão de Mato Grosso. Total de 1.799 amostras analisadas. (1): Centro-Leste; (2): Sul; (3): Centro; (4): Centro-Norte; (5): Norte; (6): Médio-Norte e (7): Noroeste.

Silva *et al.* (2014) observaram espécies do gênero *Meloidogyne* em mata nativa da Floresta Amazônica no Estado de Mato Grosso. Também Lopes (2015), em amostras coletadas em áreas de Cerrado do Oeste da Bahia, encontrou os gêneros *Pratylenchus*, *Meloidogyne* e *Rotylenchulus* com 16%, 50,7% e 13,3%, respectivamente, das 75 amostras de solo coletadas. Portanto, pode ter ocorrido uma adaptação desses nematoides ao agrossistema e sua posterior disseminação (Asmus *et al.*, 2015).

Nematoides não têm capacidade de locomoção a grande distância. O principal agente dispersor é o próprio homem, por meio de práticas agrícolas, principalmente em solos aderidos a implementos agrícolas (Esser, 1984). A cultura do algodoeiro é naturalmente suscetível e intolerante a *M. incognita* e *R. reniformis*. Trabalhos relatam que oito anos de atividade agrícola com algodoeiro configuram tempo razoável para os problemas com fitonematoides terem início. Isso é exatamente o que aconteceu nas regiões Sul e Centro de Mato Grosso e agora vem acontecendo mais ao Noroeste do Estado. Por meio de questionário específico no levantamento sistemático, foram obtidos dados do histórico de plantio de algodão nas áreas amostradas. A *Figura 6* representa esse dado médio para cada região, mostrando que as áreas mais recentes de produção estão justamente no Noroeste e no Norte do Estado.

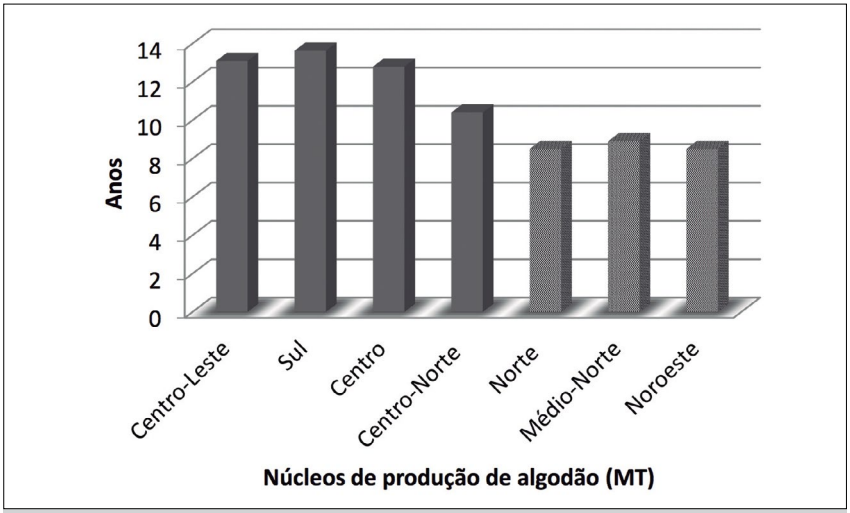
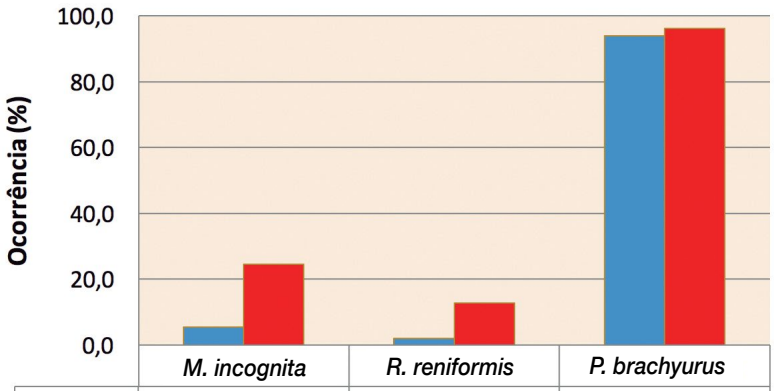


Figura 6. Média de anos de produção de algodão em diferentes núcleos de produção no Estado de MT. Dados obtidos em 1.799 talhões distribuídos no Estado (2015).

Nos estados de São Paulo e Paraná, áreas tradicionais de cultivo com algodoeiro são altamente infestadas por essas espécies, sobretudo *R. reniformis*. Inclusive, um dos fatores responsáveis pelo desestímulo da produção de algodão naquelas regiões foi a alta pressão de nematoides associada à ocorrência do bicudo-do-algodoeiro. Esse ambiente incentivou a migração da produção para regiões do Cerrado brasileiro, até então sem problemas fitossanitários expressivos. Vale lembrar que Paraná e São Paulo já somaram 939.000 ha de área plantada, ou 48% da produção nacional, em 1991/92 (Conab, 2015).

Fazendo uma comparação no Estado de Mato Grosso, por meio de levantamento realizado em 2002 por Silva *et al.* (2003), com o atual trabalho de levantamento, o aumento da incidência de nematoide-da-galhas e reniformes foi ao redor de 5-6 vezes. Quanto a *P. brachyurus*, não houve alteração, até mesmo porque, no levantamento anterior, sua ocorrência já tinha sido alta, em 94% das amostras. Esse aumento da ocorrência de *M. incognita* e *R. reniformis* vem acontecendo de forma rápida em Mato Grosso (*Figura 7*). Importante relatar que não há mais espaço considerável para o cresci-



	M. incognita	*R. reniformis*	*P. brachyurus*
2002*	5,5	2,0	94,0
2015**	24,4	12,8	96,2

*De acordo com Silva *et al.* (2003), dados calculados em função de 643 amostras.
**Dados obtidos por meio de 1.799 amostras.

Figura 7. Ocorrência média de espécies de nematoide associada à cultura do algodoeiro no Estado de Mato Grosso. Dados comparativos entre dois projetos de levantamento sistemático realizados em Mato Grosso.

mento da cultura em novas áreas agrícolas no Estado. Assim, medidas específicas de manejo haverão de ser intensificadas para conter esse quadro.

2.2 População de fitonematoides

Uma população pode ser definida como um grupo de organismos que se assemelham genética e morfologicamente e que vivem em uma mesma área ou região. A dinâmica populacional descreve as leis gerais da biologia ou processos que governam o aumento ou a diminuição desses organismos; as densidades populacionais de nematoides são frequentemente bons indicativos de danos em plantas. O aumento e a diminuição do número de nematoides são processos relativamente lentos (Schomaker & Been, 2006). No entanto, medidas de controle que previnem o aumento ou estimulem a diminuição da população devem ser tomadas no plantio ou nos estádios iniciais da cultura para respostas esperadas.

A dinâmica populacional de nematoides que parasitam culturas anuais pode ser dividida em duas fases: a) período de desenvolvimento das plantas que pode aumentar a quantidade de nematoide e b) período em que o nematoide não tem acesso às plantas na entressafra. A população do nematoide pode somente aumentar durante a primeira fase (Schomaker & Been, 2006). Em regiões tropicais, esse período frequentemente é prolongado com a utilização de duas culturas em um mesmo ano, e a influência de fatores ambientais característico da região, como maior temperatura e umidade, interfere consideravelmente na reprodução e sobrevivência dos parasitas no agrossistema (Luc *et al.*, 2005).

A população de nematoides varia de acordo com a presença ou ausência do hospedeiro. Grosso modo, nas condições do Cerrado brasileiro, ocorre aumento da população após a semeadura do algodoeiro (dezembro-janeiro), mantendo-se alta durante o período em que a cultura permanece no campo com umidade no solo (janeiro-junho), com decréscimo drástico após esse período, configurando o período de entressafra (julho-novembro), em áreas de sequeiro (Asmus & Ishimi, 2009). Com isso, há grande influência do período de coleta na quantificação de nematoides em uma área. Também outros aspectos, como a posição de amostragem, na linha ou entrelinha de plantio, é importante para quantificação de nematoides, principal-

mente para *M. incognita* (Asmus & Galbieri, 2013). Além do período e da posição de coleta, outros fatores influenciarão também na dinâmica populacional dos nematoides, dentre eles temperatura, umidade, textura de solo, competição com outras espécies, nível de resistências de cultivares, diferentes práticas agrícolas como rotação de culturas, uso de nematicidas químicos e biológicos, preparo de solo, controle de plantas daninhas (Schomaker & Been, 2006).

Em levantamento realizado em Mato Grosso, com amostras coletadas na linha de plantio entre fevereiro e maio de 2002, na profundidade de 0-25 cm, a população média encontrada de *M. incognita* foi de 148 (10-780) espécimes por 200 centímetros cúbicos (cm^3) de solo e 135 (30 a 780) espécimes em 5 g de raiz. Já no levantamento realizado em 2015, com amostragem realizada nas mesmas condições da anterior, a população média em amostras com presença desse nematoide foi de 1.766 (20 a 23.600) em 200 cm^3 de solo e 533 (10 a 10.880) em 5 g de raiz. Para *R. reniformis*, em 2002, a população média no solo foi de somente 120 (10 a 490) espécimes em 200 cm^3, e, em 2015, a média das áreas infestadas ficou com 1.384 (10 a 13.080) espécimes por 200 cm^3 de solo. No caso de *P. brachyurus*, a média foi semelhante no solo entre os dois levantamentos, com 65 e 83 espécimes por 200 cm^3 de solo em 2002 e 2015, respectivamente. Nas raízes, a média foi de 960 (10 a 18.055) espécimes por 5 g de raiz em 2002 contra 244 (10 a 2.870) em 2015 (*Tabela 1*). Presume-se que essas diferenças no nível populacional das espécies relatadas em um intervalo de 12 anos entre os dois levantamentos sejam reflexo

Tabela 1. Números médios, máximos e mínimos de espécimes de nematoides em amostras com presença das espécies selecionadas, analisando o total de 1.799 amostras.

População	*Meloidogyne incognita*		*Rotylenchulus reniformis*		*Pratylenchus brachyurus*	
	Solo[1]	Raiz[1]	Solo	Raiz	Solo	Raiz
Média	1.766	533	1.384	80	83	244
Máximo	23.600	10.880	13.080	920	2.130	2.870
Mínimo	20	10	10	10	10	10
Núm. de amostras[2]	398	353	222	81	1.283	1.696

(1) Populações médias calculadas a partir das amostras em que houve ocorrência do nematoide (200 cm^3 de solo e 5 g de raiz). (2) Número de amostras com presença das espécies selecionadas.

das práticas agrícolas realizadas no período, que influenciam consideravelmente nessa dinâmica populacional. Esse item é abordado com mais detalhe no capítulo 3 desta publicação.

No geral, chamam a atenção as altas populações do nematoide reniforme (1.384 espécimes por 200 cm^3 de solo) e, principalmente, do nematoide-das-galhas (1.784 espécimes por 200 cm^3 de solo) encontradas em Mato Grosso. Levantamento realizado em Mato Grosso do Sul, em 2002, relatou média de 204 espécimes por 200 cm^3 de solo em amostras com presença de *M. incognita* e 906 espécimes de *R. reniformis* (Asmus, 2004). No Oeste da Bahia, em 2008, esse valor para os dois nematoides foi, na média, menor que cem espécimes por 200 cm^3 de solo. Já em 2014, os valores obtidos foram superiores aos encontrados no levantamento anterior, mas, na média, abaixo dos números encontrados em Mato Grosso (Matos *et al.*, 2010; Lopes, 2015). Em São Paulo, em um levantamento preliminar realizado em 2004, chamou a atenção a grande quantidade de *R. reniformis*, média de 5.830 espécimes por 200 cm^3 de solo (Machado *et al.*, 2005). No Estado da Luisiana, nos Estados Unidos, em 2000, a população média de *M. incognita* foi de 399 e a de *R. reniformis*, de 5.184 espécimes por 200 cm^3 de solo (Mclean & Lawrence, 2000).

Os fitonematoides são parasitas obrigatórios. A reação das plantas aos ataques difere significativamente de acordo com a espécie e cultivar. Os nematoides causam doenças que se expressam em nível histológico, morfológico, fisiológico e molecular, resultando na redução de desenvolvimento, produção, ciclo, qualidade e resistência das plantas às condições de estresse. Ao contrário de doenças que afetam a parte aérea das plantas, nematoides habitantes do solo apresentam ciclo de vida relativamente longo, com baixa capacidade de locomoção. No entanto, é plausível assumir que os danos que os nematoides podem causar a uma cultura dependem de sua densidade populacional no solo (Greco & Di Vito, 2009).

De acordo com Schomaker e Been (2006), podemos discriminar diferentes tipos de redução de desenvolvimento das plantas em função do ataque de nematoides, indo desde porte, massa seca até senescência prematura da cultura, tudo correlacionado à quantidade de nematoides no solo. Quando os nematoides infectam as raízes das plantas, rapidamente processos fisiológicos são alterados direta ou indiretamente em toda a planta. A base fisiológica para diminuição da biomassa e da produção envolvem os maiores processos fi-

siológicos das plantas, como respiração, fotossínteses, translocação e disponibilidade de nutrientes, relação de água, balanço hormonal etc. Frequentemente, esses processos estão interligados, e é difícil estabelecer a sequência precisa de eventos que resultam na perda de produção (Melakeberhan & Webster, 1993). Vários trabalhos relatam a interferência de nematoide na produção do hospedeiro, mas há poucos no sentido de elucidar a interferência e aferir o impacto do parasitismo nos diversos processos fisiológicos da cultura que possam explicar a ocorrência de danos (Asmus, 2001).

Mesmo considerando todos os fatores envolvidos na população e nos danos, há diversos trabalhos mostrando essa relação para a cultura do algodoeiro (Starr, 1998; Asmus, 2004). No geral, população de dano estabelecida para nematoide-das-galhas é bem baixa, ao redor de cem indivíduos por 200 cm^3 de solo. Para o nematoide reniforme, esse valor é superior, maior que 600 espécimes por 200 cm^3 de solo. No caso do nematoide-das-lesões, ainda não foi definida a população de dano, porém acredita-se ser relativamente alta, se comparada às duas espécies mencionadas anteriormente (Asmus *et al.*, 2015; Galbieri *et al.*, 2015).

Os sintomas reflexos provocados por nematoides em condições de campo são caracterizados pela resposta das plantas à infecção e à colonização do nematoide. Há especificidade de sintomas de acordo com a espécie parasita (item abordado no capítulo 1). Essas informações são constantemente divulgadas entre os técnicos e, muitas vezes inadequadamente, são a base para tomadas de decisões de manejo sem a quantificação de nematoides no solo. No entanto, esses sintomas podem não estar totalmente correlacionados à população do nematoide no campo, principalmente quando se trata de *P. brachyurus*. Já para *R. reniformis*, e, principalmente *M. incognita*, essa correlação existe, sobretudo em áreas com alta população de nematoides. No atual levantamento de Mato Grosso, das 50 amostras com maior quantidade de *M. incognita*, 49, ou seja, 98% das amostras, eram oriundas de áreas onde as plantas apresentaram sintomas característicos de parasitismo por essa espécie. Para *R. reniformis*, 35 das 50 amostras com maior número de espécimes eram provenientes de áreas onde as plantas apresentam sintomas no momento da coleta (60 a 120 dias após o plantio). Já para *P. brachyurus*, não foi possível observar essa relação, pois em somente 12 amostras, das 50 com maior quanti-

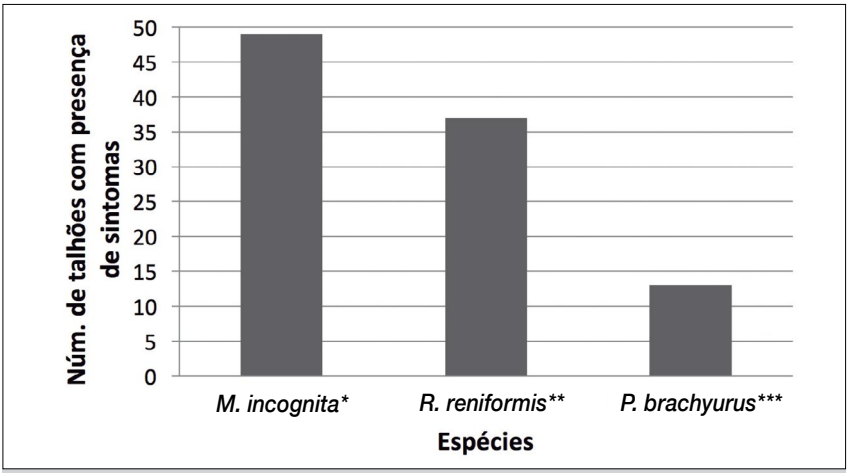


Figura 8. Número de talhões com presença de sintomas reflexos causados por nematoides em um universo de 50 amostras selecionadas (em um total de 1.799) em função da maior população de nematoides para cada espécie relatada.

* população de 34.480 a 5.310 espécimes de *M. incognita* (200 cm^3 de solo + 5 g de raiz).
** população de 13.100 a 2.340 espécimes de *R. reniformis* (200 cm^3 de solo + 5 g de raiz).
*** população de 2.990 a 1.360 espécimes de *P. brachyurus* (200 cm^3 de solo + 5 g de raiz).

dade de nematoides, foi possível observar algum tipo de sintoma, como redução do porte das plantas. Em apenas uma das amostras foram observados sintomas de escurecimento de raiz (*Figura 8*).

2.3 Mistura de populações

Fitonematoides frequentemente ocorrem em mistura de populações de dois ou mais gêneros, espécies ou raças. Isso acontece por conta de sua alta capacidade de persistência no ambiente, seus hábitos polífagos de alimentação, elevada distribuição e fraca capacidade de competição interespecífica (Eisenback, 1993). De acordo com Silva (2001), a presença de comunidades poliespecíficas de nematoides é mais regra do que exceção em países tropicais, onde a diversidade é maior. No entanto, mesmo tendo essa fraca capacidade de competição, as comunidades de nematoides são dinâmicas e estão constantemente interagindo entre si, seguindo as forças de competição interespecífica, como hábitos alimentares, mecanismos de sobrevivência, necessidades ecológicas (Eisenback, 1993). O tipo de relação e o aumento da competição

entre espécies dependem de diferentes fatores, incluindo plantas hospedeiras, adequação ambiental, nível da população inicial, natureza da infecção, processos de alimentação e taxas de reprodução. A competição entre fitonematoides é maior entre espécies com hábitos alimentares similares. Quando se compara o efeito dessa competição entre espécies ectoparasitas e endoparasitas, os valores são menores ou nulos (Eisenback, 1993). Em nematoides com hábitos alimentares semelhantes, como *M. incognita* e *R. reniformis* (sedentários), é possível verificar essa competição. Nesse caso, o nematoide reniforme apresenta maior capacidade de competição comparativamente com *M. incognita*. Dentre outros fatores, *R. reniformis* tem alta adaptação a diferentes classes de textura de solo (Thomas & Clark, 1983). Em condições adversas, este pode procurar camadas mais profundas do solo para sobreviver (Robinson *et al.*, 2005; Asmus & Ishimi, 2009) e alta tolerância ao estresse hídrico, por um mecanismo de anidrobiose (Torres *et al.*, 2006).

No levantamento realizado em Mato Grosso, 3,6% das amostras apresentaram populações mistas de *M. incognita* e *R. reniformis* (*Tabela 2*). Em trabalhos realizados em Mato Grosso do Sul, essa interação mostrou-se em 8,7% das amostras (Asmus, 2004).

Tabela 2. Frequência de populações simultâneas de *M. incognita*, *R. reniformis* e *P. brachyurus* associados ao algodoeiro em 1.799 talhões amostrados nas safras de 2010/11 a 2014/15.

Populações simultâneas	Núm. de amostras	Ocorrência (%)
M. incognita + *R. reniformis*	65	3,6
M. incognita + *P. brachyurus*	418	23,2
R. reniformis + *P. brachyurus*	219	12,1
M. incognita + *R. reniformis* + *P. brachyurus*	63	3,5

A diversidade de ocorrência das espécies está de certa forma ligada ao histórico de exploração de área e ao tipo de solo. No Cerrado, a exploração agrícola baseia-se no monocultivo em áreas extensas com alta predominância das culturas de soja e algodoeiro, ambas hospedeiras das três principais espécies de nematoides observadas no levantamento (item abordado no *Capítulo 3* desta

publicação). Em função de sua melhor capacidade de dispersão, sobrevivência e competição, o nematoide reniforme é, e poderá ser ainda mais, um grande problema fitossanitário para a cultura do algodoeiro no Cerrado brasileiro. Exemplo prático do predomínio dessa espécie sobre *M. incognita* foi percebido em levantamentos realizados no Estado de São Paulo. Na década de 1980, Lordello *et al.* (1984) relataram 56% de amostras com *M. incognita* e pouca importância para *R. reniformis*. Em um levantamento preliminar, 22 anos depois, em 2002, os dados foram de 92,3% das amostras com *R. reniformis* (Machado *et al.*, 2005).

Em síntese, o maior problema atualmente para o Cerrado brasileiro é *M. incognita*. Porém, de acordo com sua incidência, nível populacional, alta capacidade de adaptação e competição, há necessidade de nos atentarmos na mesma proporção a *R. reniformis* nas condições do Cerrado. Nesse sentido, este livro aborda diferentes aspectos no controle, como genético, químico, biológico e cultural para ambos os nematoides no algodoeiro.

2.4 Nematoides x murcha de *Fusarium*

Além dos danos causados por nematoide à cultura do algodoeiro, há de se considerar as associações entre esses parasitas com outros fatores, bióticos ou abióticos, que potencializam o problema. Exemplo é a interação sinérgica entre nematoides e a murcha de *Fusarium*, causada pelo fungo *Fusarium oxysporum* f. sp. *vasinfectum* (Atkinson, 1892; Garber *et al.*, 1979; Devay *et al.*, 1997; Davis *et al.*, 2006). Os nematoides não somente favorecem a infecção do patógeno através de portas de entrada pelos danos provocados nas raízes, mas, principalmente, há uma interação fisiológica com o hospedeiro que aumenta, ou proporciona, a infecção, a multiplicação e a colonização do fungo na planta (Ridgway *et al.*, 1984; Francl & Wheeler, 1993; Davis *et al.*, 2006), aumentando sua suscetibilidade (Kappelman & Smith, 1981; Starr & Martyn, 1991). A interação é caracterizada, sobretudo de forma sistêmica, e não somente local (Katsantonis *et al.*, 2005). Todas as três principais espécies de nematoide do algodoeiro no Cerrado brasileiro, *M. incognita*, *R. reniformis* e *P. brachyurus*, são passíveis dessa associação com a murcha de *Fusarium*, com maior sinergismo, no primeiro caso, entre o nematoide-das-galhas e o fungo (Hillocks, 1992; Francl & Wheeler, 1993).

A doença foi primeiramente descrita por Atkinson, em 1892, no Estado do Alabama, Estados Unidos, e depois disseminou-se rapidamente para outras áreas de produção. Atualmente, ocorre em praticamente todas as principais áreas de produção de algodão do mundo (Hillocks, 1992). No Brasil foi relatada pela primeira vez no Estado da Paraíba, em meados da década de 1930 (Krug, 1937), e, posteriormente, em 1957, no Estado de São Paulo, no município de Presidente Prudente (Viégas, 1961). Até a década de 1970, já estava distribuída em diferentes áreas de produção de algodão da época (Cia & Salgado, 2005). No Estado de Mato Grosso, o primeiro relato da doença foi na safra 2002/2003, no município de Campo Verde, na região Centro do Estado (Machado *et al.*, 2003). O primeiro trabalho mostrando os danos causados pelo complexo Fus x Nem nas condições de Mato Grosso foi na safra 2010/11, em área com alta infestação, apresentando 55% de danos à produção em genótipos mais suscetíveis (Galbieri *et al.*, 2011). Atualmente, o fungo apresenta-se distribuído em 3% da área de algodoeiro de Mato Grosso, com maior incidência nas regiões Centro e Centro-Leste, seguidas pelo Sul do Estado (*Figura 9*). A doença ainda não se encontra disseminada nas regiões Norte e Noroeste de Mato Grosso. Há apenas uma ocorrência em 2013, na região Médio-Norte.

A incidência da doença é favorecida, além da presença de nematoides, por solos com alto teor de areia, baixo pH, fertilidade desequilibrada, temperaturas entre 25°C e 32°C e alta umidade (Suassuna & Coutinho, 2015). O patógeno pode sobreviver no solo por longo período na ausência do hospedeiro, na forma de estruturas de sobrevivência denominadas clamidósporos. Trabalhos mostram sua permanência no solo por até 12 anos sem a presença do algodoeiro (Smith & Snyder, 1974). É possível constatar variabilidade entre isolados do fungo em função de sua origem geográfica (Bibanco *et al.*, 2010). De acordo com Cianchetta e Davis (2015), há ocorrência de seis raças aparentemente distintas causando doença no algodoeiro (1, 2, 3, 4, 6 e 8). Trabalhos recentes nos Estados Unidos, com 510 amostras de plantas coletadas em diferentes regiões daquele país, relatam a ocorrência de cinco diferentes raças: 1, 2, 3, 4 e 8 (Cianchetta *et al.*, 2015). No Brasil, foi descrita a raça 6, em trabalhos realizados há quase 40 anos (Armstrong & Armstrong, 1978). Há necessidade de novos estudos para verificar essa

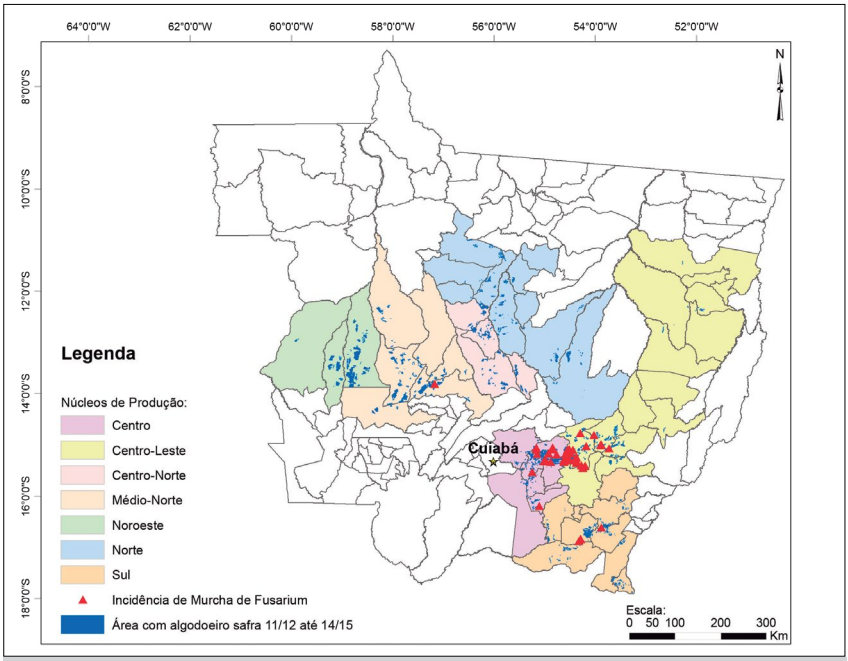


Figura 9. Distribuição geográfica da ocorrência da murcha de *Fusarium* na cultura do algodoeiro no Estado de Mato Grosso. Total de 55 pontos com incidência (3%) em 1.799 talhões observados (Fonte: banco de dados do IMA).

predominância, ou não, em nossas condições, principalmente onde a cultura do algodoeiro se instalou no Cerrado.

A murcha de *Verticillium*, causada pelo fungo *Verticillium dahliae* Kleb., também pode ser influenciada pela incidência de fitonematoides (Katsantonis *et al.*, 2005; Francl & Wheeler, 1993; Bell,

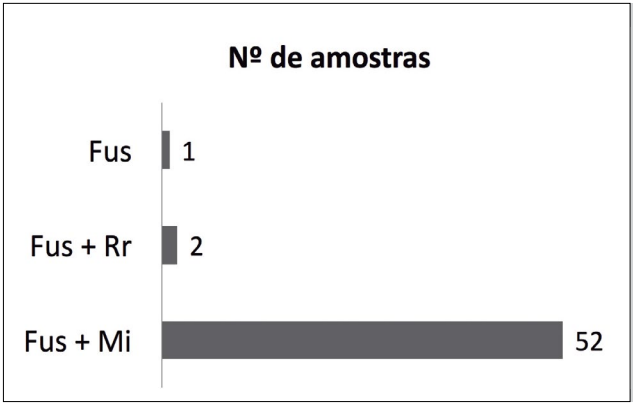


Figura 10. Distribuição do número de amostras com ocorrência simultânea de murcha de *Fusarium* (Fus) e nematoides: *M. incognita* (Mi) ou *R. reniformis* (Rr), nos de 1.799 talhões amostrados. Total de 55 amostras diagnosticadas com o fungo.

1992). Em condições de campo, não é possível distinguir o agente causal da murcha de *Fusarium* ou *Verticillium*, necessitando isolamento e identificação do fungo em condições de laboratório (Cia & Salgado, 2005). Em todas as amostras com sintomas de escurecimento dos tecidos vasculares coletadas no projeto mencionado anteriormente, foi diagnosticada murcha de *Fusarium*. Com isso, até o momento (2016), não há incidência de murcha de *Verticillium* associada ao algodoeiro no Estado de Mato Grosso. No Brasil, a doença tem se manifestado principalmente em solos ricos em matéria orgânica, em ambientes menos quentes, com incidência de nematoides, principalmente nos estados de São Paulo e Paraná (Galbieri *et al.*, 2008; Cia & Salgado, 2005).

No caso do *Fusarium*, sua disseminação a curta distância é favorecida pelo movimento de partículas de solo contaminado, sobretudo por meio de máquinas agrícolas, vento e água. A disseminação entre fazendas ou regiões ocorre principalmente por solo contaminado aderido a implementos ou sementes infectadas (Davis *et al.*, 2006). Como o fungo ainda não está completamente disseminado no Cerrado brasileiro, são muito importantes medidas que impeçam sua introdução em áreas isentas, como limpeza de máquinas e implementos após sua utilização em áreas contaminadas (Bennett *et al.*, 2011), e o uso de sementes sadias sem a incidência do patógeno (*Figura 11*).

Figura 11. Semente de algodoeiro infectada com *Fusarium oxysporum* f. sp. *vasinfectum* em teste de sanidade no meio de cultura BDA Foto: Rafael Galbieri.

3. Efeitos dos parâmetros do solo na população de fitonematoides do algodoeiro

3.1 Revisão de literatura

Nematoides fitoparasitas são funcionalmente diversos e ubíquos. Como seus ciclos de vida ocorrem na rizosfera, a respiração, o parasitismo e a mobilidade populacional desses organismos são fortemente influenciados pelas complexas relações com o sistema solo-água-planta-microrganismos-ambiente (Fajardo *et al.*, 2011; Ritzinger *et al.*, 2010).

Parâmetros físicos e químicos do solo, como textura, estrutura, temperatura, umidade, distribuição de poros por tamanho, fertilidade, pH, matéria orgânica etc., podem influenciar na sobrevivência e na dinâmica populacional de nematoides fitoparasitas do algodoeiro. Segundo Robinson (2009), os fitonematoides *M. incognita* e *R. reniformis* são os principais nematoides patógenos do algodão em nível mundial, com ocorrência em solos tropicais, subtropicais e temperados quentes, à latitude 35° do Equador, com uma temperatura ótima para reprodução e movimentação entre 27°C e 32°C, embora a sobrevivência em solo sob pousio possa ser prolongada à temperatura de 10°C, enquanto temperaturas acima de 45°C sejam letais para esses nematoides nas fases de ovos e juvenil (Heald & Robinson, 1987). Na região dos Cerrados do Brasil, há também grande ocorrência de *P. brachyurus* no algodoeiro por conta de sua rotação com soja e milho.

A textura do solo tem sido descrita como um dos fatores primários que influenciam a infestação. No entanto, a textura, juntamente com as práticas de manejo utilizadas e os aspectos climáticos, afeta outros atributos físicos, químicos e biológicos do solo, os quais também exercem influência na reprodução e na movimentação dos fitonematoides, como o teor de matéria orgânica (MO), macro e microporosidade, umidade e temperatura do solo e retenção de nutrientes, dentre outros.

Um grande número de trabalhos tem mostrado a influência dos atributos físicos do solo na infestação por fitonematoides. O levantamento realizado por Starr *et al.* (1993) no Texas, utilizando 1.089 amostras de solo, de 1989 a 1992, mostrou a ocorrência

de *M. incognita* entre 8% e 57% em função da região avaliada e uma dependência significativa com a textura do solo, com a predominância de *M. incognita* em solos arenosos e *R. reniformis* em solos de textura fina (altos teores de silte e argila). *M. incognita* raramente foi encontrado em solos com teores de argila maiores que 40%, e apenas 12% das amostras infestadas com *R. reniformis* apresentaram teores de areia acima de 40%. Além disso, a densidade populacional de *M. incognita* foi, em geral, cerca de dez vezes maior que a de *R. reniformis*. Entretanto, em outro levantamento realizado por Heald e Robinson (1990) em 11 estados da região sul dos Estados Unidos não se obtiveram relações consistentes entre *R. reniformis* e textura, pH, precipitação ou regime de irrigação, embora alguns respondentes tenham associado danos desse nematoide primordialmente a solos com altos teores de silte ou argila e a solos com pH muito baixo. Isso sugere que a influência da textura na distribuição de *R. reniformis* é complexa e pode envolver tanto fatores bióticos como abióticos (Starr *et al.*, 1993).

Em um trabalho conduzido em microplots com inoculação de *M. incognita* e *R. reniformis* em solos de diferentes texturas, Koenning *et al.* (1996) mostram que a densidade populacional de equilíbrio para *R. reniformis* em algodão foi maior que a de *M. incognita*, indicando que o algodoeiro é melhor hospedeiro para *R. reniformis* que para *M. incognita*. Nesse experimento, a reprodução de *M. incognita* foi maior em solos com textura arenosa do que em um solo de textura mais fina (areno-barrenta, com 52% de argila + silte). De acordo com suas observações e baseado nas de outros autores, conclui-se que, apesar de o nematoide reniforme não ser diretamente favorecido pelo teor de argila em si, pode resultar em um ambiente em que *R. reniformis* possua vantagem competitiva de reprodução. A habilidade de *R. reniformis* desenvolver-se em solos de textura relativamente fina permite que o nematoide ocupe um nicho em que a competição é minorada. A textura do solo é um fator importante que afeta o desenvolvimento de nematoides, mas é um indicador quantitativo ainda muito grosseiro e imperfeito. Muitos outros parâmetros do solo podem afetar o desenvolvimento dos nematoides, incluindo componentes químicos, físicos e biológicos. Por exemplo, solos com a mesma textura podem apresentar diferentes estruturas em função do

manejo empregado, com diferentes porosidades, teores de matéria orgânica e retenção de água, parâmetros que impactam no desenvolvimento dos nematoides.

Em um estudo realizado por Asmus (2004) no Estado de Mato Grosso do Sul, verificaram-se correlações significativas entre os teores de areia e argila com a densidade populacional de *M. incognita*, mas correlações muito baixas entre *R. reniformis* e *P. brachyurus* com a textura do solo. Assim, de acordo com o autor, a presença de populações mistas dessas três espécies em solos de textura fina pode levar a uma predominância de *R. reniformis* ou *P. brachyurus* com os anos. Em outro trabalho, também em Mato Grosso do Sul, Asmus e Ishimi (2009), avaliando o comportamento populacional de *R. reniformis* em área de cultivo de algodão, mostraram que a abundância do nematoide foi influenciada pela temperatura, mas não pela precipitação ou pela umidade do solo.

Os efeitos de vários fatores do solo na densidade populacional de *M. incognita* na cultura do algodoeiro foram avaliados espacialmente e em diferentes momentos do desenvolvimento da cultura (desde antes do plantio até a colheita), em uma área de produção comercial, no sudeste do Estado do Arkansas, nos EUA (Monfort *et al.*, 2007). O estudo foi conduzido em uma área de 6 ha, de 2001 a 2003. A variação espacial do teor de areia e a densidade populacional de *M. incognita* no momento do plantio (Pi) foram os principais fatores que explicaram a variação espacial na produtividade do algodão, respondendo por 26% da variação global na produtividade. Aspectos ambientais também impactaram na dinâmica populacional de *M. incognita* e seu dano potencial durante os três anos de estudo. Enquanto a Pi foi extremamente baixa em 2003, os efeitos na produtividade foram maiores que nos outros dois anos. Entretanto, independentemente do ano, a relação entre *M. incognita* e textura do solo foi similar, com maior queda de produtividade nas áreas com os maiores teores de areia. Em outro estudo realizado nessa mesma área por um período de quatro anos (Monfort *et al.*, 2008) para a avaliação na disseminação de *R. reniformis* foram encontradas as maiores densidades populacionais nas áreas com os maiores teores de silte, variando entre 54% e 60%, além de uma tendência de incremento da disseminação na direção do manejo e do fluxo de água no terreno.

Ortiz *et al.* (2010) realizaram estudo de geoestatística em uma

área de 20 ha com plantio de algodão na região Sudeste dos EUA, para avaliar a influência de atributos físicos e químicos do solo na ocorrência de *M. incognita*. A densidade populacional de *M. incognita* correlacionou-se mais fortemente à declividade do terreno e à condutividade elétrica aparente (CEa) e em menor intensidade a parâmetros químicos do solo, como teores de P, K, Ca, Mg e pH. Como a CEa está intimamente associada à textura e à capacidade de retenção de água no solo, e por conta da facilidade de mapeamento desse parâmetro com o uso de sensores acoplados a veículos no campo, essa ferramenta tem grande potencial de uso para a aplicação espacialmente variada de nematicidas (Ortiz *et al.*, 2012; Liu *et al.*, 2015).

3.2 Resultado do levantamento de nematoides no Estado de Mato Grosso

Durante quatro safras consecutivas, de 2011 a 2015, foram amostrados 1.779 talhões com algodoeiro distribuídos nos sete núcleos de produção da cultura no Estado de Mato Grosso, em áreas de produção comercial. Em cada uma dessas áreas, foram selecionados talhões para amostragem em regiões contrastantes com histórico de alta (A) e baixa (B) produtividades, conforme indicação dos gerentes das fazendas.

A área amostrada em cada um dos talhões foi de 10 ha, sendo, portanto, significativa em termos de representatividade dentro do talhão. Cada amostragem consistiu na coleta de 12 subamostras da superfície do solo até a profundidade de 25 cm ao longo desses 10 ha, totalizando cerca de 600 g de solo e 60 g de raiz do algodoeiro (amostra composta). Os períodos de amostragem foram: de março a maio de 2012 (safra 1); de janeiro a maio de 2013 (safra 2); de janeiro a maio de 2014 (safra 3); de fevereiro a maio de 2015 (safra 4), com plantas entre 60 e 120 dias após o plantio da cultura. Durante a coleta, utilizou-se uma ficha para o registro dos dados contendo as seguintes informações: identificação do produtor e do talhão, coordenadas geográficas, data de coleta e plantio, espaçamento, densidade de plantas, cultivar, presença de sintomas reflexos causados por nematoides e histórico da área. Dessa forma, o banco de dados gerado constitui-se uma base importante para a avaliação da disseminação dos principais nema-

toides da cultura do algodoeiro no Estado de Mato Grosso, bem como para avaliar os possíveis danos na produção e identificar fatores que estejam contribuindo para a disseminação.

Após a coleta e a catalogação das amostras de solo e raízes, elas foram encaminhadas para análise nematológica, fitopatológica para diagnose da murcha de *Fusarium*, fertilidade e física de solo. Registraram-se também os dados de produtividade informada (média de diversos anos anteriores) e real (da safra específica).

A *Tabela 3* apresenta os valores médios dos atributos físicos e químicos dos solos analisados no levantamento, bem como de produtividade, ocorrência dos fitonematoides e outros dados gerais dos talhões analisados. Uma avaliação mais detalhada é apresentada pela distribuição de frequência de alguns desses dados, que podem ser visualizados na *Figura 12*. Embora a produtividade média real tenha sido de 262 arrobas de algodão em caroço por hectare, observa-se que 43% dos talhões ficaram abaixo dos 260 @/ha e 8%, abaixo de 200 @/ha (*Figura 12a*), evidenciando que algumas áreas podem estar sofrendo efeitos de estresses bióticos e abióticos e merecem cuidados. Desta forma, espera-se que a base de dados aqui apresentada possa contribuir para melhor entendimento desses fatores e recomendações de ações corretivas.

Um dos aspectos que podem estar contribuindo para a redução da produtividade é a compactação do solo, que foi medida pela resistência à penetração (RP) com um penetrômetro de impacto. A *Figura 12b* mostra a distribuição de frequência da RP medida no campo, na camada de 10-30 cm, que é a região em que ocorrem os maiores valores de resistência no perfil do solo. Considerando-se o limite de 3 MPa como restritivo ao bom crescimento das raízes, verifica-se que cerca de **20% dos talhões** (357) apresentaram valores acima desse limiar. A média de produtividade dos talhões com $RP_{10\text{-}30cm}$ > 3,0 MPa foi de 251 @/ha (357 talhões), 233 @/ha para $RP_{10\text{-}30cm}$ > 5,0 MPa (69 talhões) e 218 @/ha para $RP_{10\text{-}30cm}$ > 7,0 MPa (13 talhões), enquanto que nos demais talhões com RP menor que 3 MPa foi de 265 @/ha. Esse resultado evidencia a ocorrência de perdas consideráveis na produção do algodão por conta da compactação, embora em um número reduzido de talhões, com a necessidade de ações corretivas para a descompactação por meio mecânico ou biológico.

Com relação ao espaçamento das linhas de cultivo, foram utili-

Tabela 3. Médias dos atributos físicos e químicos e de dados gerais do levantamento realizado de 2011 a 2015 em áreas de produção de algodão no Estado de Mato Grosso.

Parâmetros *físicos*		**Parâmetros *químicos***	
Ds (g cm^3)	1,25	pH água	5,9
θ (cm^3 cm^{-3})	0,267	pH $CaCl_2$	5,2
Argila (%)	51	P (mg dm^{-3})	34
Silte (%)	8	P resina (mg dm^{-3})	39
Areia (%)	41	K (mg dm^{-3})	75
CE (dS m^{-1})	0,55	Ca (cmolc dm^{-3})	3,0
$RP_{0\text{-}10cm}$ (MPa)	0,84	Mg (cmolc dm^{-3})	1,1
$RP_{10\text{-}30cm}$ (MPa)	2,11	Al (cmolc dm^{-3})	0,03
$RP_{30\text{-}60cm}$ (MPa)	1,84	M.O. (g dm^{-3})	35
Dados gerais		soma de bases	4,3
Produtividade informada (@/ha)	264	CTC (cmolc dm^{-3})	8,3
Produtividade real (@/ha)	262	saturação por Al	1,02
Espaçamento (cm)*	90	saturação por bases	52%
n. plantas/metro	10	Zn (mg dm^{-3})	6,3
Abertura agric. (anos)	22	Cu (mg dm^{-3})	1,7
Início algodão (anos)	10	Fe (mg dm^{-3})	81
M. incognita#	495	Mn (mg dm^{-3})	16
R. reniformis#	155	S (mg dm^{-3})	14
P. brachyurus#	235	B (mg dm^{-3})	0,48

espécimes / 200 cm^3 solo + 5g raiz; *espaçamento mais utilizado (916 talhões)

zadas basicamente três: 45 cm (semeadura adensada), 76 cm e 90 cm (*Figura 12c*), com média de 10 plantas/metro na linha e variação de quatro a 20 plantas (*Figura 12d*). Embora não tenha sido verificada uma tendência clara de correlação entre o espaçamento das linhas e o número de plantas/metro utilizado, notou-se uma correlação (positiva) da produtividade com o número de plantas/ha (r=0,17) e com o espaçamento (r=0,13) e uma correlação bem mais baixa com o número de plantas/metro (r=0,098). O espa-

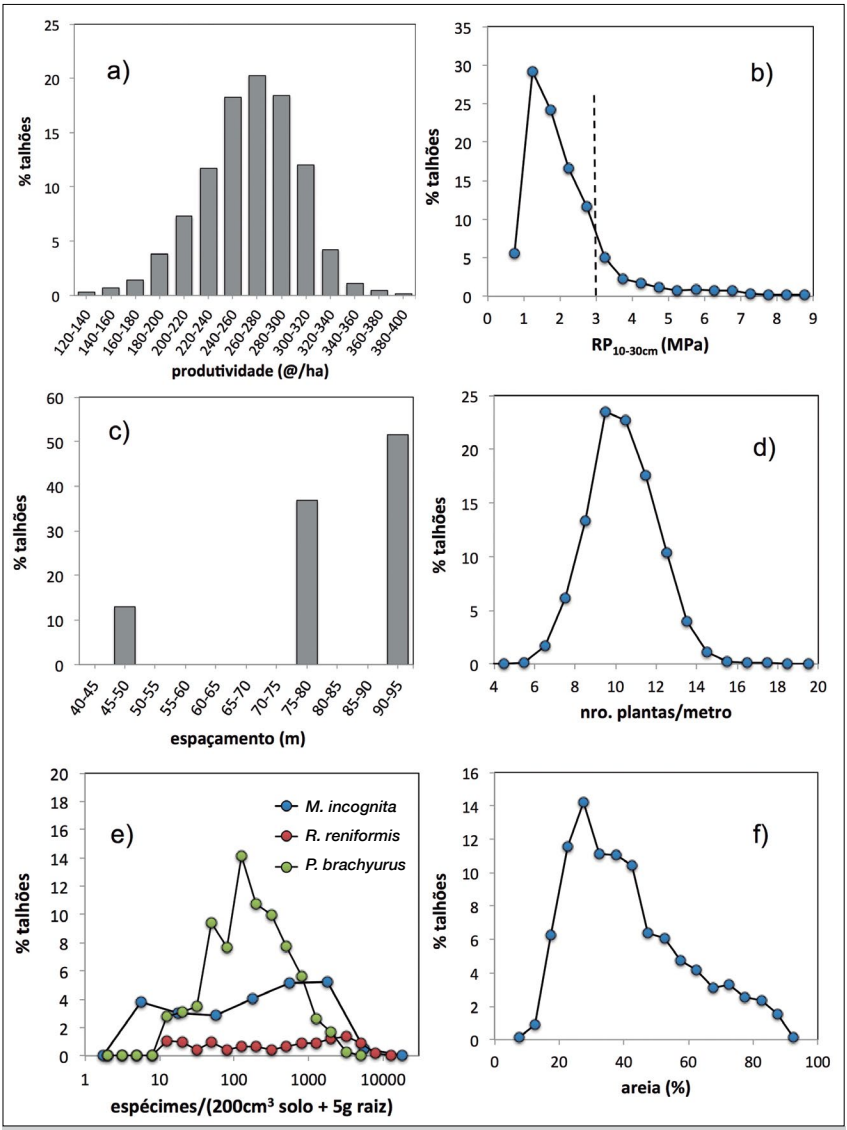


Figura 12. Distribuição de frequência das variáveis produtividade do algodão (a), resistência à penetração na camada 10-30cm (b), espaçamento entre linhas de plantio (c), número de plantas/metro na linha (d), ocorrência de *M. incognita*, *R. reniformis* e *P. brachyurus* (e) e teor de areia (f).

çamento de 90 cm (mais comum em algodão de primeira safra) apresentou produtividade média bem superior (272 @/ha) às dos espaçamentos de 45 cm (255@/ha) e de 76 cm (251 @/ha).

A *Figura 12e* ilustra a distribuição porcentual do número de

espécimes, em 200 cm³ de solo + 5 g de raiz, dos principais fitonematoides parasitas do algodoeiro nos talhões amostrados, em escala logarítmica, excluindo dessa estatística os talhões com ocorrência nula de cada um dos fitonematoides. Observa-se maior ocorrência da espécie *P. brachyurus*. Para *M. incognita* e *R. reniformis*, a ocorrência foi menor, mas com distribuição mais dispersa do que a de *P. brachyurus*.

Comparando-se os valores da produtividade nos talhões com diferentes níveis de infestação das três principais espécies de nematoides do algodoeiro (*Figura 13*), verifica-se uma tendência de redução da produtividade com o aumento das densidades populacionais de *M. incognita* e *R. reniformis*, mas esse efeito não está muito claro para *P. brachyurus*.

Com relação à textura dos solos, verifica-se grande variação no

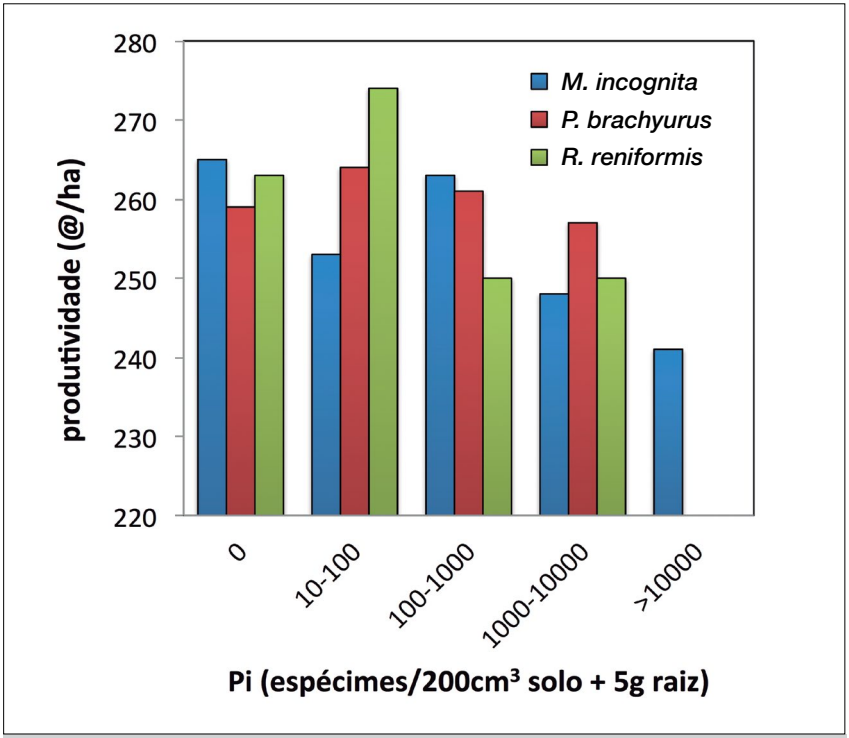


Figura 13. Produtividade em função da densidade populacional dos principais fitonematoides de algodão em áreas de produção do Estado de Mato Grosso.

teor de areia (*Figura 12f*), com predominância de solos com teores de areia menor que 40%, ou seja, solos de texturas mais finas (argilosos e muito argilosos).

Para avaliar o efeito dos atributos físicos e químicos dos solos nas densidades populacionais (Pi) dos nematoides e na produtividade, os dados dos 1.779 talhões foram estratificados em 18 classes de cem pontos (talhões) para cada classe. Esse procedimento foi aplicado para todos os parâmetros individualmente, com ordenação crescente dos valores dos parâmetros antes da obtenção das médias. Dessa forma, foi possível correlacionar as médias dos parâmetros do solo com as das Pi para avaliação da influência desses parâmetros nas densidades populacionais dos nematoides e na produtividade, conforme discutido a seguir. É importante observar que os dados serão analisados de forma agregada, incluindo todos os talhões dos sete núcleos regionais de produção de algodão no Estado de Mato Grosso, ou seja, sem a dimensão regional.

3.2.1 Textura (areia, silte e argila) x nematoides

A textura do solo é definida pelos teores das frações granulométricas de argila (partículas menores que 0,002 mm), silte (entre 0,002 mm e 0,05 mm) e areia (entre 0,05 mm e 2 mm), com a somatória dessas três frações totalizando 100%. Em função da granulometria das partículas define-se a textura ou a classe textural do solo, que pode ser visualizada em um gráfico ternário com os valores das frações de areia, silte e argila, conforme ilustrado na *Figura 14a*, para os solos dos 1.779 talhões desse levantamento. Há originalmente 13 classes texturais; entretanto, para facilitar a classificação, pode-se utilizar o triângulo textural simplificado sugerido pela Embrapa (http://hotsites.cnps.embrapa.br/blogs/paqlf/wp-content/uploads/2008/08/textura_solo.pdf), composto de 5 classes: 1-Arenosa (areia ≥ 70% e argila < 15%); 2-Média (argila ≤ 35% e areia > 15%); 3-Siltosa (argila < 35% e areia ≤ 15%); 4-Argilosa (argila > 35% e < 60%); e 5-Muito Argilosa (argila ≥ 60%). A delimitação dessas cinco classes texturais é ilustrada na *Figura 14a* pelas linhas pontilhadas vermelhas. A *Figura 14b* apresenta a distribuição porcentual dos 1.779 talhões na classificação textural simplificada. Verifica-se a predominância das classes Muito Argilosa e Argilosa (85%) nos solos utilizados

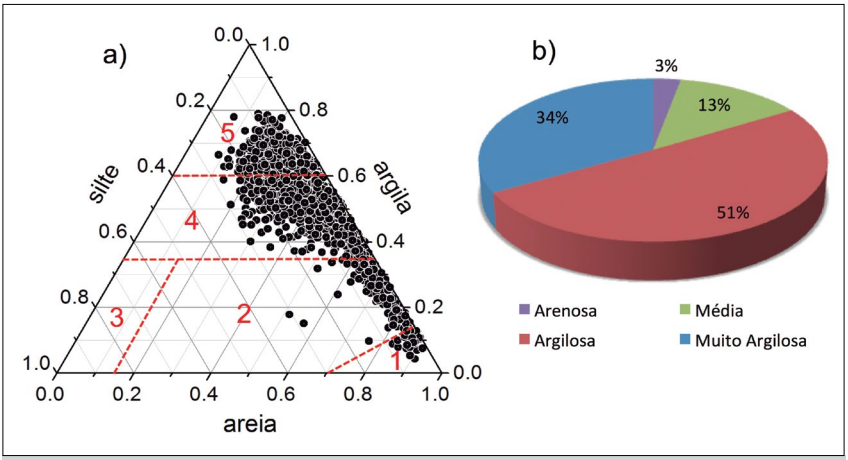


Figura 14. Triângulo textural com as frações granulométricas de areia, silte e argila das 1.779 amostras de solo cultivado com algodoeiro no Estado de Mato Grosso (a) e distribuição porcentual nas quatro classes presentes (b).

para o plantio de algodão no Estado de Mato Grosso. Isso mostra a tendência de a cotonicultura utilizar, em geral, os solos mais argilosos do Estado, que são naturalmente mais férteis e de maior potencial produtivo.

A *Figura 15* apresenta a variação das densidades populacionais dos nematoides em relação aos principais parâmetros físicos (areia, argila, silte, resistência à penetração, umidade e densidade do solo) dos solos avaliados. Os gráficos foram obtidos ordenando-se os dados da variável de interesse (ex.: areia, RP, Ds etc.) em ordem crescente e calculando-se as médias da variável e de Pi em grupos de cem talhões (1 a 100, 101 a 200 .... 1.701 a 1.779), totalizando 18 intervalos (pontos). Assim, cada ponto no gráfico representa uma média de cem talhões. Dessa forma, foi possível obter correlações mais consistentes do que a correlação direta com os 1.779 pontos. Por exemplo, a correlação ponto a ponto (1.779 talhões) do teor de argila e Pi com *R. reniformis* apresentou coeficiente de correlação linear r=0,05, mas, quando estratificada em 18 grupos de cem talhões (*Figura 14b*), aumentou para r=0,53. A *Tabela 4* apresenta os coeficientes de correlação (linear para todos os parâmetros, menos RP, no qual uma função polinomial de segundo grau foi ajustada) para os dados apresentados na *Figura 14*. O nematoide *R. reniformis* teve a melhor correlação com o teor de argila do solo (r=0,53), *M. incognita* foi mais sensível à

variação de silte (r=-0,59) e areia (r=0,40). Já *P. brachyurus* foi pouco influenciado pela textura do solo.

Com relação à textura, verificou-se um aumento moderado da densidade populacional de *R. reniformis* com o maior teor de argila do solo (*Figura 15b*), o que está de acordo com os relatos de diversos outros trabalhos na literatura, que mostram a preferência do nematoide reniforme por solos de texturas mais finas (Starr *et al.*, 1993; Monfort *et al.*, 2007; Moore & Lawrence, 2013). Entretanto, outros trabalhos, como os de Xavier *et al.* (2014), em um experimento conduzido em casa de vegetação, e Holguin *et al.* (2015a), em um estudo de campo no Estado da Carolina do Sul, Estados Unidos, encontraram maiores densidades populacionais de *R. reniformis* em solos com teor de argila de 25% e areia entre 60% e 65%, respectivamente. Já o estudo de Cabanillas *et al.* (1999), no Estado do Texas, Estados Unidos, não encontrou dependência de *R. reniformis* com o tipo de solo. Isto sugere que, embora exista uma tendência da densidade populacional de *R. reniformis* ser influenciada pela textura do solo, essa dependência não é tão expressiva e pode ser anulada por outros fatores físicos, químicos, biológicos, ambientais e manejo utilizado.

No caso de *M. incognita*, embora haja maior dispersão dos dados, observa-se aumento da população do nematoide com o teor de areia (*Figura 15a*). Esse resultado é similar à dependência observada por Starr *et al.* (1993), Koenning *et al.* (1996) e Asmus (2004), dentre outros. É importante ressaltar, no entanto, que nos solos de Mato Grosso cultivados com algodão a maioria dos talhões avaliados (85%) possuía textura muito argilosa (34%) e argilosa (51%), 13%, textura média e apenas 3%, textura arenosa (*Figura 14b*). Assim, há necessidade de se ampliar futuramente o estudo para um número maior de amostras de solos de textura arenosa, de modo a caracterizar melhor esse efeito com um número mais significativo de solos de textura mais grosseira (arenosa e média). Verificou-se também grande influência da fração textural silte na densidade populacional de *M. incognita* (*Figura 15c*), na qual os menores valores de Pi foram encontrados em solos com os maiores teores de silte. No caso de *P. brachyurus*, a densidade populacional não apresentou dependência dos teores de areia, silte ou argila.

Embora esse levantamento tenha sido feito em escala regional,

Tabela 4. Coeficientes de correlação (linear para todas as variáveis, menos para RP-função polinomial de segunda ordem) entre os parâmetros físicos do solo e as densidades populacionais dos nematoides, com os resultados da **Figura 1**5.

Nematoide	*Coeficiente de correlação (r)*					
	% areia	% silte	% argila	$RP_{10\text{-}30cm}$	θ	Ds
M. incognita	0,40	-0,59	-0,39	0,71	-0,47	0,24
P. brachyurus	0,37	-0,14	-0,33	0,26	-0,13	0,35
R. reniformis	-0,38	0,01	0,53	0,75	0,70	0,42

os resultados podem ser úteis também para aplicação em escala local. O mapeamento dos teores de argila ou areia, medidos diretamente ou obtidos indiretamente pela medida da condutividade elétrica aparente do solo, sensoriamento aéreo ou outra técnica, pode ajudar a identificar regiões ou manchas com maior probabilidade de ocorrência de nematoides para aplicação dos conceitos de agricultura de precisão no manejo sítio-específico com aplicação localizada de insumos, conforme indicado por Ortiz *et al.* (2012), Overstreet *et al.* (2014), Holguin *et al.* (2015b).

3.2.2 Compactação do solo x nematoides

A compactação é um processo no qual a porosidade do solo (principalmente a macroporosidade) é reduzida pela ação de uma força mecânica externa e que restringe o crescimento das raízes, bem como o transporte de água e a aeração do solo, causando limitações ao desenvolvimento das plantas.

A resistência à penetração (RP) medida por penetrômetros tem sido utilizada como um indicador da compactação do solo pelo fato de simular a dificuldade de crescimento das raízes no solo, em função de sua impedância mecânica. Da mesma forma, a densidade global (Ds) pode ser utilizada como indicador da compactação. Entretanto, sua dependência com a mineralogia e a textura do solo limita seu uso de uma forma mais geral.

A RP foi medida com um penetrômetro de impacto (Kamaq, modelo Planalsucar/IAA) na condição de umidade próxima à capacidade de campo (período chuvoso). A *Figura 15d* mostra a resposta da densidade populacional de nematoides em função

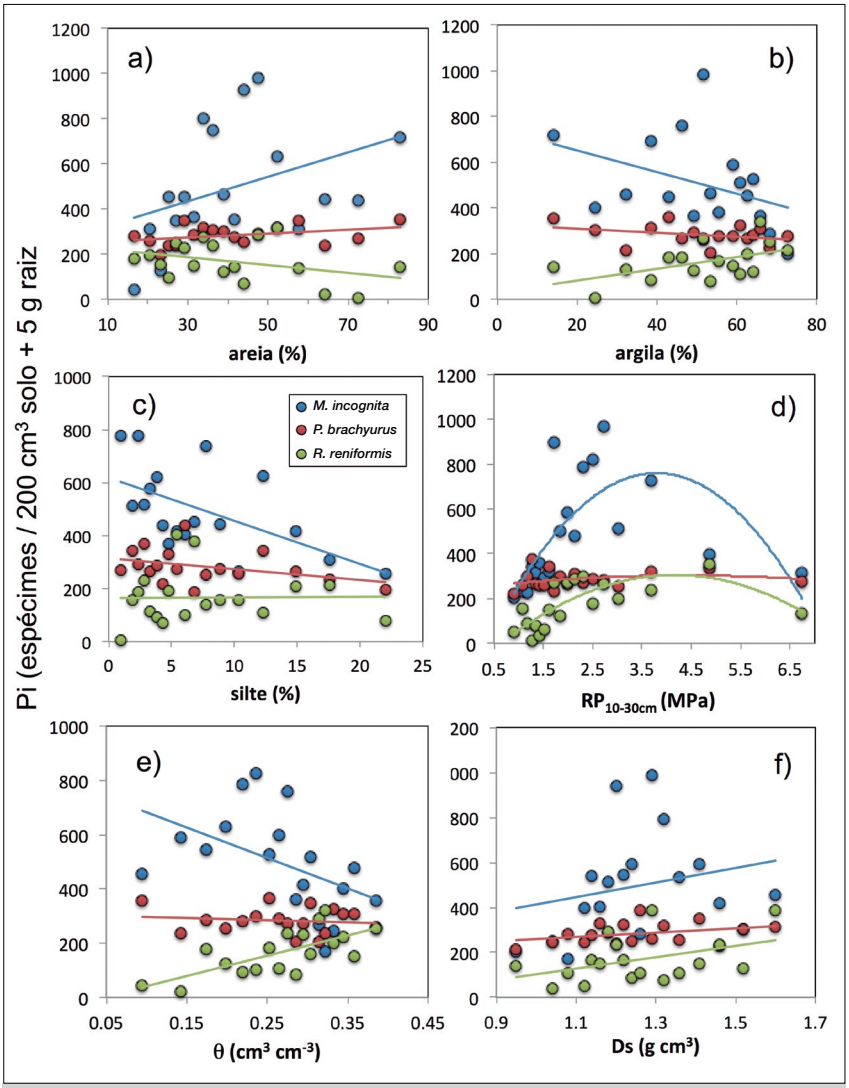


Figura 15. Variação das densidades populacionais (Pi) dos fitonematoides *M. incognita, P. brachyurus* e *R. reniformis*, em função dos parâmetros físicos do solo: textura (% de areia, silte e argila), resistência à penetração na camada 10-30 cm de profundidade ($RP_{10\text{-}30cm}$), umidade do solo no momento da coleta das amostras (θ) e densidade do solo (Ds).

da RP na camada de 10 cm a 30 cm de profundidade, na qual se observaram os maiores valores de RP no perfil do solo. Para *M. incognita* e *R. reniformis* observa-se o aumento da Pi até 2,5-3,0 MPa. Entretanto, para valores maiores que 3 MPa, que é conside-

rado limite crítico para o desenvolvimento das raízes, verifica-se claramente uma diminuição da Pi, com exceção para o fitonematoide *P. brachyurus*. Isso pode ser comprovado pelos coeficientes de correlação apresentados na *Tabela 4*. Esse comportamento da Pi com RP pode ser por conta do ambiente mais restritivo para a movimentação dos nematoides nos poros dos solos compactados, mas também pelo menor volume de raízes e desenvolvimento das plantas em consequência da compactação do solo. No entanto, nessas condições de solo compactado, o nível populacional de dano do nematoide é menor, uma vez que as plantas já se encontram em condições de estresse, sobretudo em período com restrições hídricas em áreas de sequeiro.

Já a densidade do solo (*Figura 15f*) apresentou um efeito na Pi similar ao do teor de areia, evidenciando a dependência desse parâmetro com a textura. Da mesma forma, a umidade do solo (*Figura 15e*) apresentou dependência com Pi praticamente igual à do teor de argila, por conta de sua relação direta com a textura do solo.

A disponibilidade de água no solo é um fator que afeta fortemente a densidade populacional de nematoides. Moore e Lawrence (2013) verificaram, em experimento com algodão em microplots com e sem irrigação, aumento de 36% na densidade populacional de *R. reniformis* nas áreas irrigadas. A altura das plantas e a produtividade do algodão foram também afetadas positivamente pela irrigação. Entretanto, em outro trabalho, Davis *et al.* (2014) concluíram que o efeito do parasitismo de *M. incognita* e do estresse hídrico na produção e na qualidade do algodão são fatores independentes, ou seja, não se verificou associação direta entre o teor de água no solo e o nível de infestação de nematoides. No levantamento atual com amostras de Mato Grosso, o efeito real da umidade na densidade populacional dos nematoides não pôde ser verificado, pois não se obtiveram dados da precipitação nos talhões durante o desenvolvimento da cultura ou um monitoramento contínuo da umidade do solo nos talhões. Os dados de umidade do solo nesse levantamento representam apenas valores pontuais no momento da coleta das amostras e estão mais relacionados à capacidade de armazenamento de água pelo solo em função da textura e de outros parâmetros como teor de matéria orgânica e compactação do solo. Para avaliar o efeito real

da umidade na densidade populacional seriam necessários dados de precipitação ou armazenamento de água nos solos durante o desenvolvimento da cultura.

3.2.3 Parâmetros químicos x nematoides

A acidez do solo é um fator limitante para o crescimento das plantas, uma vez que a disponibilidade de alguns nutrientes é fortemente afetada pelo pH do solo. Existem poucas informações a respeito do impacto do pH do solo na dinâmica e na patogenicidade dos nematoides, e os poucos estudos existentes sugerem que a influência do pH varie com a espécie de nematoide e planta hospedeira. Melakeberhan *et al.* (2004) avaliou o efeito do pH do solo na população de *M. incognita* e *H. glycines* em genótipos de soja tolerantes a solos ácidos, verificando a diminuição da população das duas espécies com a redução do pH. Da mesma forma, Garcia *et al.* (1999) mencionam que em pH elevado ocorre maior dano à cultura da soja, por conta de maior ocorrência do nematoide *H. glycines*. Em um trabalho realizado na Costa do Marfim, Osseni *et al.* (1997) mostraram efeito significativo do pH do solo no desenvolvimento de *P. brachyurus* em abacaxi, com aumento da população em pHs mais baixos.

Os valores mínimos e máximos do pH do solo nos talhões analisados foram de 4,8 e 7,5 (pH em água), com média de 6,0 e com a maioria dos talhões variando entre 5 e 6,5. Nos dados obtidos nesse levantamento nos solos de Mato Grosso, observou-se uma forte dependência da densidade populacional de *M. incognita*, *P. brachyurus* e *R. reniformis* com o pH do solo (*Figura 16a*). Verificou-se uma tendência de aumento de Pi para os solos mais ácidos (menor pH) no caso de *P. brachyurus* e *R. reniformis* e aumento de Pi para solos de maior pH para *M. incognita*. As tendências observadas estão de acordo com os trabalhos de Melakeberhan *et al.* (2004), Garcia *et al.* (1999) e Osseni *et al.* (1997). Essa informação sobre o efeito do pH na Pi é muito relevante, já que a aplicação de calcário é uma prática rotineira e pode ser adotada também como uma estratégia de manejo sitio-específico (agricultura de precisão) para correção do pH do solo, auxiliando no controle dos fitonematoides.

O aumento da soma de bases (*Figura 16b*) apresentou um efeito de redução da Pi para a maioria das espécies de nematoides

avaliadas. A matéria orgânica do solo (MO) tem, aparentemente, influência na densidade populacional dos nematoides (*Figura 16c*), mas isso pode ser apenas um efeito indireto da textura do solo na MO, uma vez que o padrão de dependência verificado entre MO e Pi é muito similar à variação observada entre teor de argila e Pi (*Figura 15b*). A saturação de bases (*Figura 16d*) apresentou variação muito similar à do pH. *R. reniformis* foi fortemente influenciado pelo teor de potássio do solo (*Figura 16e*), e o fósforo influenciou moderadamente no aumento de todas as espécies de nematoides avaliadas (*Figura 16f*).

A redução da absorção de nutrientes e do metabolismo da planta hospedeira causada pelos nematoides afeta o desenvolvimento da cultura; a fertilização tem sido utilizada, com diferentes graus de sucesso, para compensar o efeito danoso causado ou mesmo para reduzir a infestação (Melakeberhan, 2004). Okada e Harada (2007) realizaram um estudo para avaliar o efeito do sistema de cultivo (plantio direto e convencional combinados com controle químico, orgânico e sem a aplicação de fertilizantes) na população de nematoides e nos atributos físicos e químicos do solo sob cultivo de soja. As interações entre manejo e o efeito de fertilizantes foram significantes para *Pratylenchus* e a população de nematoides total. Entre os atributos dos solos que diferiram entre tratamentos, os teores de Ca e Mg, CTC e nitrogênio total foram os que afetaram a comunidade de nematoides.

A quantidade de nutrientes disponíveis para as plantas tem efeito essencial na saúde e produtividade das culturas, e o ajuste da fertilidade é um aspecto do manejo de nematoides que tem tido muita atenção da comunidade científica recentemente (Kularathna *et al.*, 2014). Diversos trabalhos, dentre eles os de Gruzdeva *et al.* (2007), Rodríguez-Kábana & King (1980) e Melakeberhan (1999) mostraram efeitos da redução de populações de nematoides pelo manejo da fertilidade, incluindo macro e micronutrientes. Entretanto, o efeito dos fertilizantes na biologia dos nematoides não é bem entendida ainda, uma vez que diversos trabalhos têm sugerido também que a incorporação de fertilizantes no solo torna as culturas mais suscetíveis aos danos causados pelos nematoides.

Kularathna *et al.* (2014), em um estudo em casa de vegetação, mostrou que, de um modo geral, o aumento da dose de fósforo reduziu a reprodução de *R. reniformis*, mas, para

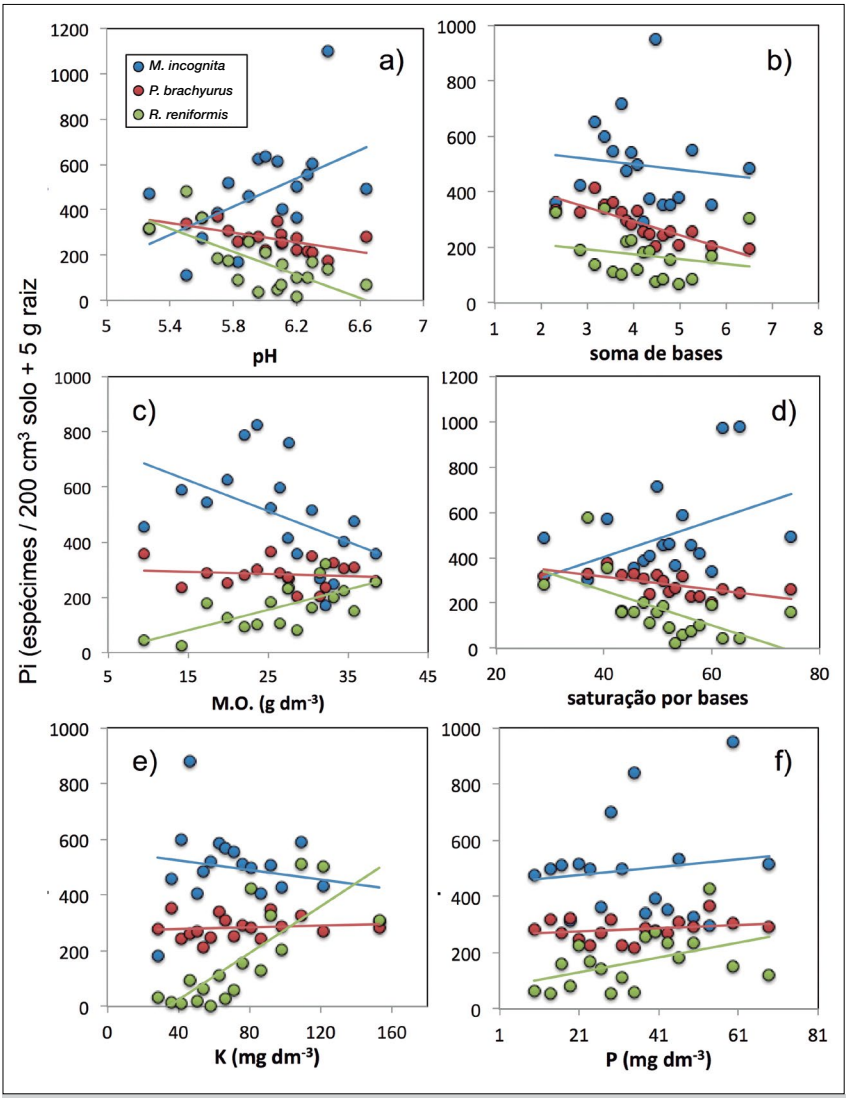


Figura 16. Variação das densidades populacionais (Pi) dos fitonematoides *M. incognita*, *P. brachyurus* e *R. reniformis* em função dos parâmetros químicos do solo: pH da água, soma de bases, matéria orgânica (MO), saturação de bases, potássio (K) e fósforo (P).

potássio e enxofre, independentemente da dose utilizada, não houve efeito sobre a densidade de ovos ou sobre a de nematoides em todos os estágios no solo. Entretanto, em experimentos de campo, em solos com grande variação de pH, textura e umi-

dade, com o mesmo nematoide e a mesma cultura hospedeira, Pettigrew *et al.* (2005) verificaram um aumento de 12% na população de nematoides e também na produtividade do algodão, por conta da fertilização com potássio. Essa diferença entre esses dois trabalhos deu-se provavelmente pela condição em casa de vegetação (Kularathna *et al.*, 2014), ou de campo (Pettigrew *et al.*, 2005).

A relação entre teor de potássio trocável e densidade populacional de *R. reniformis* verificado no levantamento com solos de Mato Grosso (*Figura 16e*) apresenta a mesma tendência dos dados de Pettigrew *et al.* (2005) e são coerentes, uma vez que se trata de estudo de campo com grande variação nas propriedades dos solos. No caso do fósforo, o efeito observado foi de aumento de Pi com aumento do elemento, que é um resultado contrário ao obtido por Kularathna *et al.* (2014) para *R. reniformis* em condições de casa de vegetação.

3.2.4 Produtividade x nematoides x parâmetros do solo

Para avaliar o efeito dos parâmetros do solo e da população de fitonematoides na produtividade do algodoeiro utilizou-se o mesmo procedimento de agrupamento em 18 classes de cem talhões cada, como feito anteriormente para atributos físicos e químicos na população dos fitonematoides (*Figuras 15* e *16*).

A *Figura 17* apresenta correlações dos principais atributos de solo que impactaram na produtividade do algodoeiro (nematoides, areia, resistência à penetração, pH, cálcio + magnésio, potássio, saturação de bases, zinco, cobre, ferro, enxofre e boro).

A densidade populacional dos nematoides influenciou na produtividade, como verificado também nos dados da *Figura 13*, com efeito mais significativo de diminuição da produtividade com aumento de Pi para *M. incognita* e *R. reniformis*.

Dentre os parâmetros físicos do solo, verificou-se uma redução praticamente linear da produtividade com o teor de areia, por conta da menor capacidade de retenção de água e nutrientes da fração areia e, consequentemente, do maior potencial produtivo dos solos de texturas mais finas (argilosos). A resistência à penetração também afetou negativamente a produtividade, principalmente para valores de $RP_{10\text{-}30cm}$ maiores que 3 MPa. Essa tendência é similar a outros trabalhos que mostram a influência

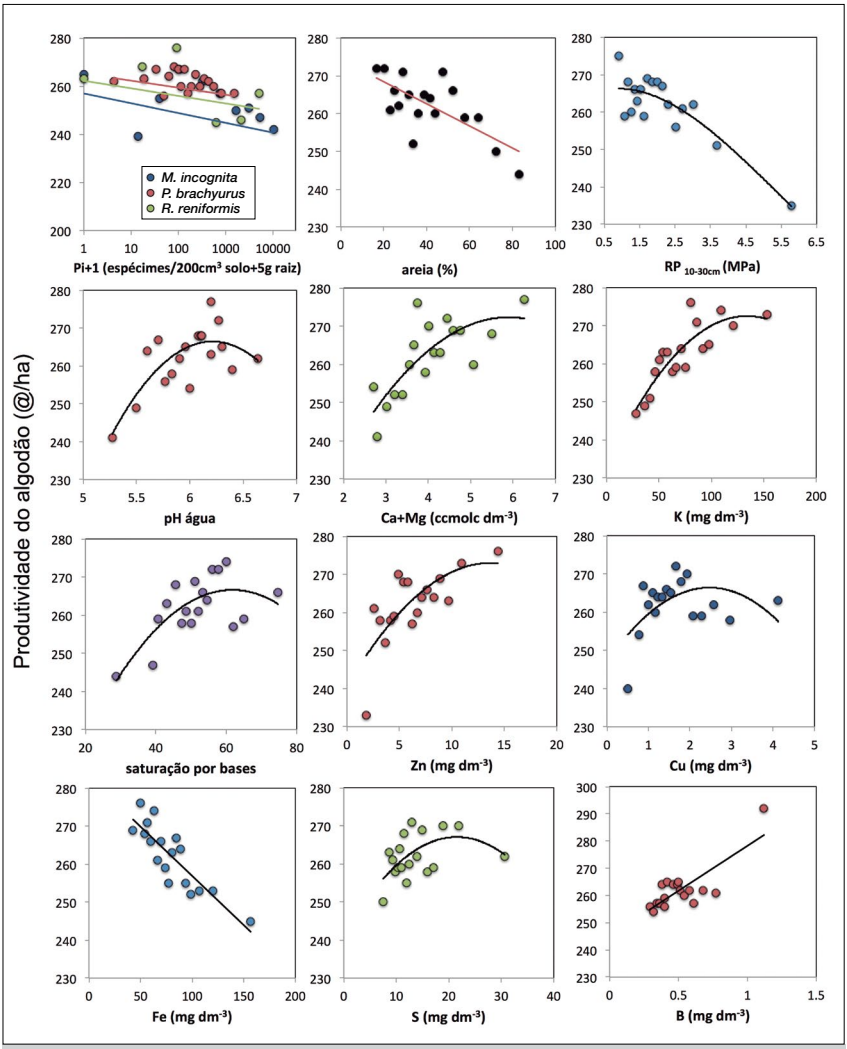


Figura 17. Correlação entre os parâmetros do solo e a produtividade do algodão.

da compactação em profundidade (Lipiec & Stępniewski, 1995; Beutler *et al.*, 2007; Borghei *et al.*, 2008). Entretanto, difere no fato de esse efeito ter sido observado, nesse levantamento com solos de Mato Grosso, em condições de campo com grande variedade de tipos de solos, condições climáticas, cultivares de algodão e manejos utilizados, mostrando que o efeito da compactação na produtividade é geral e não específico para uma

determinada classe de solo, manejo. Isto evidencia a grande influência de sistemas de produção que não preconizam o manejo do solo sob os três princípios básicos de sistema plantio direto (SPD): não revolvimento do solo, rotação de culturas e cobertura do solo (palhada).

Do ponto de vista químico, o pH é um dos principais fatores relacionados à baixa produtividade do algodão no Cerrado, em função de sua influência na toxidez por alumínio e saturação por bases, bem como na disponibilidade de Ca e Mg (Francisco & Hoogerheide, 2013). As respostas de produtividade com o pH, saturação por bases (V%) teores de Ca e Mg, enxofre, zinco, cobre foram similares, atingindo a saturação ou valores máximos de produtividade para pH = 6,1, V% = 60%, Ca+Mg = 5,6 cmolc dm^{-3}, S = 20 mg dm^{-3}, Zn = 13 mg dm^{-3} e Cu = 2,0 mg dm^{-3}. Vale lembrar que todas as amostras de solo analisadas foram coletadas em um período entre 60 e 120 dias após a semeadura da cultura.

O boro apresentou um efeito linear de aumento da produtividade com o aumento de sua concentração no solo. O ferro apresentou, aparentemente, um efeito negativo na produtividade. Entretanto, essa correlação deve-se muito provavelmente à influência da textura do solo, com os teores de ferro, já que esse micronutriente não é aplicado rotineiramente nessas áreas. A hipótese é confirmada pela alta correlação encontrada entre o teor de ferro e o de areia ou argila. O teor de potássio no solo apresentou também efeito significativo no aumento da produtividade, com estabilização em torno de 120 mg dm^{-3}.

A *Tabela 5* apresenta os dados médios de produtividade, a Pi e os parâmetros físicos e químicos analisados em função das quatro classes texturais, separando-os em talhões de alta (A) e baixa (B) produtividades, conforme classificação fornecida pelos gerentes responsáveis pelas propriedades amostradas. Apesar de o critério de separação entre A e B ser de alguma forma subjetivo e variar entre propriedades, verifica-se o aumento da produtividade para as classes de texturas mais argilosas, com uma diferença entre 20 @ e 30 @/ha entre as áreas de alta (A) e baixa (B) produtividade dentro de uma mesma classe textural. É evidente também o efeito da população de *M. incognita* na perda do rendimento do algodão, com mais ênfase nos solos

Tabela 5. Médias de produtividade, densidade populacional de nematoides, atributos físicos e químicos dos solos sob cultivo do algodoeiro no Estado de Mato Grosso, em função da classe textural do solo.

Propriedade	Classe textural							
	Arenosa		Média		Argilosa		Muito argilosa	
	A	B	A	B	A	B	A	B
Número de talhões	11	41	81	160	490	412	343	261
Produtividade (@/ha)	254	226	265	245	279	250	279	250
M. incognita	191	1.017	223	599	444	682	297	510
P. brachyurus	338	403	237	282	268	305	273	286
R. reniformis	1	3	302	17	123	226	177	223
Argila (%)	12	11	27	26	51	50	66	65
Silte (%)	2	3	3	4	8	8	9	9
Areia (%)	86	85	70	71	41	42	25	26
Umidade (%)	14	11	17	16	28	27	31	31
$RP_{10\text{-}30cm}$ (MPa)	1,82	2,13	1,93	1,94	2,12	2,24	2,08	2,11
pH água	6,18	6,20	6,08	6,13	5,97	6,00	5,93	5,94
M.O. (g dm^{-3})	22	22	27	26	35	34	39	38
P (mg dm^{-3})	50	51	43	44	34	34	32	29
K (mg dm^{-3})	45	47	63	59	75	74	83	78
Ca+Mg (cmolc dm^{-3})	3,1	3,3	3,5	3,5	4,0	2,9	4,3	4,3
Al (cmolc dm^{-3})	0	0,007	0,009	0,014	0,038	0,032	0,034	0,036
Soma Bases	3,2	3,4	3,7	3,7	4,2	4,2	4,5	4,5
CTC	5,7	5,8	6,7	6,6	8,3	8,2	9,2	9,0
Saturação por Bases	58	58	54	56	51	52	50	50
Zn (mg dm^{-3})	2,4	5,1	6,5	5,2	6,3	6,5	7,2	6,5
Cu (mg dm^{-3})	0,9	1,4	1,6	1,6	1,7	1,7	1,8	1,6
Fe (mg dm^{-3})	116	98	99	96	78	82	71	74
Mn (mg dm^{-3})	13	13	19	17	17	16	15	15
S (mg dm^{-3})	9	9	12	11	14	13	15	15
B (mg dm^{-3})	0,580	0,428	0,512	0,480	0,543	0,500	0,515	0,480

de textura arenosa, em que a média de Pi nos talhões de baixa produtividade foi de 1.017 espécimes. Além disso, as áreas de baixa produtividade, nas quatro classes texturais, apresentaram consistentemente teores mais baixos de boro e valores maiores de RP e pH, indicando possíveis influências na perda de produção. Outro aspecto relevante é a diferença clara de alguns parâmetros do solo em função da classe textural, como o pH, P, K e CTC.

4. Considerações finais

A ocorrência de fitonematoides importantes para a cultura do algodoeiro vem aumentando consideravelmente nos últimos 12 anos em Mato Grosso. As espécies de maior relevância na redução da produtividade foram *M. incognita* e *R. reniformis*, com distribuição geográfica ainda diferenciada no Estado. Os níveis populacionais dos nematoides em talhões infestados apresentam clara evolução nos últimos anos, com valores bem superiores em relação ao nível de dano estabelecido para a cultura.

Associado a esse quadro, é importante reforçar que foi observada grande influência dos atributos físicos e químicos dos solos no desenvolvimento da cultura do algodoeiro, potencializando os problemas com nematoides.

Por fim, os dados apresentados e discutidos no presente capítulo destacam diferentes fatores que influenciam a produtividade, sobretudo aqueles impossíveis de serem vistos diretamente no campo, tais como características bióticas e abióticas do solo. É possível obter um diagnóstico confiável da situação atual e associar essas informações a outras relacionadas ao manejo de práticas agrícolas na propriedade. É importante que produtores e consultores agrícolas atentem-se aos parâmetros que foram mais fortemente associados a baixas produtividades. A compactação do solo afetou negativamente a produtividade, principalmente para valores de $RP_{10\text{-}30cm}$ maiores que 3 MPa. Essa tendência foi observada em grande variedade de tipos de solos, condições climáticas, cultivares de algodoeiro e manejos utilizados em Mato Grosso, mostrando que o efeito da

compactação na produtividade é geral e não específico. Assim, deve-se tomar muito cuidado com a intensificação de práticas agrícolas que aumentem a compactação e procurar adotar outras que a reduzam. Dessa forma, as informações aqui apresentadas podem prover subsídios técnicos para o manejo de nematoides e de outros fatores associados, nas condições do Cerrado brasileiro.

Referências

ARMSTRONG, G. M.; ARMSTRONG, J. K. A new race (race 6) of the cotton-wilt *Fusarium* from Brazil. **Plant Disease Reporter**, 62(5):421-423, 1978.

ASMUS G. L. Ocorrência de nematóides fitoparasitos em algodoeiro no estado de Mato Grosso do Sul. **Nematologia Brasileira**, v. 28(1), p. 77-86, 2004.

ASMUS, G. L. Danos causados à cultura da soja por nematoides do gênero *Meloidogyne*. In: Ferraz, L. C. C. B.; Asmus, G. L.; Carneiro, R. G.; Mazaffera, P.; Silva, J. F. V. (Orgs.) **Relações parasito-hospedeiro nas Meloidoginoses da soja**. Londrina: Embrapa Soja: Sociedade Brasileira de Nematologia, 2001. p. 39-62.

ASMUS, G. L.; INOMOTO, M. M.; SILVA, R. A.; GALBIERI, R. Manejo de nematoides. In: Freire, E. C. (ed.). **Algodão no cerrado do Brasil**. Brasília: Gráfica e Editora Positiva, 2015. p. 445-483.

ASMUS, G. L.; ISHIMI, C. M. Flutuação populacional de *Rotylenchulus reniformis* em solo cultivado com algodoeiro. **Pesp. Agropec. Bras.** Brasília: 44(1):51-57, 2009.

ASMUS, G. L.; GALBIERI, R. Densidade populacional e distribuição espacial de *Meloidogyne incognita* e *Rotylenchulus reniformis* em algodoeiro em sistema de plantio adensado. **Nematologia Brasileira**, 37(3-4):42-47, 2013.

ATKINSON, G. F. Some disease of cotton. **Ala. Agr. Exp. Sin. Bull.**, 41:19-65, 1982.

BAIRD, R. E.; DAVIS, R.F.; ALT, P.J.; MULLINIX, B.G.; PADGETT, G.B. Frequency and geographical distribution of plant-parasitic nematodes on cotton in Georgia. **Journal of Nematology**, 28(4S):661-667, 1996.

BEEN, T. H.; SCHOMAKER, C. H. Distribution patterns and sampling. In: Perry, R. N.; Moens, M. **Plant Nematology**, Wallingford-UK: CABI, 2006. p.302-326.

BELL, A. A. *Verticillium* wilt. In: Hillocks, R. J. (ed.) **Cotton disease**. Wallingford: C.A.B. International, 1992. p. 87-126.

BENNETT, R. S.; O'NEILL, W.; SMITH, L.; HUTMACHER, R. B. Activity of commercial detergents against conidia and chlamydospores of *Fusarium oxysporum* f. sp. *vasinfectum*. **The Journal of Cotton Science**, 15:162-169, 2011.

BEUTLER, A. N.; CENTURION, J. F.; CENTURION, A. P. C.; FREDDI, O. S.; SOUSA-NETO, E. L.; LEONEL, C. L.; DA SILVA, A. S. Traffic soil compaction of an oxisol related to soybean development and yield. **Scientia Agricicola**, 64(6):608-615, 2007.

BIBANCO, K. R. P.; NUNES, M. P.; CIA, E.; PIZZINATO, M. A.; SCHUSTER, I.; MEHTA, Y. M. Identification of genetic variability among isolates of *Fusarium oxysporum* f.sp. *vasinfectum* of cotton. **Tropical Plant Pathology**, 35(4):241-244, 2010.

BORGHEI, A.M.; TAGHINEJAD, J.; MINAEI, S.; KARIMI, M.; VARNAMKHASTI, M.G. (2008). Effect of subsoiling on soil bulk density, penetration resistance and cotton yield in northwest of Iran. **Int. J. Agri. Biol.**, 10: 120-123. 2008.

CABANILLAS, H. E.; BRADFORD, J. M.; SMART, J. R. Effect of tillage system, soil type, crop stand, and crop sequence on Reniform Nematodes after harvest. **Nematropica**, 29(2):137-146, 1999.

CIA, E.; SALGADO, C. L. Doenças do algodoeiro (*Gossypium* spp.). In: Kimati, H.; Amorim, L.; Rezende, J. A. M.; Bergamin Filho, A.; Camargo, L. E. A. (eds.). **Manual de Fitopatologia**: Doenças das plantas cultivadas. 4. ed, v. 2, São Paulo, Agronômica Ceres, 2005. p. 41-52.

CIANCHETTA, A. N.; DAVIS, R. M. *Fusarium* wilt of cotton: management strategies. **Crop Protection**, 73:40-44, 2015.

CIANCHETTA, A. N.; ALLEN, T. W.; HUTMACHER, R. B.; KEMERAIT, R. C.; KIRKPATRICK, T. L.; LAWRENCE G. W.; LAWRENCE, K. S.; MUELLER, J. D.; NICHOLS, R. L.; OLSEN, M. W.; OVERSTREET, C.; WOODWARD, J. E.; DAVIS, R. M. Survey of *Fusarium oxysporum* f.sp. *vasinfectum* in the United States. **The Journal of Cotton Science**, 19:328-336, 2015.

CONAB. **Safras – grãos safra 2014/2015** [acessado 01 de fevereiro 2016] Disponível em: http://www.conab.gov.br/conabweb/index.php?PAG=131

DAVIS, R. F.; KEMERAIT, R. C. The multi-year effects of repeatedly growing cotton with moderate resistance to *Meloidogyne incognita*. **Journal of Nematology**, 41(2):140-145, 2009.

DAVIS, R. F.; MAY, O. L. Relationship between yield potential and percentage yield suppression caused by the southern root-knot nematode in cotton. **Crop. Sci.**, 45:2312-2317, 2005.

DAVIS, R.F; EARL, H.J.; TIMPER, P. Effect of simultaneous water deficit stress and *Meloidogyne incognita* infection on cotton yield and fiber quality. **J. Nematol**., 46 (2): 108-118. 2014.

DAVIS, R. M.; COLYER, P. D.; ROTHROCK, C. S.; KOCHMAN, J. K. *Fusarium* wilt of cotton: population diversity and implications for management. **Plant Disease**, Vol. 90(6):692-703, 2006.

DEBIASI, H.; FRANCHINI, J. C.; DIAS, W. P.; BALBINOT JUNIOR, A. A. Monitoramento da acidez do solo e do nematoide das lesões radiculares em lavouras de soja no Mato Grosso. XXXIV Reunião de Pesquisa de Soja. **Anais...** Londrina/PR, 141-143, 2014.

DEVAY, J. E.; GUTIERREZ, A. P.; PULLMAN, G. S.; WAKEMAN, R. H.; GARBER, R. H.; JEFFERS, D. P.; SMITH, S. N.; GOODELL, P. B.; ROBERTS, P. A. Inoculum densities of *Fusarium oxysporum* f.sp. *vasinfectum* and *Meloidogyne incognita* in relation to the development of *Fusarium* wilt and the phenology of cotton plants (*Gossypium hirsutum*). **Ecology and Epidemiology**, 87(3):341-346, 1997.

EISENBACK, J. Interaction between nematodes in cohabitance. In: Khan, M. W. (Ed) **Nematode interaction**, London UK: Chapman & Hall, 1993. p. 79-103.

ESSER, R. P. **How nematodes enter and disperse in Florida nurseries via vehicles.** Fla. Dept. Agric. & Consumer Serv. Division of Plant Industry, Nematology circular n. 109, 1984. 2p.

FAJARDO P., M.; ABALLAY E., E.; CASANOVA P., M. Soil properties influencing phytoparasitic nematode population on Chilean vineyards. **Chilean Journal of Agricultural Research**, 71(2):240-248, 2011.

FRANCISCO, E.; HOOGERHEIDE, H. C. Manejo de nutrientes para o algodoeiro de alta produtividade. **Informações Agronômicas**, 141:14-18, 2013.

FRANCL, L. J.; WHEELER, T. A. Interaction of plant-parasitic nematodes with wilt-inducing fungi. In: Khan, M. W. (Ed) **Nematode interaction**, London UK: Chapman & Hall, 1993. p. 79-103.

GALBIERI, R.; CIA, E.; FUZATTO, M. G.; BELOT, J. L.; ANDRADE JUNIOR, E. R.; FANAN, S.; FRANZÃO, R. C.; ALMEIDA, W. P. Ocorrência do complexo *Fusarium* x nematoides em Primavera do Leste – MT e seus efeitos sobre genótipos diversos de algodoeiro. Congresso Brasileiro de Algodão, 8, São Paulo. **Anais...** Campina Grande: Embrapa CNPA. CD ROM, 2011.

GALBIERI, R.; FUZATTO, M. G.; CIA, E.; LUDERS, R. R.; MACHADO, A. C. Z.; BOLDT, A. F. Reação de cultivares de algodoeiro a *Meloidogyne incognita* em condições de campo e casa de vegetação no estado de Mato Grosso. **Tropical Plant Pathology**, 34(1):18-23, 2009.

GALBIERI, R.; CIA, E.; FUZATTO, M. G.; ITO, M. F.; LUDERS, R. R.; KONDO, J. I. Avaliação de genótipos de algodoeiro para resistência a *Verticillium dahliae*, **Summa Phytopathol.**, Botucatu, 34(3):211-215, 2008.

GALBIERI, R.; INOMOTO, M. M.; SILVA, R. A.; ASMUS, G. L. Manejo de fitonematoides na cultura do algodoeiro em Mato Grosso. In:Belot, J. L. (ed). **Manual de boas práticas de manejo do algodoeiro em Mato Grosso.** Cuiabá: Editora Casa da Árvore, 2015. p.214-225.

GARBER, R. H.; JORGENSON, E. C.; SMITH, S.; HYER, A. H. Interaction of population levels of *Fusarium oxysporum* f.sp. *vasinfectum* and *Meloidogyne incognita* on cotton. **Journal of Nematology**, 11(2):133-137, 1979.

GARCIA, A.; SILVA, J. F. V.; PEREIRA, J. E.; DIAS, W. P. Rotação de culturas e manejo do solo para controle do nematoide de cisto da soja. In: Sociedade Brasileira de Nematologia (Ed.) **O Nematoide de cisto da soja: a experiência brasileira**. Jaboticabal: Artsigner Editores, 1999. p.55-70.

GRECO, N.; Di VITO, M. Population dynamics and damage levels. In: Perry, R.; Moens, M.; Starr, J. **Root-Knott nematodes**, Cambridge: CBA International, 2009. p. 246-274.

GRUZDEVA, L. I.; MATVEEVA, E. M.; KOVALENKO, T. V. Changes in soil nematode communities under the impact of fertilizers. **Pochvovedenie**, 6:756-768, 2007.

HEALD, C. M.; ROBINSON, A. F. Effects of solarization on *Rotylenchulus reniformis* in The United States. **Journal of Nematology**, 22:695-699, 1987.

HEALD, C. M.; ROBINSON, A. F. Survey of current distribution of *Rotylenchulus reniformis* in the United States, **Journal of Nematology**, 22(4S):695-699, 1990.

HILLOCKS, R. J. *Fusarium* wilt. In: Hillocks, R.J. (Ed.). **Cotton disease**. Wallington. CAB International, 1992. p.127-160.

HOLGUIN, C. M.; GERARD, P.; MUELLER, J. D.; KHALILIAN, A.; AGUDELO, P. Spatial distribution of reniform nematode in cotton as influenced by soil texture and crop rotations. **Phytopathology**, 105(5):674-683, 2015a.

HOLGUIN, C. M.; MUELLER, J. D.; KHALILIAN, A.; AGUDELO, P. Population dynamics and spatial distribution of *Columbia lance* nematode in cotton. **Applied Soil Ecology**, 95:107-114, 2015b.

INOMOTO, M. M.; GOULART, A. M. C.; MACHADO, A. C. Z.; MONTEIRO, A. R. Effect of population densities of *Pratylenchus brachyurus* on the growth of cotton plants. **Fitopatol. Bras.**, 26(2):192-196, 2001.

KAPPELMAN JR, A. J.; SMITH, S. N. *Fusarium* Wilt-Nematode Complex. In: Watkins, G. M. (ed.). **Compendium of cotton disease**. American Phytopathological Society, St. Paul, MN, 1981. p. 40-41.

KATSANTONIS, D.; HILLOCKS, R. J.; GOWEN, S. Enhancement of germination of spores of *Verticillium dahliae* and *Fusarium oxysporum* f.sp. *vasinfectum* in vascular fluid from cotton plants infected with the root-knot nematode. **Phytoparasitica**, 33(3):215-224, 2005.

KINLOCH, R. A.; SPRENKEL, R. K. Plant-parasitic nematodes associated with cotton in Florida. **Journal of Nematology**, 26(4S):749-752, 1994.

KOENNING, S. R.; WALTERS, S. A.; BARKER, K. R. Impact of soil texture on the reproductive and damage potentials of *Rotylenchulus reniformis* and *Meloidogyne incognita* on cotton. **Journal of Nematology**, 28:527-536, 1996

KRUG, H. P. Contribuição para distribuição geográfica da murcha do algodoeiro (*Fusarium vasinfectum*) no Brasil 1937. **Cir. Inst. Agron.**, Campinas, 5:1-2, 1937.

KULARATHNA, M.T.; OVERSTREET, C.; Mc GAWLEY, E.C.; XAVIER, D.M.; MARTIN, C.M. Influence of soil nutrients on reproduction and pathogenicity of *Rotylenchulus reniformis* on cotton. **Nematropica**, 44(1):15-24, 2014.

LAWRENCE, G. W.; McLEAN, K. S.; BATSON, W. E.; MILLER, D.; BORBON, J. C. Response of *Rotylenchulus reniformis* to nematicide application on cotton. **Journal of nematology**, 22(4S):707-711, 1990.

LIMA, I. M.; SOUZA, R. M.; SILVA, C. P.; CARNEIRO, R. M. D. G. *Meloidogyne* spp. from preserved areas of atlantic forest in state of Rio de Janeiro, Brazil. **Nematologia Brasileria**, 29:31-38, 2005.

LIPIEC, J. STĘPNIEWSKI, W. Effects of soil compaction and tillage systems on uptake and losses of nutrients. **Soil and Tillage Research**, 35:37-52, 1995.

LIU Z.; GRIFFIN, T. W.; KIRKPATRICK, T. L.; MONFORT, W. S. Spatial econometric approaches to developing site-specific nematode management strategies in cotton production. **Precision Agriculture**, 16:587-600, 2015.

LOPES, C. M. L. Populações de nematoides fitoparasitas em áreas de cultivo de soja, algodão, café e de vegetação nativa do Cerrado na região Oeste da Bahia. **Dissertação** de Mestrado (Fitopatologia). UNB, Brasília, 2015. 70p.

LORDELLO, A. I. L.; LORDELLO, R. R. A.; CIA, E.; FUZATTO, M. G. Resultados parciais do levantamento de nematóides do gênero *Meloidogyne* parasitos do algodoeiro em São Paulo. **Nematologia Brasileira**, v.8, p. 185-192, 1984.

LUC, M., BRIDGE, J.; SIKORA, R. A. Reflections on nematology is subtropical and tropical agriculture. In: Luc, M.; Sikora, R. A.; Bridge, L. **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. Wallingford:CABI, 2005. p 1-10.

MACHADO, A. C. Z.; BELUTI, D. B.; SILVA, R. A.; SERRANO, M. A. S.; INOMOTO, M. M. Avaliação de danos causados por *Pratylenchus brachyurus* em algodoeiro. **Fitopatol. Bras.**, 31(1):11-16, 2006.

MACHADO, A. C. Z.; FERRAZ, L. C. B.; INOMOTO, M. Response of cotton cultivars to two brazilian population of *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey) Filipjev & Sch. Stekh. **The Journal of Cotton Science**, 11:288-292, 2007.

MACHADO, A. C. Z.; SIQUEIRA, K. M. S.; GALBIERI, R.; CIA, E. Levantamento preliminar das espécies de fitonematoides associadas à cultura do algodoeiro no Estado de São Paulo. Congresso Brasileiro de Algodão, 5, Salvador. **Anais...** Campina Grande: Embrapa CNPA. CD ROM, 2005.

MACHADO, A. Q.; CASSETARI NETO, D.; GUERRA, W. D. Ocorrência de *Fusarium oxysporum* f.sp. *vasinfectum* em algodoeiro no estado do Mato Grosso. Congresso Brasileiro de Algodão, 4, Goiânia. **Anais...** Campina Grande : Embrapa CNPA. CD ROM, 2003.

MATOS, P. S.; COIMBRA, J. L.; SANTOS, F. S.; SANTOS, J. B. Ocorrência de fitonematoides em plantios de algodão no Oeste da Bahia. **Revista de Biologia e Ciências da Terra**, v. 10(2): p. 29-38, 2010.

McLEAN, K. S.; LAWRENCE, G. W. A survey of plant-parasitic nematodes associated with cotton in northeastern Louisiana. **Journal of Nematology**, 32(4S):508-512, 2000.

MELAKEBERHAN, H. Effects of nutrient source on the physiological mechanisms of *Heterodera glycines* and soybean genotypes interactions. **Nematology**, 1:113-120, 1999.

MELAKEBERHAN, H.; DEY, J.; BALIGAR, V. C.; CARTER, T. E. Effect of soil pH on the pathogenesis of *Heterodera glycines* and *Meloidogyne incognita* on Glycine max genotypes. **Nematology**, 6(4):585-592, 2004.

MELAKEBERHAN, H.; WEBSTER, J. M. The phenology of plant-nematode interaction and yield loss. In: Khan, M. W. (Ed) **Nematode interaction**, London UK: Chapman & Hall, 1993. p. 27-78.

MONFORT, W. S.; KIRKPATRICK, T. L.; MAUROMOUSTAKOS, A. Potential for site-specific management of *Meloidogyne incognita* in cotton using soil textural zones. **Journal of Nematology**, 39:1-8, 2007.

MONFORT, W. S.; KIRKPATRICK, T. L.; MAUROMOUSTAKOS, A. Spread of *Rotylenchulus reniformis* in an Arkansas cotton field over a four-year period. **Journal of Nematology**, 40(3):161-166, 2008.

MOORE, S. R.; LAWRENCE, K. S. The Effect of soil texture and irrigation on *Rotylenchulus reniformis* and Cotton. **Journal of Nematology**, 45(2):99-105, 2013.

OKADA. H; HARADA, H. Effects of tillage and fertilizer on nematode communities in a Japanese soybean field. **Applied Soil Ecology**, 35:582-598, 2007.

ORTIZ, B. V.; PERRY, C.; GOOVAERTS, P.; VELLIDIS, G.; SULLIVAN, D. Geostatistical modeling of the spatial variability and risk areas of southern root-knot nematodes in relation to soil properties. **Geoderma**, 156:243-252, 2010.

ORTIZ, B. V.; PERRY, C.; SULLIVAN, D.; LU, P.; KEMERAIT, R.; DAVIS, R. F.; SMITH, A.; VELLIDIS, G.; NICHOLS, R. Variable rate application of nematicides on cotton fields: a promising site-specific management strategy. **Journal of Nematology**, 44:31, 2012.

OSSENI, B.; SARAH, J.; HUGON, R. Effect of soil pH on the population development of *Pratylenchus brachyurus* (godfrey) in pineapple roots and on the growth and yield of the plant. **Acta Horticulturae**, 425:423-434, 1997.

OVERSTREET, C.; MCGAWLEY, E. C.; KHALILIAN, A.; KIRKPATRICK, T. L.; MONFORT, W. S.; HENDERSON, W.; MUELLER, J. D. Site specific nematode management - development and success in cotton production in the United States. **Journal of Nematology**, 46(4):309-320, 2014.

PETTIGREW, W. T.; MEREDITH-JR W. R.; YPUNG, L. D. Potassium fertilization effects on cotton lint yield, yield components, and reniform nematode populations. **Agronomy Journal**, 97:1245-1251, 2005.

RICH, J. R.; WRIGHT, D. L. Alternating cotton row patterns to reduce damage from reniform nematodes. **Nematropica**, 32(2):229-232, 2002.

RIDGWAY, R. L.; BELL, A. A.; VEECH, J. A.; CHANDLER, J. M. Cotton Protection Practices in the USA and World. In: Kohel, R. J. & Lewis, C. F. (eds.). **Cotton**. Madison, American Society of Agronomy, Inc., Crop Science Society of America, Inc., Soil Science Society America, Inc., 1984. p. 288-330.

RITZINGER, C. H. S. P; FANCELLI, M.; RITZINGER, R. Nematoides: bioindicadores de sustentabilidade e mudanças edafoclimáticas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, 32(4)1289-1296, 2010.

ROBINSON, A. F. Nematode management in cotton. In: A. Ciancio & Mukerji, K. G. (eds.). **Integrated Management and Biocontrol of Vegetable and Grain Nematodes**, Springer, 2009. p.149-192.

ROBINSON, A. F.; AKRIDGE, R.; BRADFORD, J. M.; COOK, C. G.; GAZAWAY, W. S.; KIRKPATRICK, T. L.; LAWRENCE, G. W.; LEE,G.; McGAWLEY, E. C.; OVERSTREET, C.; PADGETT, B.; RODRÍGUEZ-KÁBANA, R.; WESTPHAL, A.; YOUNG, L. D. Vertical distribution of *Rotylenchulus reniformis* in cotton fields, **Journal of Nematology**, 37(3):265-271, 2005.

RODRÍGUEZ-KÁBANA, R.; KING, P. S. Use of mixtures of urea and blackstrap molasses for control of root-knot nematodes in soil. **Nematropica**, 10:38-44, 1980.

SCHOMAKER, C. H.; BEEN, T. Plant growth and population dynamics. In: Perry, R. N.; Moens, M. **Plant Nematology**, Wallingford-UK: CABI, 2006. p. 275-301.

SILVA, J. F. V. Resistência genética de soja a nematoides do gênero *Meloidogyne*. In: Ferraz, L. C. C. B.; Asmus, G. L.; Carneiro, R. G.; Mazaffera, P.; Silva, J. F. V. (Org.) **Relações parasito-hospedeiro nas Meloidoginoses da soja**. Londrina: Embrapa Soja: Sociedade Brasileira de Nematologia, 2001. p. 95-127.

SILVA, J. G. P.; FURLANETTO, C.; ALMEIDA, M. R. A.; ROCHA, D. B.; MATTOS, V. S.; CORREA, V. R.; CARNEIRO, R. M. D. G. Ocurrence of *Meloidogyne* spp. in Cerrado vegetations and reaction of native plants to *Meloidogyne javanica*. **Journal of Phytopathology**, 162:449-455, 2014.

SILVA, R. A.; SERRANO, M. A. S.; GOMES, A. C.; DÁRCIO, C. B.; SOUZA, A. A., AMUS, G. L.; INOMOTO, M. M. Nematoides associados ao algodoeiro no estado de Mato Grosso. Congresso Brasileiro de Algodão, 3, Goiânia. **Anais...** Campina Grande: Embrapa CNPA. CD ROM, 2003.

SMITH, S. N.; SNYDER, W. C. Persistence of *Fusarium oxysporum* f.sp. *vasinfectum* in fields in the absence of cotton. **Phytopatgology**, 65:190-196, 1974.

STARR, J. L.; Cotton. In: Barker, K. R.; Pederson, G. A.; Windhan, G. L (ed.). **Plant and nematode interaction**. American Society of Agronomy, Madison, 1998. p. 359-379.

STARR, J. L.; HEALD, C. M.; ROBINSON, A. F.; SMITH, R. G.; KRAUSZ, J. P. *Meloidogyne incognita* and *Rotylenchulus reniformis* and associated soil textures from some cotton production areas of Texas. **Suppl. J. Nematol**., 25:895-899, 1993.

STARR, J. L.; KOENNING, S. R.; KIRKPATRICK, T. L.; ROBINSON, A. F.; ROBERTS, P. A.; NICHOLS, R. L. The future of nematode management in cotton. **Journal of Nematology**, 39(4):283-294, 2007.

STARR, J. L.; MARTYN, R. D. Reaction of cotton cultivars to *Fusarium* wilt and root-knot nematodes. **Nematropica**, 21(1):51-58, 1991.

SUASSUNA, N. D.; COUTINHO, W. M. Manejo das principais doenças do algodoeiro no cerrado brasileiro. In: Freire, E. C. (ed.). **Algodão no cerrado do Brasil**. Brasília: Gráfica e Editora Positiva, 2015. p.365-408.

THOMAS, R. J.; CLARK, C. A.; Effects of concomitant development on reproduction of *Meloidogyne incognita* and *Rotylenchulus reniformis* on sweet potato. **Journal of Nematology**, v.15 (2), p.215-221, 1983.

TORRES, G. R. C.; PEDROSA, E. M. R.; MOURA, R. M. Sobrevivência de *Rotylenchulus* renifomis em solo naturalmente infestado submetido a diferentes períodos de armazenamento, **Fitopatologia Brasileira**, v.31, p.203-206, 2006.

VIEGAS, A. P. Murcha do algodoeiro. **Bragantia**, 20(17):547-556, 1961.

WEAVER, D. B. Cotton nematodes. In: Fang, D. D.; Percy, R. G. (eds). **Cotton**, Madison: ASA, CSSA and SSSA, 2015. p.1-24.

WRATHER, J. A.; NIBLACK, T. L.; MILAM, M. R. Survey of plant-parasitic nematodes in Missouri cotton fields. **Journal of Nematology**, 24(4S):779-782, 1992.

XAVIER, D. M.; OVERSTREET, C.; MCGAWLEY, E. C.; KULARATHNA, M. T.; MARTIN, C. M. The influence of soil texture on reproduction and pathogenicity of *Rotylenchulus reniformis* on cotton. **Nematropica**, 44(1):7-14, 2014.

CAPÍTULO 3

Influência do sistema de produção soja-algodoeiro na população de fitonematoides

Fernando Mendes Lamas
Embrapa Agropecuária Oeste - Dourados/MS

Alberto Souza Boldt
IMA - Rondonópolis/MT

João Flávio Veloso Silva
Embrapa Agrossilvipastoril - Sinop/MT

Guilherme L. Asmus
Embrapa Agropecuária Oeste - Dourados/MS

Rafael Galbieri
IMA - Primavera do Leste/MT

1. Introdução

As espécies de nematoides parasitas de plantas apresentam especificidade em relação a seus hospedeiros e diferem quanto a suas adaptações às condições ambientais. Práticas culturais realizadas no agroecossistema têm efeito direto na comunidade e na população dos nematoides. Dependendo do manejo utilizado, pode-se selecionar e possibilitar a multiplicação de determinadas espécies, que passam de quantidades mínimas a números extremamente elevados, a ponto de inviabilizar a produção. Por outro

lado, é possível indicar sistemas de produção que promovam a diminuição de problemas relacionados a nematoides, configurando-se como práticas de controle em áreas infestadas. Com isso, é importante caracterizar, no tempo e no espaço, o sistema de produção utilizado, confrontando-o com informações existentes em relação à dinâmica populacional de nematoides, para que seja possível compreender a situação atual e prever práticas que possam auxiliar no manejo de nematoides no Cerrado brasileiro.

Este capítulo tem como objetivo principal caracterizar e analisar o atual sistema de produção da cultura do algodoeiro no Estado de Mato Grosso, indicando seus possíveis reflexos no manejo de nematoides. Serão apresentados dados obtidos em projeto que compreende informações de, aproximadamente, 1.800 talhões, durante quatro safras agrícolas.

2. Definição de sistemas de produção

Sistema é a combinação de partes interligadas que formam um todo organizado ou complexo. Suas propriedades não podem ser descritas a partir de seus elementos separados, já que são essencialmente totalizantes (Bertalanffy, 1973; Chiavenato, 1993; citados por Hirakuri *et al.*, 2012).

Com base no trabalho de revisão de Hirakuri *et al.* (2012), padronizaram-se os conceitos de sistemas no cenário agropecuário por meio de uma escala geográfica: **a) sistema de cultivo:** "o sistema de cultivo refere-se às práticas comuns de manejo associadas a uma determinada espécie vegetal, visando sua produção a partir da combinação lógica e ordenada de um conjunto de atividades e operações", como, por exemplo, atividades no planejamento da área, preparo de solo, semeadura, adubação, controle fitossanitário, colheita, pós-colheita (secagem, armazenamento e transporte); **b) sistema de produção:** "é composto pelo conjunto de sistemas de cultivo e/ou de criação no âmbito de uma propriedade rural, definidos a partir dos fatores de produção (terra, capital e mão de obra) e interligados por um processo de gestão"; podem ser classificados de acordo com sua complexidade ou grau de interação como: sistema em monocultivo ou produção isolada, sistema de sucessão de culturas, sistema em rotação de culturas,

sistema em consorciação de culturas ou policultivo e sistema em integração (lavoura-pecuária, lavoura-floresta, pecuária-floresta, lavoura-pecuária-floresta); **c) sistema agrícola:** "refere-se à organização regional dos diversos sistemas de produção vegetal e/ou animal, que considera as peculiaridades e similaridades desses diferentes sistemas"; **d) bioma:** "se refere ao espaço físico onde os sistemas agrícolas estão inseridos". Exemplo de um bioma brasileiro é o Cerrado, compreendendo 21% do território nacional, com 2.116.000 km² (Klink & Machado, 2005).

3. Caracterização dos sistemas de produção em Mato Grosso

Neste tópico, apresentam-se as informações obtidas no Estado de Mato Grosso, que permitem caracterizá-lo sob o ponto de vista dos sistemas de produção prevalecentes, dos quais o algodoeiro faz parte. Aproximadamente 1.800 talhões foram monitorados nas regiões produtoras do Estado, durante quatro safras agrícolas, entre 2011/12 e 2014/15. Parte desse trabalho foi apresentada no *Capítulo 2* deste livro, com dados específicos sobre a ocorrência de nematoides e sobre os diferentes atributos do solo; neste capítulo, serão considerados os dados do histórico do uso da terra nessas áreas.

De acordo com Neves e Pinto (2013), o sistema de produção predominante em Mato Grosso é caracterizado como sendo de alta tecnologia, assim como em outras áreas do Cerrado brasileiro. Alta tecnologia consiste no uso adequado de todos os fatores de produção, de modo a obter-se o máximo de rendimento de cada fator, sem que isto venha comprometer os recursos naturais e a saúde do homem. No Brasil, tem-se vinculado a necessidade de altas quantidades de insumos para a obtenção de alta produtividade; este é um aspecto que precisa ser discutido quando o assunto é produção sustentável de algodão.

O sistema de exploração agrícola em uso tem induzido o solo a um processo acelerado de degradação, sendo que as causas dessa degradação agem de forma conjunta, e a importância relativa de cada uma varia conforme as circunstâncias de clima, do próprio solo e das espécies cultivadas (Tecnologias..., 2011).

A sustentabilidade de uma atividade agrícola passa necessariamente pela interação entre os sistemas agrícolas conduzidos sobre

o mesmo espaço físico. Nesse tipo de interação, uma espécie é influenciada direta ou indiretamente pela outra. Exemplos: 1) o nitrogênio oriundo da fixação biológica pelo cultivo anterior de uma espécie leguminosa, liberado no solo pela decomposição de seus resíduos, é absorvido por outra cultura implantada na sequência; 2) a redução da incidência de mofo-branco na cultura do feijão cultivado em sucessão ou rotação com a braquiária; 3) a redução da população de nematoides no solo em sistema de rotação ou sucessão da soja com espécies do gênero *Crotalaria*. Este tipo de interação pode ser considerado de alto sinergismo (Hirakuri *et al.*, 2012).

3.1 Sistema em monocultura ou cultivo isolado

Esse sistema é empregado em determinadas áreas do Sul, Centro, e, principalmente, na região Centro-Leste do Estado. O algodoeiro é cultivado em áreas que, normalmente, no ano anterior, também tiveram algodoeiro. Nesse sistema, normalmente o solo sofre intensa movimentação com uso de subsolador e grades. No início do período das chuvas, realiza-se a semeadura do milheto, que é dessecado de 15 a 20 dias antes da semeadura do algodoeiro. Durante o mês de dezembro, é feita a semeadura do algodoeiro, com maior concentração na primeira quinzena.

Na *Figura 1*, tem-se o algodoeiro, semeado sobre palha de milheto, em área onde, no período de verão do ano anterior, implantou-se a mesma cultura.

Figura 1. Vista de área cultivada com algodoeiro sobre palhada de milheto, semeado no início da estação chuvosa. Primavera do Leste/MT. Foto: Fernando Mendes Lamas.

Neste sistema, o espaçamento entre fileiras varia de 0,76 m a 0,90 m; e o número de plantas por metro, entre sete e dez. As cultivares mais utilizadas são aquelas tolerantes a herbicidas e resistentes a lepidópteros.

3.2 Sistema em sucessão de culturas

Nesse sistema, o algodoeiro é cultivado fundamentalmente após a colheita da soja. Para isto, a soja é semeada durante os meses de setembro-outubro, utilizando-se preferencialmente cultivares superprecoces e/ou precoces; a colheita é realizada principalmente durante o mês de janeiro, e o algodoeiro, semeado entre a segunda quinzena de janeiro e a primeira de fevereiro. Na *Figura 2*, verifica-se a evolução da área cultivada com algodoeiro, com destaque para o crescente do cultivo de segunda safra (Imea, 2016).

A *Figura 3* mostra área cultivada com algodoeiro, onde anteriormente havia sido cultivada soja no mesmo ano agrícola. Observa-se a pouca cobertura do solo proporcionada pelos restos culturais da soja, o que é um dos inconvenientes deste modelo de produção.

Nas regiões Noroeste, Médio-Norte, Centro-Norte e Norte de Mato Grosso, o algodoeiro é cultivado fundamentalmente valendo-se do sistema em sucessão de culturas. Nessa modalidade, o

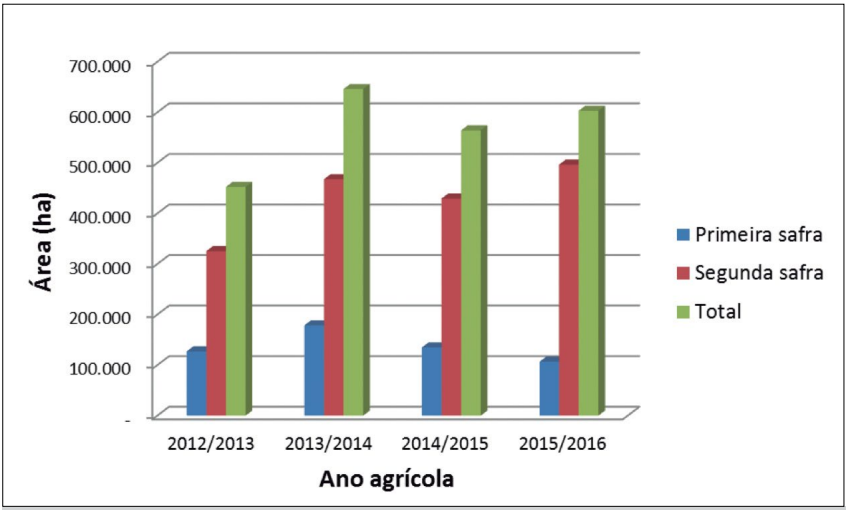


Figura 2. Evolução da área cultivada com algodoeiro no período de 2012/2013 a 2015/2016 no Estado de Mato Grosso (Imea, 2016).

Figura 3. Vista de área cultivada com algodoeiro, em sucessão à soja. Foto: Fernando Mendes Lamas.

espaçamento entre fileiras varia de 0,45 m a 0,90 m, com predomínio do espaçamento de 0,76 m. Normalmente, no início do período de semeadura, utilizam-se espaçamentos maiores e, ao final, espaçamentos menores (Zancanaro & Kappes, 2012). A frequência de uso do espaçamento de 0,45 m é baixa. O número de plantas por metro varia entre sete e dez; a definição da população de plantas é feita com base em informações dos obtentores das cultivares, sem levar em consideração aspectos locais, como fertilidade do solo, época de semeadura e reação a nematoides.

Em geral, no Estado de Mato Grosso, usam-se no mesmo ano agrícola menos de dez culturas em antecedência ao algodoeiro (*Figura 4*). Dentre aquelas de interesse econômico, com intuito de colheita e venda da produção, a soja é a principal, com mais de 70% da área. Este modelo de produção vem apresentando crescimento contínuo, pois quando se analisa o retorno financeiro, o sistema soja + algodão é o que apresenta melhor desempenho (Alves *et al.*, 2012). Culturas como milho, feijão e sorgo também são utilizadas, mas, somadas, não chegam a 5% da área que antecede o algodoeiro. O restante são culturas utilizadas no sistema de sucessão, com o objetivo de melhorias do solo. Sem contar o milheto, que vem sendo utilizado como planta de cobertura no sistema de cultivo de algodão isolado, discutido anteriormente, há destaque ainda, mesmo que com área pequena (2% do total), para as culturas de crotalária e braquiária. Essas plantas são normalmente utilizadas para manejo

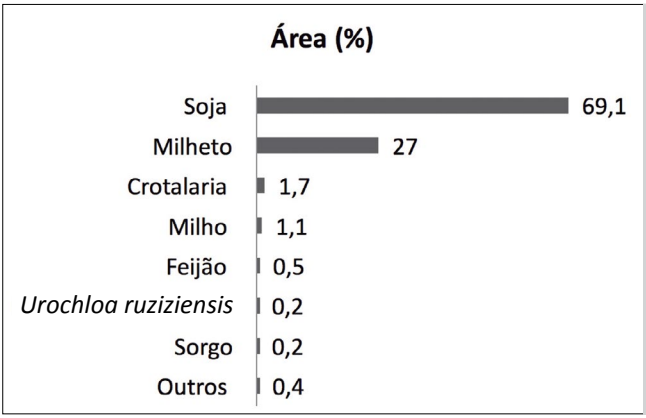


Figura 4. Distribuição de culturas que antecedem o algodoeiro no mesmo ano agrícola (em sucessão). Dados de 2011/12 a 2014/15.

de patógenos, sejam eles nematoides ou fungos de solo.

No entanto, alguns desafios começam a surgir, deixando evidente a alta incidência de pragas da soja, que causam dano econômico ao algodoeiro, especialmente o percevejo-marrom (*Euschistus heros* - Fabricius, 1794).

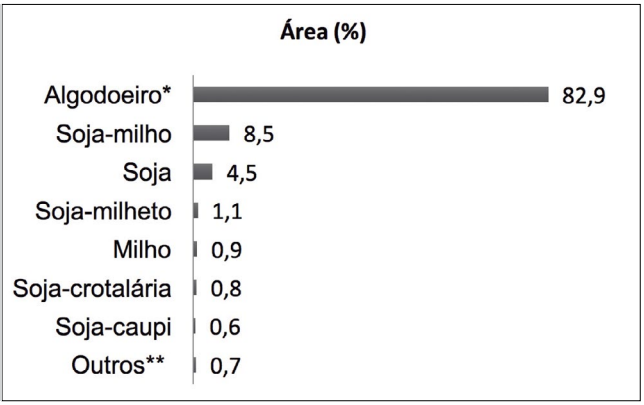
No sistema de sucessão, utilizam-se cultivares disponíveis no mercado, com alta frequência de cultivares transgênicas, resistentes/tolerantes a herbicidas e a insetos.

3.3 Sistema em rotação de culturas

Define-se rotação de culturas como sendo a alternância ordenada de diferentes culturas em determinado espaço de tempo (ciclo), na mesma área e na mesma estação do ano. Já a sucessão de culturas é definida como ordenamento de duas culturas na mesma área agrícola por tempo indeterminado, cada qual cultivada em uma estação do ano (Franchini *et al.*, 2011). O modelo de produção em que o algodoeiro é cultivado em área anteriormente com soja é sucessão de culturas, que, repetindo-se por muitos anos, caracteriza-se como monocultura.

O sistema de rotação ainda é pouco utilizado nas áreas de produção de algodão Mato-grossenses. Na *Figura 5*, representa-se graficamente a participação relativa dos diferentes sistemas de produção utilizados no ano anterior ao plantio do algodoeiro. Nota-se que, em 83% dos talhões, ocorreu a implementação da cultura do algodoeiro, tanto na condição de safra como em segunda safra.

Figura 5. Distribuição (%) dos sistemas de produção implementados no ano anterior ao plantio do algodoeiro. Dados de 2011/12 a 2014/15, com 1.799 talhões.



* Algodoeiro em safra ou em sucessão.

**Milho-braquiária; crotalária; feijão-crotalária; braquiária; soja-sorgo; milheto-crotalária.

Apesar da pouca utilização da rotação de culturas, nota-se preocupação dos envolvidos direta ou indiretamente com a cultura do algodoeiro, sobre a necessidade de revisão dos sistemas de produção em uso. Existe uma busca por sistemas que sejam sustentáveis; por conta do modelo em uso, é comum a observação de sinais claros de degradação dos atributos físicos, químicos e biológicos dos solos, que levam à queda do potencial produtivo destes e também à elevação dos custos de produção, por conta do maior uso de fertilizantes, inseticidas, fungicidas e herbicidas (Seguy & Bouzinac, 2015).

Na *Figura 6*, tem-se a vista de uma área cultivada com algodoeiro sobre palhada de *Urochloa ruziziensis* (= *Brachiaria ruziziensis*) em Sorriso/MT. Nessas condições, após a colheita do algodoeiro, fazem-se a semeadura de soja e, na sequência, o cultivo de milho + *Urochloa ruziziensis*. Na *Figura 7*, tem-se a visão de uma área onde, anteriormente, havia sido feito o cultivo do algodoeiro e, na sequência, foi semeada soja em sistema plantio direto. Um detalhe negativo que se verifica na *Figura 7* é a ausência de palha na superfície do solo.

Uma das estratégias para melhorar o aporte de palha no sistema de plantio direto, nas condições do Estado de Mato Grosso, é o cultivo de *Urochloa ruziziensis* em consórcio com o milho segunda safra ou em área anteriormente cultivada com soja que não tenha sido cultivada com milho. Cabe destacar que o aporte adequado de palha ao sistema é fundamental para a sustentabi-

Figura 6. Algodoeiro cultivado sobre palhada de *Urochloa ruziziensis*. Sorriso/MT. Foto: Luiz Gonzaga Chitarra.

Figura 7. Soja em área anteriormente cultivada com algodoeiro. Chapadão do Sul/MS. Foto: Fernando Mendes Lamas.

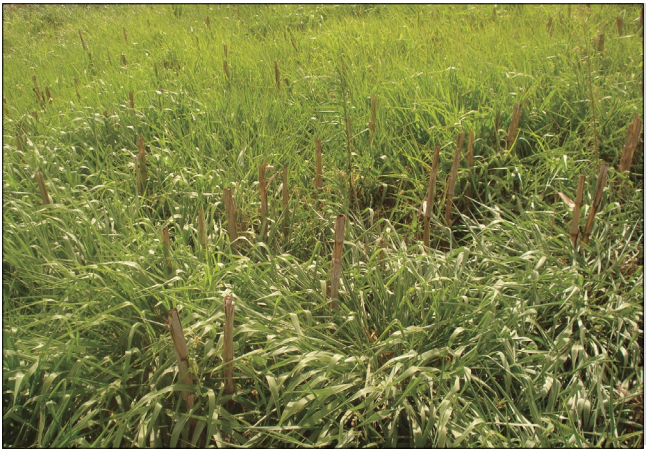


Figura 8. *Urochloa ruziziensis* cultivada em consórcio com milho segunda safra para aporte de palha ao sistema de produção. Primavera do Leste/MT. Foto: Fernando Mendes Lamas.

lidade deste. Na *Figura 8*, tem-se a vista de uma área do campo experimental do IMAmt, em Primavera do Leste/MT, com *U. ruziziensis* cultivada em consórcio com milho.

4. Influência dos sistemas de produção na dinâmica populacional de nematoides e seus danos

Fitonematoides são parasitas obrigatórios; necessitam de plantas para sua alimentação. Na ausência de plantas hospedeiras, eles apresentam mecanismos de sobrevivência, porém, sem aumento populacional, o que se dá somente na presença de plantas hospedeiras e em condições adequadas de temperatura e umidade. Na ocasião do plantio, no início da primavera, normalmente as populações dos fitonematoides estão extremamente baixas e vão aumentando até seu auge, o que se dá após o florescimento das plantas. Depois da colheita, a população diminui gradativamente durante a entressafra até o próximo plantio. Essa dinâmica normalmente ocorre quando há um plantio por safra, seguido de um período de pousio ou uma cultura de cobertura não hospedeira do nematoide.

A dinâmica populacional de nematoides pode ser influenciada conforme o sistema de produção empregado (Noe, 1988). Exemplo pode ser visto na *Figura 9*, com dados obtidos em área infestada por *Meloidogyne incognita*, em Campo Verde/MT. Nesse caso, é visível a diferença na população, dependendo da prática agrícola utilizada após a colheita da soja suscetível a *M. incognita*. Quando se utiliza o pousio, a população do nematoide diminui drasticamente da colheita até a época de plantio do próximo ano. Já no sistema de sucessão soja-algodoeiro, a população continuou aumentando no algodoeiro plantado imediatamente após a colheita da soja, refletindo em uma população inicial para a próxima safra maior, se comparado com sistema de pousio. Além disso, o algodoeiro, na fase inicial de seu crescimento, encontrará uma população inicial do nematoide alta, multiplicada durante o ciclo da soja.

O ciclo biológico do nematoide-das-galhas é influenciado por diferentes fatores, como temperatura, umidade, plantas hospedeiras, entre outros. De modo geral, completa-se entre 3 e 4 semanas (Ferraz & Monteiro, 1995). Quando utilizada apenas a cultura da soja, há aproximadamente 100-110 dias de disponibilidade de plantas

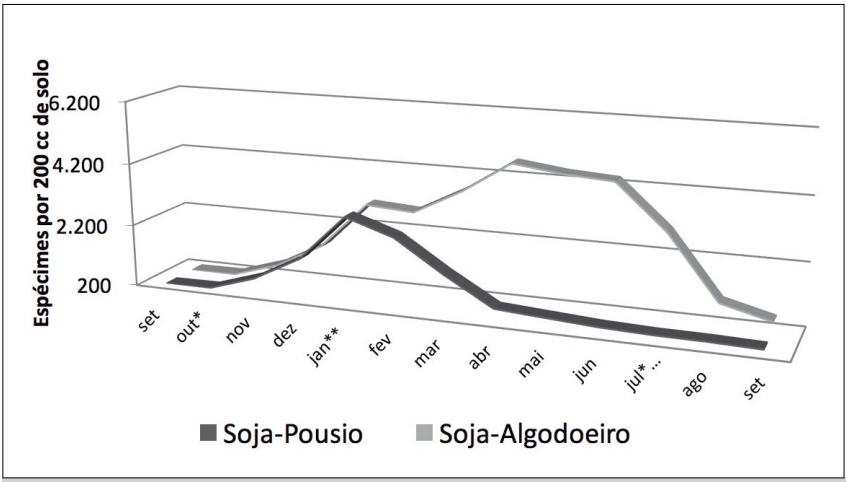


Figura 9. Dinâmica populacional de *M. incognita* (número de espécimes em 200 cm^3 de solo) em dois diferentes sistemas de produção em Campo Verde/MT. *Outubro: plantio da soja (suscetível a *M. incognita*); **janeiro: colheita da soja e plantio do algodoeiro (suscetível a *M. incognita*); ***julho: colheita do algodoeiro.

hospedeiras. Todavia, com a implementação das duas culturas na sequência, a quantidade de dias com plantas suscetíveis no campo é de, aproximadamente, 250-280. Mesmo considerando que haverá um período mais seco ao final da cultura do algodoeiro, é fácil imaginar a multiplicação do nematoide no sistema de sucessão soja-algodoeiro (ambas suscetíveis ao nematoide) comparativamente com a produção da soja isolada. Vale ressaltar que, em vez do pousio após a soja, poderia ser utilizada uma cultura não hospedeira, que teria o mesmo benefício do pousio em termos de não permitir a multiplicação do nematoide e com vantagens nas melhorias dos atributos químicos e físicos do solo, entendendo, obviamente, o pousio como o período sem nenhuma planta hospedeira na área após a cultura da soja. Havendo soja tiguera ou plantas infestantes suscetíveis, ocorrerá a multiplicação do nematoide.

Como já relatado, há grande utilização da sucessão soja-algodoeiro, sobretudo nos estados de Mato Grosso, Mato Grosso do Sul e Goiás. Nesse sistema, mais do que nunca, há necessidade de incorporar diferentes métodos de manejo de nematoides para manter a população e os danos em níveis aceitáveis para sustentabilidade da produção. Como esse sistema vem ocupando posição de destaque na produção de algodão nas principais regiões do

Brasil, e, aparentemente, não mostra indícios de recuo, a questão é como produzir soja e algodão mantendo a população de nematoides abaixo do nível de dano. Não é uma tarefa fácil, porém, havendo métodos de controle e viabilidade de utilizá-los, é possível imaginar alguns cenários para adaptar esse esquema de produção.

O primeiro passo é a identificação correta das espécies de fitonematoides presentes na área e sua quantificação. As principais espécies no Cerrado brasileiro são *Meloidogyne incognita*, *Rotylenchulus reniformis*, *Pratylenchus brachyurus*, *Meloidogyne javanica* e *Heterodera glycines*. A soja é hospedeira de todas; e o algodoeiro, das três primeiras. Obviamente, há variabilidade entre cultivares, o que será abordado separadamente. Caso a sucessão se mantiver ano após ano com cultivares suscetíveis, a tendência é que a produção seja inviabilizada em função do aumento da população de nematoides em áreas infestadas. A rotação de culturas nesse modelo de produção é primordial para manter a sustentabilidade da produção. Como exemplo, no Estado de Mato Grosso, há aproximadamente 600.000 ha com algodoeiro em um universo de 9 milhões de hectares de soja. Porém, como demonstrado, em menos de 20% das áreas destinadas ao algodoeiro observa-se a prática da rotação de culturas.

Após a introdução ou seleção de uma espécie de nematoide em uma área, a rotação de cultura com espécie não hospedeira é um dos métodos mais eficientes para a diminuição da população (*Figura 10*).

A rotação também é o método de manejo de fitonematoides mais antigo (Nusbaum & Ferris, 1973; Barker, 1991); trata-se de um processo importante de cultivo, que contribui para a preservação ambiental, influi positivamente na recuperação, na manutenção e na melhoria dos recursos naturais, viabiliza produtividades mais elevadas, com alteração ambiental mínima, além de preservar ou melhorar as características físicas, químicas e biológicas do solo e auxiliar no controle de plantas daninhas, doenças e pragas. Além disso, repõe restos orgânicos e protege o solo da ação dos agentes climáticos, ajudando na viabilização da semeadura direta e seus efeitos benéficos sobre a produção agropecuária e sobre o meio ambiente como um todo.

Basicamente, os princípios de manejo da população de nematoides pela utilização da rotação de cultura são: (a) redução da população inicial (Pi) de nematoides a níveis que permitam à cultura

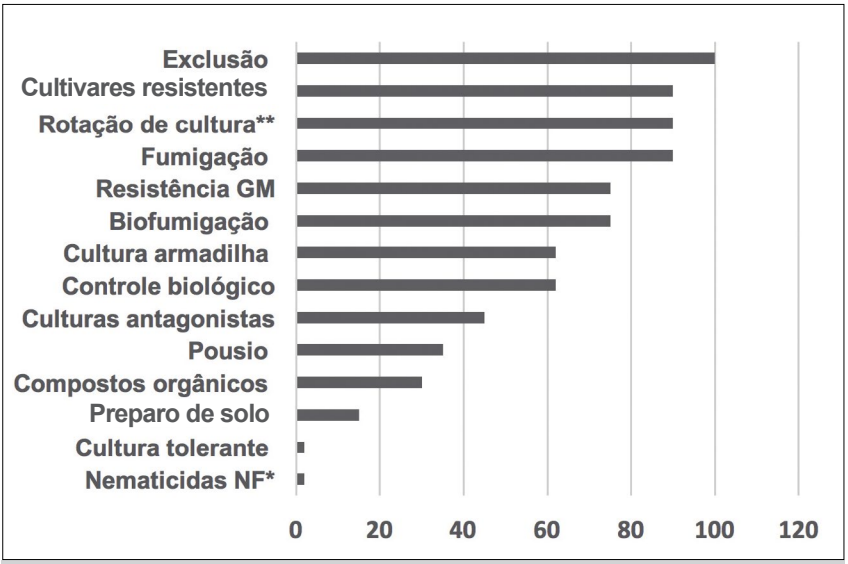


Figura 10. Estimativa do nível máximo de controle (%) de fitonematoides, de acordo com práticas de manejo. *Não fumigante; **rotação com espécies não hospedeiras (Talwana *et al.*, 2015).

subsequente desenvolver-se e produzir antes de que aquela atinja o nível de dano; (b) preservar ou favorecer a ação de agentes antagonistas aos fitonematoides. De acordo com Rodríguez-Kábana e Ivey (1986), uma boa rotação de culturas com espécie não hospedeira em área infestada pode reduzir drasticamente a população de nematoides e aumentar a produção da cultura.

A eficiência da rotação na diminuição da população de nematoides e dos danos causados às culturas comerciais depende principalmente dos seguintes fatores: a precisão da identificação e da quantificação das espécies de nematoides na área; a "hospedabilidade" da cultura usada na rotação ao nematoide alvo de controle; a habilidade do nematoide em sobreviver na ausência do hospedeiro; a presença de hospedeiro alternativo na área, como plantas daninhas ou tiguera, e a viabilidade econômica/operacional da implantação do sistema (Halbrendt & LaMondia, 2004). De forma resumida no *Quadro 1* e também no *Capítulo 7* deste livro, são apresentadas as reações de diferentes culturas aos principais nematoides parasitas do algodoeiro.

A escolha da cultura a ser utilizada em rotação muitas vezes se dá em função de fatores de mercado, visando a maximização da renta-

Quadro 1. Reação de culturas selecionadas aos principais nematoides do algodoeiro.

Cultura	*Meloidogyne incognita*	*Rotylenchulus reniformis*	*Pratylenchus brachyurus*
Soja			
Feijão-comum			
Milho			
Sorgo			
Arroz			
Cana-de-açúcar			
Milheto			
Braquiárias			
Panicum maximum			
Amendoim			
Mamona			SI**
Capim-sudão			
Girassol			
Crotalaria spectabilis			
Crotalaria juncea			
Feijoeiro-guandu			
Mucuna-preta			
Nabo-forrageiro			

*VERMELHO indica que a cultura multiplica intensamente o nematoide (cultura boa hospedeira);
*AZUL indica que a cultura multiplica pouco o nematoide (má hospedeira);
*VERDE indica que a cultura não multiplica o nematoide (cultura não hospedeira);
*LARANJA indica plantas que apresentam reação variável (Inomoto, 2006; Inomoto & Asmus, 2010).
**Sem informação consistente.

bilidade do sistema. Há inúmeros trabalhos em diferentes culturas mostrando o declínio da produtividade em função da utilização de monocultivo por vários anos consecutivos. Nesses sistemas, há seleção e aumento populacional de patógenos, principalmente os vinculados ao solo com baixa capacidade própria de dispersão, como nematoides e fungos patogênicos. Esse ambiente favorece ainda a seleção natural de populações de patógenos mais virulentas. Ou-

tros fatores também estão interligados com a menor diversidade de cultivo em esquema de monocultivo, como pressão de plantas infestantes selecionadas naquele ambiente, redução da população de microrganismos benéficos na rizosfera, seleção de pragas, alelopatia, erosão das propriedades físicas, químicas e biológicas do solo, como perda de nutrientes, compactação, diminuição do teor de matéria orgânica e da diversidade de microrganismos, mudança na estrutura, capacidade de retenção de água (*Figura 11*).

A rotação de culturas com plantas não hospedeiras é uma es-

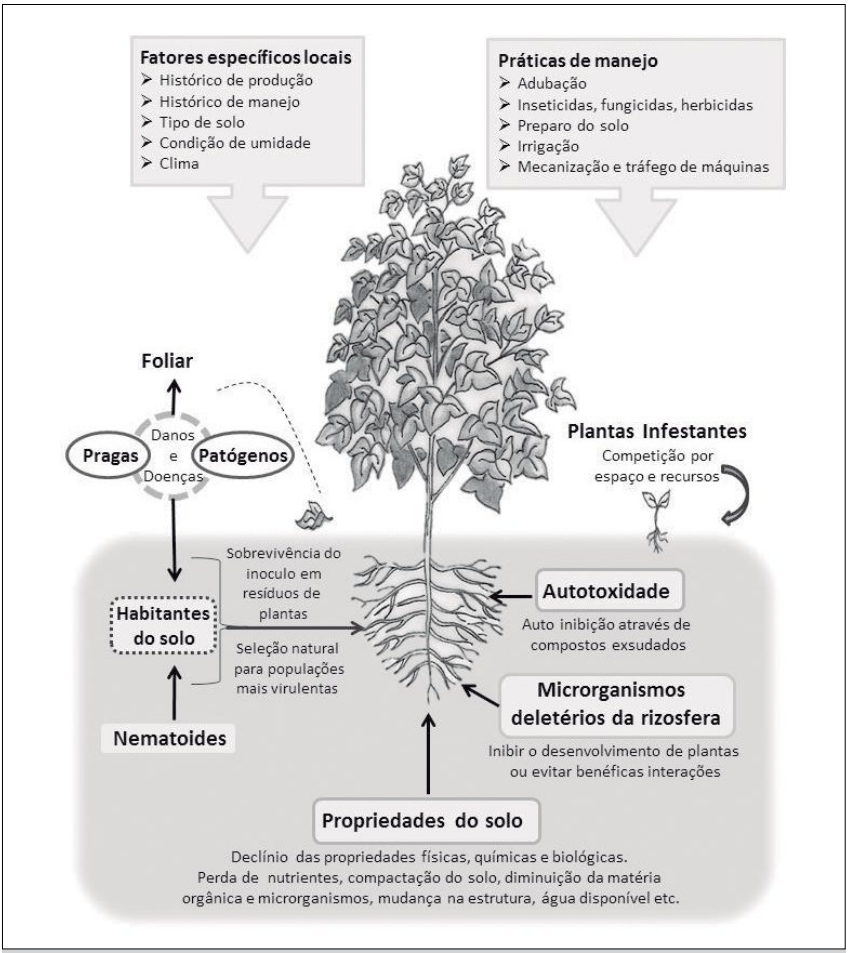


Figura 11. Fatores bióticos e abióticos que atuam para a diminuição de produção em sistemas em monocultivo ou rotação curta (adaptado de Bennett *et al.*, 2012).

tratégia eficiente de manejo de nematoides. A população do parasita diminui progressivamente, chegando a números efetivamente baixos, principalmente por conta da ausência de plantas hospedeiras para sua alimentação/multiplicação. O manejo pode alterar também a comunidade microbiana e criar condição supressiva para nematoides parasitas. No entanto, dependendo dos sistemas utilizados, pode ainda desfavorecer a sobrevivência de nematoides/microrganismos antagônicos aos nematoides alvos de controle (Timper, 2014), o que tem de ser levado em consideração na escolha do sistema, além de sua variação (rotação) no tempo (Nusbaum & Ferris, 1973).

Biljon *et al.* (2015), valendo-se diferentes esquemas de rotação bianual com gergelim, aveia, crotalária (*C. juncea*) e crambe, observaram diminuição da população de *M. incognita* raça 4 e aumento da produtividade de algodão. Galbieri *et al.* (2011) constataram que com apenas um ano de rotação com *Crotalaria spectabilis* também houve diminuição drástica na população de *M. incognita* raça 3 e aumento de produtividade de algodão cultivado subsequentemente. Ao avaliarem diferentes esquemas de rotação, Kirkpatrick e Sasser (1984) relataram grande benefício, em termos de diminuição de população de nematoides e produtividade, com a utilização de dois anos de amendoim e, depois, com a retomada do plantio do algodoeiro em áreas infestadas com *M. incognita*.

Em área infestada com *R. reniformis* (Pi: 949 espécimes por 200 cm^3 de solo) no Estado de Mato Grosso do Sul, foram testados diferentes sistemas de rotação envolvendo soja resistente, soja suscetível, milho e capim-braquiária (*Brachiaria ruziziensis*), em um e dois anos de rotação, comparando com o monocultivo do algodoeiro. Asmus e Richetti (2010) concluíram que a rotação anual ou bianual com milho, capim-braquiária ou soja resistente reduziu a densidade populacional do nematoide no solo e proporcionou aumento de produtividade do algodoeiro cultivado subsequentemente, inclusive com vantagens econômicas em comparação ao monocultivo da cultura, principalmente no esquema de rotação bianual com capim-braquiária. Outro trabalho, na mesma região, mostrou os benefícios da utilização de *Crotalaria ochroleuca* ou milho no verão na redução da densidade populacional de *R. reniformis* em comparação ao monocultivo da soja (Leandro & Asmus, 2015).

Davis *et al.* (2003) compararam o monocultivo do algodoeiro

com dois esquemas de rotação anual, em área infestada com *R. reniformis*, sendo um com milho e outro com soja resistente. Concluíram que, com apenas um ano de rotação com as culturas indicadas, a produtividade do algodoeiro foi significativamente superior e as rotações resultaram em menores densidades populacionais do nematoide. Porém, os efeitos na população passaram a ser imperceptíveis durante a estação de crescimento do algodoeiro plantado na sequência. Isso demonstra a necessidade de a rotação de cultura fazer parte do manejo de forma constante ao longo do tempo, para garantir a estabilidade da produção em áreas infestadas. Em experimentos semelhantes, porém usando somente o milho durante um ou dois anos, Stetina *et al.* (2007) relataram que a rotação por dois anos com milho proporcionou produtividade maior e densidade populacional menor na cultura do algodoeiro subsequente. Com apenas um ano de rotação, a produtividade foi superior, mas a população do nematoide voltou a ficar acima do nível de dano ao final do ciclo do algodoeiro.

Leach e Agudelo (2012) também constataram redução da população de *R. reniformis* em esquema de rotação com milho ou soja resistente com a cultura do algodoeiro. Além disso, verificaram o efeito das rotações na estrutura populacional do nematoide, havendo variação de acordo com o esquema utilizado, com efeito maior quando a cultura da soja foi envolvida. Os autores informam a importância de variar o esquema de rotação utilizado em áreas infestadas para minimizar a pressão de seleção de população capaz de suplantar a resistência genética dos genótipos utilizados. De acordo com Nusbaum e Ferris (1973), o sistema de produção pode exercer uma pressão de seleção sobre nematoides e permitir que se atinjam densidades populacionais capazes de quebrar a resistência de genótipos, diminuindo a eficiência do sistema. A combinação da utilização de rotação de cultura com outros métodos de controle mostra-se mais eficiente e economicamente viável dentro do sistema de cultivo (Barker, 1991).

Em síntese, após o diagnóstico da presença de fitonematoides importantes em áreas de cultivo do algodoeiro, devem ser adotados esquemas de rotação de culturas com espécies não hospedeiras ao alvo de controle, prática imprescindível para a sustentabilidade do cultivo do algodoeiro. A resistência genética pode ser explorada nesses esquemas de rotação, uma vez que há va-

riabilidade importante dentro do algodoeiro, e, principalmente, na cultura da soja, que pode orientar a escolha de cultivares para uso em áreas infestadas. A seguir, serão abordados sucintamente, e de forma separada, alguns aspectos dessa variabilidade para os nematoides que são comuns às duas culturas.

4.1 Cultura do algodoeiro

Os aspectos gerais sobre resistência e tolerância do algodoeiro a *M. incognita* e *R. reniformis* foram abordados no *Capítulo 5* deste livro e envolveram revisão geral sobre o assunto. Houve grande evolução na busca de resistência do algodoeiro aos nematoides, sobretudo com a utilização de marcadores moleculares para auxílio na incorporação de diferentes genes fontes de resistência já caracterizados para esses dois nematoides. No entanto, o objetivo aqui é somente descrever, do ponto de vista prático, a atual situação da resistência genética do algodoeiro a nematoides no Brasil.

Na produção de algodão no Cerrado brasileiro, historicamente são utilizadas poucas cultivares em áreas extensas. Por exemplo, no Estado de Mato Grosso, mais da metade da área é plantada com apenas uma cultivar (*Figura 12*). Isso ocorre desde o início da produção de algodão nas condições do Cerrado, o que é natural quando uma cultivar atinge o potencial demandado naquele momento para a produção e seus atributos são divulgados e incorporados por técnicos responsáveis pela produção.

Analisando somente a questão nematológica, o comportamento dessa cultivar (a mais plantada) em termos de suscetibilidade ou tolerância tem grande impacto em todo o sistema produtivo, uma vez que a ocorrência de nematoides é generalizada.

O aumento do potencial produtivo do algodoeiro é o maior objetivo dos programas de melhoramento, a ser atingido com a seleção de genótipos mais responsivos em condições ideais de produção, normalmente áreas com ausência ou níveis baixos de fitonematoides. No entanto, de acordo com Davis e May (2005), com o aumento do potencial produtivo de um genótipo, eleva-se também a supressão da produção causada por *M. incognita*, ou seja, a porcentagem de dano causada pelo nematoide aumenta linearmente com o potencial produtivo do genótipo. Com isso, os autores demonstraram que, com o passar do tempo, houve ga-

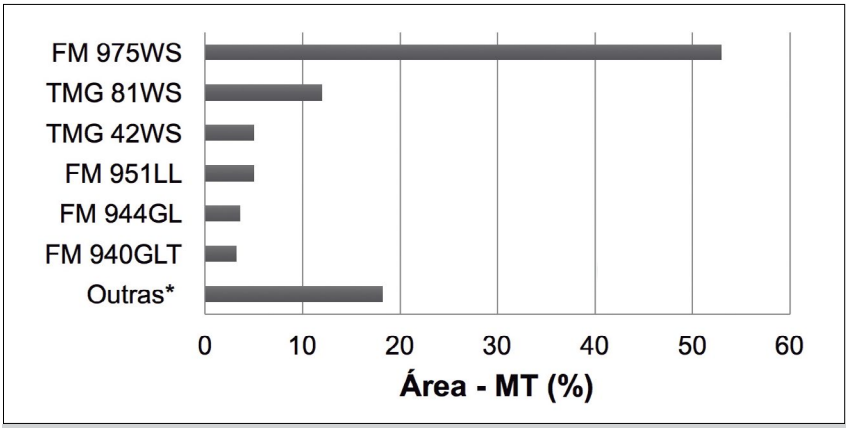


Figura 12. Média de distribuição de áreas com cultivares de algodoeiro entre as safras 2013/14 e 2014/15. Dados obtidos em 637 talhões. *Outras: IMA 5675B2RF, FM 951LL, TMG 82WS, TMG 41WS, FM 982GL, DP 1228BGRF, DP 555BGRR, FM 910, FM 913GLT.

nhos expressivos em termos de potencial produtivo da cultura, mas, consequentemente, os danos à produção relacionados a nematoides também aumentaram.

A utilização de cultivares superiores de algodoeiro com resistência/tolerância genética ao nematoide-das-galhas é a estratégia mais eficiente e de fácil implementação (Cia & Salgado, 2005; Inomoto, 2006; Galbieri *et al.*, 2009). A resistência é a capacidade da planta em suprimir a multiplicação do nematoide (Cook & Evans, 1987). Ao contrário de nematicidas, a resistência da planta diminui a população do nematoide durante todo o ciclo da cultura e propicia diminuição de espécimes do patógeno para o plantio de cultura suscetível subsequente, além de não gerar resíduos (Trudgill, 1991).

Por muito tempo, o maior obstáculo para o desenvolvimento de cultivares altamente resistentes relacionava-se à falta de um método rápido e eficiente para a seleção de genótipos em programa de melhoramento, uma vez que a avaliação da resistência baseava-se unicamente na medição da reprodução do nematoide (Trudgill, 1991). Com a descoberta de marcadores moleculares ligados a genes de resistência, programas de melhoramento começaram a dar mais ênfase ao desenvolvimento de genótipos resistentes (Roberts & Ulloa, 2010).

A cultivar Auburn 623 foi o primeiro germoplasma de algodoeiro com alto nível de resistência a *M. incognita*. Foi desenvolvida na década de 1960, nos Estados Unidos, e liberada para plantio dez anos depois; ela se originou do cruzamento de genótipos moderadamente resistentes (Shepherd, 1974). Nos programas de melhoramento, essa resistência vem sendo incorporada basicamente por meio de retrocruzamentos com o uso do doador com genes de resistência em uma linhagem suscetível com características desejáveis (Roberts & Ulloa, 2010). A utilização de marcadores nesse processo aumentará a eficiência e a rapidez na obtenção de cultivares desejáveis (Gutiérrez *et al.*, 2010). Em médio prazo, haverá cultivares disponíveis para plantio no Brasil.

A tolerância a nematoides é a capacidade da planta em tolerar o ataque do parasita e manter sua produtividade. O uso de cultivares tolerantes constitui medida eficiente para viabilizar a cultura na presença desses organismos. De fato, ainda que tais cultivares não impeçam, como os genótipos resistentes, a multiplicação dos nematoides (Cook & Evans, 1987; Carneiro *et al.*, 2005), elas podem, pelo menos, tornar mínimos os danos às plantas e as perdas na produção (Galbieri *et al.*, 2009).

Sabe-se que há variabilidade para tolerância entre as cultivares disponíveis no Brasil (Galbieri *et al.*, 2009); com relação à resistência a *M. incognita* em algodoeiro, não há cultivares com o relato dessa característica disponível para plantio no país. Há poucos cultivares com comportamento de resistência moderada e a grande maioria é efetivamente suscetível. Programas de melhoramento genético públicos e privados estão trabalhando para, em curto-médio prazo, lançar cultivares com genes de resistência incorporados associados a eventos transgênicos de interesse do produtor com adaptação para o Cerrado brasileiro.

Como relatado, há variabilidade na tolerância do algodoeiro ao nematoide-das-galhas passível de ser explorada no campo. Convém lembrar que o cultivo de culturas tolerantes prioriza a produtividade em áreas infestadas e não a redução da população de nematoides. Assim, não é um método de controle (*Figura 10*). Exemplo de variação da produtividade de algodoeiro em áreas infestadas com *M. incognita* em Primavera do Leste/MT pode ser visto na *Tabela 1*.

É possível observar que a escolha de determinada cultivar

Tabela 1. Comportamento de cultivares de algodoeiro em área com *M. incognita* em condição natural de campo (Primavera do Leste/MT), no ano agrícola de 2014/15*

Cultivares	Espécimes[1]		Produção[2]	
BRS 368RF	6.448	b[3]	1.336	a[3]
BRS 369RF	8.848	c	1.267	b
BRS 371RF	7.536	c	1.594	a
BRS 372	9.168	c	885	b
DP 1227BGRF	11.008	c	1.203	b
DP 1228BGRF	6.640	b	970	b
DP 1240BGRF	5.664	b	1.077	b
FM 913GLT	5.280	b	1.117	b
FM 940GLT	4.656	b	1.132	b
FM 944GL	5.376	b	1.145	b
FM 966LL	8.912	c	758	b
FM 975WS	10.128	c	1.580	a
FM 980GLT	9.536	c	1.386	a
FM 982GL	7.960	c	1.432	a
IAC 26RMD	1.360	a	1.914	a
IMA 2106GL	4.976	b	1.625	a
IMA 8405GLT	7.480	c	1.379	a
IMA 5675B2RF	4.008	b	956	b
TMG 11WS	8.320	c	688	b
TMG 41WS	7.504	c	1.150	b
TMG 42WS	8.552	c	1.153	b
TMG 43WS	8.688	c	1.016	b
TMG 81WS	5.248	b	1.609	a
TMG 82WS	8.240	c	1.267	b

(1) Número de espécimes de *M. incognita* por 200 cm³ de solo. Amostragem cem dias após o plantio.

(2) kg de fibra por ha.

(3) Teste de Scott & Knott, a 5% de significância.

*Experimento com seis repetições. Cada parcela, duas linhas (esp. 0,90 m) de 7 m de comprimento.

pode condicionar a produção em áreas infestadas. Mesmo não havendo genótipos resistentes, é possível verificar variação na população do nematoide em função da cultivar utilizada. Por exemplo, a cultivar IAC 26 RMD teve um índice populacional 87% inferior a FM 975WS, mesmo sendo considerada moderadamente resistente ao nematoide.

Com o objetivo de estudar o efeito cumulativo da utilização de cultivares moderadamente resistentes na população de *M. incognita* em condições de campo durante três anos, Davis e Kemerait (2009) demonstraram redução na densidade populacional e nos danos causados pelo nematoide com o uso dessas cultivares já nos primeiros anos, em comparação a genótipos suscetíveis. Os valores foram semelhantes aos obtidos com a utilização de genótipo resistente, porém, ainda de acordo com os autores, a rotação com genótipos moderadamente resistentes, associada a outros métodos de manejo, minimiza a pressão de seleção de população de nematoide comparativamente com a utilização contínua de genótipos resistentes.

Atualmente, a cultivar de algodoeiro mais utilizada no Brasil apresenta alto potencial produtivo e boa qualidade de fibra, porém tem alta suscetibilidade ao nematoide-das-galhas. Como desde 2011 a cultivar vem sendo utilizada massivamente, chegando a mais de 60% da área em 2013, é provável que tenha havido aumento na população do nematoide no período. Anteriormente a esse período (2006-2010), as cultivares que predominavam eram as convencionais, como a FM 701 e a FM 993, genótipos com o nível de resistência superior à cultivar citada anteriormente (Galbieri *et al.*, 2009; Asmus *et al.*, 2015). Nos últimos anos, houve grande demanda de cultivares transgênicas por parte dos produtores, para viabilizar o controle de plantas daninhas e insetos. Assim, programas de melhoramento genético tiveram de priorizar a introgressão desses eventos transgênicos, deixando, momentaneamente, a questão de resistência ou tolerância de plantas a nematoides para um segundo momento. No entanto, levando em consideração o quadro atual, a resistência/tolerância a nematoides passa a ser prioridade dentro dos programas de melhoramento no Brasil.

Para *Rotylenchulus reniformis*, a situação da disponibilida-

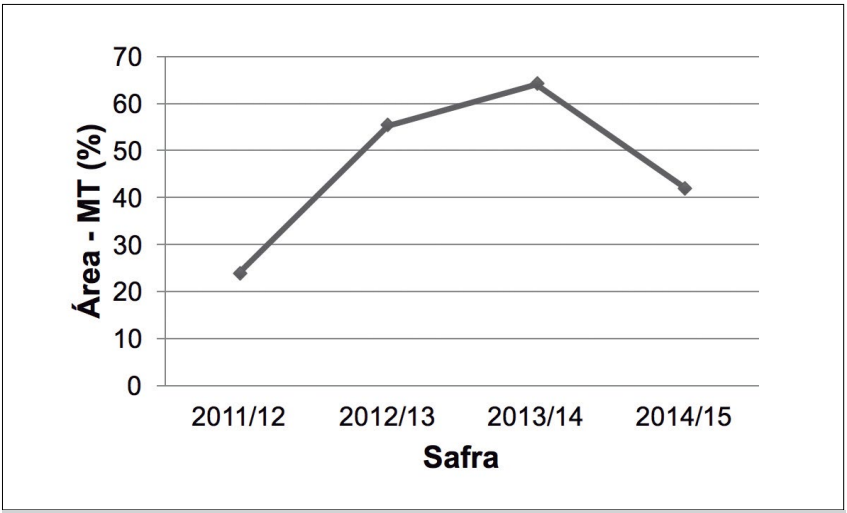


Figura 13. Distribuição de área plantada com a cultivar de algodoeiro FM 975WS no Estado de Mato Grosso. Dados obtidos da safra 2011-2014, em 1.799 talhões amostrados no Estado.

de de cultivares resistentes é ainda mais complicada, visto que todos os genótipos são suscetíveis, com uma pequena diferença para a cultivar IAC 26 RMD. Para essa espécie de nematoide, a identificação de fontes de resistência e o desenvolvimento de marcadores moleculares ficaram mais atrasados, e os programas no Brasil poderão ter genótipos resistentes em médio prazo.

É possível ver diferenças que podem ser exploradas no comportamento de cultivares em áreas infestadas, no sentido de melhores produtividades, mas, novamente, sem o foco na diminuição da população do nematoide no campo.

Para *Pratylenchus brachyurus*, há poucos trabalhos mostrando a reação do algodoeiro ao nematoide em condições de casa de vegetação. Alguns mostram haver variação quanto à resistência, mas não se identificaram fontes de resistência na cultura até o momento. Por outro lado, o algodoeiro mostra boa tolerância; é preciso um alto índice populacional do nematoide para causar danos consideráveis à cultura (Inomoto *et al.*, 2001; Machado *et al.*, 2006; Machado *et al.*, 2007).

Tabela 2. Comportamento de cultivares de algodoeiro em área com *Rotylenchulus reniformis* em condição natural de campo (Pedra Preta/MT), no ano agrícola de 2014/15.

Cultivares	Espécimes[1]		Produção[2]	
BRS 368RF	2.040	b[3]	1.539	a[3]
BRS 369RF	2.312	b	1.446	c
BRS 371RF	3.152	b	1.066	d
BRS 372	2.732	b	1.309	c
DP 1227BGRF	3.040	b	1.200	c
DP 1228BGRF	2.756	b	1.391	c
DP 1240BGRF	2.168	b	1.272	c
FM 913GLT	2.464	b	1.209	c
FM 940GLT	2.440	b	1.314	c
FM 944GL	2.088	b	1.537	b
FM 966LL	2.208	b	908	d
FM 975WS	2.560	b	1.593	b
FM 980GLT	2.168	b	1.554	b
FM 982GL	2.080	b	1.937	a
IAC 26RMD	1.030	a	1.709	b
IMA 2106GL	2.196	b	1.817	a
IMA 8405GLT	1.720	b	1.806	a
IMA 5675B2RF	2.696	b	1.018	d
TMG 11WS	2.328	b	1.340	c
TMG 41WS	2.952	b	1.035	d
TMG 42WS	3.648	b	1.065	d
TMG 43WS	2.472	b	881	d
TMG 81WS	1.973	b	1.992	a
TMG 82WS	1.720	b	1.972	a

(1) Número de espécimes de *R. reniformis* por 200 cm^3 de solo. Amostragem cem dias após o plantio.

(2) kg de fibra por ha.

(3) Teste de Scott & Knott, a 5% de significância.

*Experimento com seis repetições. Cada parcela, duas linhas (esp. 0,9 m) de 7 m de comprimento.

4.2 Cultura da soja

Se considerado o esquema de sucessão de culturas do qual a soja faça parte, é muito importante usar a resistência genética, quando houver disponibilidade, para reduzir a população do nematoide. Exemplo prático foi demonstrado por Inomoto *et al.* (2011) em áreas infestadas com *M. incognita* em diferentes esquemas de sucessão em pivô de irrigação no Oeste da Bahia, mostrando que "a resistência genética como componente do manejo mostrou-se válido para o binômio soja/*M. incognita*".

O principal método de manejo de nematoide em áreas infestadas envolve o uso de variedades de soja resistentes; na ausência destas, procede-se à busca por genótipos com resistência ou tolerância geneticamente condicionados. Trata-se de um processo que se inicia pela prospecção de acessos em bancos de germoplasma, envolvendo ensaios com inoculações de nematoides em condições controladas, determinação do controle genético e incorporação da característica em variedades que estarão disponíveis aos produtores. Esse processo é executado por instituições de pesquisa, universidades e empresas de melhoramento.

No Brasil, os primeiros relatos de resistência da soja aos nematoides-das-galhas são da década de 1950. Desde então, os programas de melhoramento buscam fontes de resistência para introduzi-las em variedades comerciais (Silva, 2001; Dias *et al.*, 2009). As variedades frequentemente utilizadas como fontes de resistência a *M. incognita* são MG/BR-46 (Conquista) e CD 201, que possuem resistência genética originária da variedade norte-americana Bragg (Silva, 2001).

A resistência condicionada por Bragg proporciona redução no número de galhas e supostamente está sob controle de poucos genes. Estudos de herança desenvolvidos a partir do cruzamento das variedades Forrest e CD 201 (descendentes de Bragg) com variedades suscetíveis indicaram que um gene (*Rmi1*) de efeito maior determina a resistência e está localizado no cromossomo 10 do genoma da soja (Luzzi *et al.*, 1994; Oliveira *et al.*, 2015).

O uso de marcadores moleculares do tipo microssatélites (Simple Sequence Repeats - SSR) permite selecionar linhagens portadoras do gene *Rmi1*. Atribui-se aos marcadores Satt358 e Satt492 eficácia para seleção de linhagens resistentes (Li *et al.*, 2001; Oliveira *et al.*, 2015; Pham *et al.*, 2013).

Nos bancos de germoplasma de soja, existem outras fontes de resistência já caracterizadas e passíveis de exploração imediata. Li *et al.* (2001) referem-se ao acesso PI 96354 como mais resistente que Forrest (similar a Bragg em resistência) em relação ao número de galhas por planta. Em ensaio de casa de vegetação, a diferença entre médias de galhas dos acessos foi significativa, aproximadamente cinco galhas por planta. O acesso Forrest foi considerado moderadamente resistente em comparação a PI 96354, por conta da presença de um gene de efeito menor, localizado no cromossomo 18 desse acesso. Esse gene pode ser selecionado com os marcadores Satt012 e Satt505.

O acesso PI 567516C também é candidato a ser usado no melhoramento, pois tem resistência a *Heterodera glycines*, *M. incognita* e *R. reniformis*. Três regiões genômicas localizadas nos cromossomos 10, 13 e 17 estão associadas à resistência do acesso apenas a *M. incognita*. Da mesma forma que Forrest e PI 96354, o gene de efeito maior está localizado no cromossomo 10. Os marcadores Satt487, BARC-030899-06963 e BARC-028485-05923 podem ser utilizados para seleção de linhagens resistentes (Jiao *et al.*, 2015).

Descrições detalhadas da reação das variedades podem ser encontradas em publicações regulares de "Tecnologias de produção de soja - Região Central do Brasil" (Embrapa, 2013).

Assim como para *M. incognita*, também há fontes de resistência a *R. reniformis*, principalmente as cultivares norte-americanas Forrest e Custer. No Brasil, as cultivares de referência são M-SOY 8001 e CD 201, com os menores fatores de reprodução de *R. reniformis* (Asmus, 2008). Melo *et al.* (2013) sugerem as variedades brasileiras BRSGO Ipameri, BRSMT Pintado e BRS 262 como fontes de resistência a serem utilizadas em programas de melhoramento.

Geralmente, as cultivares resistentes a *H. glycines* também apresentam resistência a *R. reniformis*, por conta da presença de genes ligados; essa ligação entre genes não se verifica em variedades resistentes derivadas de PI 88788 (Asmus, 2008). A herança da resistência a *R. reniformis* foi relatada como sendo condicionada por poucos genes com interação epistática. No acesso PI 437654 (resistente), identificou-se um gene de efeito maior no cromossomo 19 e dois genes de efeito menor nos cromossomos 11

e 18. Nas variedades Forrest e Custer, a resistência também pode ser controlada por mais de dois genes (Ha *et al.*, 2007; Cardoso *et al.*, 2014).

A seleção da resistência de PI 437654 pode ser efetuada com o auxílio dos marcadores Sat_184 e Satt513 (cromossomo 19), Satt359 (cromossomo 11) e Sat_168 (cromossomo 18) (Ha *et al.*, 2007). Jiao *et al.* (2015) também identificaram os marcadores BARC-021459-04106 e BARC-012237-01756 nos cromossomos 11 e 18, próximo aos genes de resistência do acesso PI 567516C.

A resistência de soja a *Pratylenchus brachyurus*, ao contrário de *R. reniformis* e *M. incognita*, não foi determinada até o momento. Estudos mostram que existe variabilidade na reação das variedades brasileiras ao nematoide, porém apenas se observa baixo fator de reprodução, o que não se configura como resistência. Algumas variedades cultivadas na região Centro-Oeste, P98C81, W 791RR e M 9144, por exemplo, apresentam baixo fator de reprodução. No entanto, resultados contrastantes observam-se em diferentes estudos, principalmente por conta da biologia do nematoide e da padronização de metodologias de avaliação (Ribeiro *et al.*, 2007; Silva *et al.*, 2015).

Com a incorporação de novos eventos transgênicos à soja e a não obrigatoriedade de informar a reação a nematoides na proteção de novas variedades, ainda predominam variedades comerciais suscetíveis ou com reação desconhecida aos nematoides *M. incognita*, *P. brachyurus* e *R. reniformis* (Asmus, 2008; Ribeiro *et al.*, 2010; Embrapa, 2013; Silva *et al.*, 2015).

O uso contínuo de variedades com as mesmas fontes de resistência pode acelerar a pressão de seleção de nematoides e comprometer a durabilidade da resistência. Por isso, é essencial a prospecção de novas fontes que, preferencialmente, combinem diferentes genes de resistência. Várias já foram identificadas e são utilizadas em programas de melhoramento para desenvolver linhagens com resistência combinada (ou piramidada). Os acessos PI404198B, PI438342, PI532444A e PI 567516C são fontes promissoras, resistentes a *M. incognita* e *R. reniformis*, e também possuem resistência a diversas raças de *H. glycines* (Lee *et al.*, 2015; Jiao *et al.*, 2015). Outros acessos resistentes presentes na coleção de germoplasma do USDA (Departamento de Agricultura dos Estados Unidos) que ainda não tiveram a herança de sua re-

sistência estudada podem conter genes/alelos únicos, aptos a serem incorporados a novas variedades com alto nível de resistência (Shannon *et al.*, 2004; Lee *et al.*, 2015).

5. Considerações finais

Desde 2011, o sistema de produção predominante em áreas de cultivo de algodão no Cerrado brasileiro, mais especificamente no Estado de Mato Grosso, é a sucessão soja-algodoeiro. Nesse sistema, a utilização de rotação de culturas com espécies não hospedeiras a nematoides e a incorporação de genótipos resistentes, tanto da soja como do algodoeiro, são imprescindíveis para a sustentabilidade da produção, uma vez que as áreas com incidência de fitonematoides vêm aumentando consideravelmente (*Capítulo 2*). A utilização contínua da sucessão soja-algodoeiro, com cultivares suscetíveis, ano após ano, sem rotação de cultura em áreas infestadas, tornará, invariavelmente, o sistema insustentável com o tempo, pois as culturas são expostas a populações crescentes de nematoides e sofrerão danos consideráveis. Por fim, além da rotação e da resistência genética, outras medidas de controle, como o uso de produtos biológicos e químicos, haverão de ser implementadas de forma integrada no sistema de produção, com o objetivo de diminuir os problemas relacionados aos nematoides no Cerrado.

Referências

ALVES, L. R. A.; BARROS, G. S. de C.; OSAKI, M. Custo de produção e gestão operacional das fazendas. In: Belot, J.-L. (Ed.). **Manual de boas práticas de manejo do algodoeiro em Mato Grosso**. IMAmt: Cuiabá, 2012. p. 18-31.

ASMUS, G. L. Reação de genótipos de soja ao nematóide reniforme. **Tropical Plant Pathology**, v. 33, n. 1, p. 069-071, 2008.

ASMUS, G. L.; INOMOTO, M. M.; SILVA, R. A.; GALBIERI, R. Manejo de nematoides. In: FREIRE, E. C. **Algodão no cerrado do Brasil**. Abrapa: Brasília, 2015. p. 445-483.

ASMUS, G. L.; RICHETTI, A. Rotação de culturas para o manejo do nematoide reniforme em algodoeiro. **Boletim de pesquisa e desenvolvimento**, 55, Embrapa Agropecuária Oeste: Dourados, 2010. 26 p.

BARKER, K. R. Rotation and cropping systems for nematode control: The North Carolina Experience-Introduction. **Journal of Nematology**, 22(3):342-343, 1991.

BENNETT, A. J.; BENDING, G. D.; CHANDLER, D.; HILTON, S.; MILLS, P. Meeting the demand for crop production: the challenge of yield decline in crops grown in short rotation. **Biological Reviews**, 87:52-71, 2012.

BILJON, E. R.; DONALD, A. H. .; FOURIE, H. Population responses of plant-parasitic nematodes in selected crop rotation over five seasons in organic cotton production, **Nematropica**, 45(1):102-112, 2015.

CARDOSO, P. C.; ASMUS, G. L.; GONÇALVES, M. C.; ARIAS, C. A. A.; CARNEIRO, G. E. S. Inheritance of soybean resistance to *Rotylenchulus reniformis*. **Tropical Plant Pathology**, v. 39, p. 251-258, 2014.

CARNEIRO, R. M. D. G.; NEVES, D. I.; FALCÃO, R.; PAES, N. S.; CIA, E.; GOSSI DE SÁ, M. F. Resistência de genótipos de algodoeiro a *Meloidogyne incognita* raça 3: reprodução e histopatologia. **Nematologia Brasileira**, v. 29, n. 1, p. 1-10, 2005.

CIA, E.; SALGADO, C. L. Doenças do algodoeiro (*Gossypium* spp.). In: Kimati, H.; Amorim, L.; Rezende, J. A. M.; Bergamin Filho, A.; Camargo, L. E. A. (eds.). **Manual de Fitopatologia: Doenças das plantas cultivadas**, 4a Ed., v. 2, Agronômica Ceres: São Paulo, 2005. p. 41-52.

COOK, R.; EVANS, K. Resistance and tolerance. In: Brown, R. H.; Kerry, B.R. (Eds). **Principles and practice of nematode control in crops**. Academic Press: Marrickville, Austrália, 1987. p. 179-231.

DAVIS, R. F.; KEMERAIT, R. The multi-year effects of repeatedly growing cotton with moderate resistance to *Meloidogyne incognita*. **Journal of Nematology**, 41(2):140-145, 2009.

DAVIS, R. F.; MAY, O. L. Relationship between yield potential and percentage yield suppression caused by the southern Root-Knot nematode in cotton. **Crop. Sci.**, 45: 2312-2317, 2005.

DAVIS, R. F.; KOENNING, S. R.; KEMERAIT, R. C.; CUMMINGS, T. D.; SHURLEY, W. D. *Rotylenchulus reniformis* management in cotton with crop rotation. **Journal of Nematology**, 35(1):58-64, 2003.

DIAS, W. P.; SILVA, J. F. V.; CARNEIRO, G. E. S.; GARCIA, A.; ARIAS, C. A. A. Nematóides de cisto da soja: Biologia e Manejo pelo uso da resistência genética. **Nematologia Brasileira**, v. 33, p. 1-16, 2009.

EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Tecnologias de produção de soja - Região Central do Brasil - 2014**. Embrapa Soja: Londrina, 2013. 265p.

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

FRANCHINI, J. C; COSTA, J. M da; DEBIASI, H.; TORRES, E. Importância da rotação de culturas para a produção agrícola sustentável no Paraná. **Documentos**, 327, Embrapa Soja: Londrina, 2011. 52p.

GALBIERI, R., FUZATTO, M. G., CIA, E., LÜDERS, R. R., MACHADO, A. C. Z., BOLDT, A. F. Reação de cultivares de algodoeiro a *Meloidogyne incognita* em condições de campo e casa de vegetação no estado de Mato Grosso. **Tropical Plant Pathology**, v. 34, n.1, p. 18-23, 2009.

GALBIERI, R.; FUZATTO, M. G.; CIA, E.; WELTER, A. M.; FANAN, S. Desempenho de genótipos de algodoeiro na presença ou não de rotação de cultura com *Crotalaria spectabilis*, em área infestada com *Meloidogyne incognita*, **Tropical Plant Pathology**, 36(5):303-307, 2011.

GUTIÉRREZ, O. S.; JENKINS, J. N.; MCCARTY, J. C.; WUBBEN, M. J.; HAYES, R. W.; CALLAHAN, F. E. SSR markers closely associated with genes for resistance to root-knot nematode on chromosomes 11 and 14 of Upland cotton. **Theor. Appl. Genet.**, vol. 121, p. 1323- 1337, 2010.

HA, B. K.; ROBBINS, R.; HAN, F.; HUSSEY, R. S.; SOPER, J. F.; BOERMA, H. R. SSR mapping and confirmation of soybean QTL from PI 437654 conditioning resistance to reniform nematode. **Crop Science**, v. 47, p. 1336-1343, 2007.

HALBRENDT, J. M.; LaMONDIA, J. A. Crop rotation and other cultural practices. In: Chen S. X.; Chen S. Y.; Dickson, D. W. **Nematology, Advances and Perspectives, vol. 2: Nematode Management and Utilization**, Tsinghua University Press/ CAB Publishing: Pequim, China/Wallington/Cambridge, Reino Unido, 2004. p. 909-930.

HIRAKURI, M. H.; DEBIASI, H.; PROCÓPIO, S. de O.; FRANCHINI, J. C.; CASTRO, C. de. **Sistemas de produção: conceitos e definições no contexto agrícola**. Embrapa Soja: Londrina, 2012. 24 p. (Embrapa Soja. Documentos, 335). Disponível em: <http://www.cnpso.embrapa.br/download/

Doc_335-OL.pdf>. Acesso em: 11 fev. 2016.

IMEA - INSTITUTO Mato-grossense DE ECONOMIA AGROPECUÁRIA. **4ª Estimativa de Safra 2015/16: Algodão**. Cuiabá, 2016. Disponível em: http://www.imea.com.br/upload/publicacoes/arquivos/R104_4a_Estimativa_de_Safra_Algodao_15-16_mar15_AO.pdf . Acesso em: 23 mar. 2016.

INOMOTO, M. M. Nematóides e seu controle. In: Moresco E. (Eds.) **Algodão - Pesquisas e Resultados para o Campo**. Vol. 2, Fundo de Apoio à Cultura do Algodão: Cuiabá, 2006. pp. 241-261.

INOMOTO, M. M.; ASMUS, G. L. Host status of graminaceous cover crops for Ptratylenchus brachyurus. **Plant Disease**, 94(8):1022-1025, 2010.

INOMOTO, M. M.; SIQUEIRA, K. M. S.; MACHADO, A. C. Z. Sucessão de cultura sob pivô central para o controle de fitonematoides: variação populacional, patogenicidade e estimativa de perdas. **Tropical Plant Pathology**, v. 26(3):178-185, 2011.

INOMOTO, M. M.; GOULART, A. M. C.; MACHADO, A. C. Z.; MONTEIRO, A. R. Effect of population densities of *Pratylenchus brachyurus* on the growth of cotton plants. **Fitopatol. Bras.**, 26(2):192-196, 2001.

JIAO Y.; VUONG, T. D.; LIU Y.; LI Z.; NOE, J.; ROBBINS, R. T.; JOSHI, T.; XU D.; SHANNON, J. G.; NGUYEN, H. T. Identification of quantitative trait loci underlying resistance to southern root-knot and reniform nematodes in soybean accession PI 567516C. **Molecular Breeding**, v. 35, n. 131, p. 1-10, 2015.

KIRKPATRICK, T. L.; SASSER, J. N. Crop rotation and races of *Meloidogyne incognita* in cotton Root-knot Management. **Journal of Nematology**, 16(3):323-328, 1984.

KLINK, C.; MACHADO, R. B. A conservação do cerrado brasileiro. **Megadiversidade**, 1(1):147-155, 2005.

LEACH, M.; AGUDELO, P. Effect of crop rotations on *Rotylenchulus reniformis* population structure. **Plant Disease**, 96(1):24-29, 2012.

LEANDRO, H. M.; ASMUS, G. L. Rotação e sucessão de culturas para o manejo do nematoide reniforme em área de produção de soja. **Ciência Rural**, Santa Maria, 45(6):945-950, 2015.

LEE J. D.; KIM H. J.; ROBBINS, R. T.; WRATHER, J. A.; BOND, J.; NGUYEN, H. T.; SHANNON, J. G. Reaction of soybean cyst nematode resistant plant introductions to root-knot and reniform nematodes. **Plant Breeding and Biotechnology**, v. 3, n. 4, p. 346-354, 2015.

LI Z.; JAKKULA, L.; HUSSEY, R. S.; TAMULONIS, J. P.; BOERMA, H. R. SSR mapping and confirmation of the QTL from PI96354 conditioning soybean resistance to southern root-knot nematode. **Theoretical and Applied Genetics**, v. 103, p. 1167-1173, 2001.

LUZZI, B. M.; BOERMA, H. R.; HUSSEY, R. S. A gene for resistance to the southern root-knot nematode in Soybean. **Journal of Heredity**, v. 85, n. 6, p. 484-486, 1994.

MACHADO, A. C. Z.; FERRAZ, L. C. B.; INOMOTO, M. Response of cotton cultivars to two brazilian population of *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey) Filipjev & Sch. Stekh. **The Journal of Cotton Science**, 11:288-292, 2007.

MACHADO, A. C. Z.; BELUTI, D. B.; SILVA, R. A.; SERRANO, M. A. S.; INOMOTO, M. M. Avaliação de danos causados por *Pratylenchus brachyurus* em algodoeiro. **Fitopatol. Bras.**, 31(1):11-16, 2006.

MELO, C. L. P.; SANTOS, W. R.; ASMUS, G. L. Resistance of soybean genotypes to the reniform nematode in a controlled environment. **Crop Breeding and Applied Biotechnology**, v. 13, p. 23-32, 2013.

NEVES, M. F.; PINTO, M. J. A. (Orgs.). **A cadeia do algodão brasileiro: safra 2012/2013 desafios e estratégias**. 2. ed. ABRAPA: Brasília, 2013. 195 p. Disponível em: <http://www.abrapa.com.br/institucional/DocumentosAbertos/livro_abrapa-2012-2013.pdf>. Acesso em: 8 jan. 2013.

NOE, J. F. Theory and practice of the cropping systems approach to reducing nematode problems in the tropics. **Journal of Nematology**, 20(2):204-213, 1988.

NUSBAUM, C. J.; FERRIS, H. The role of cropping systems in nematode population management. **Ann. Rev. Phytopathol.**, 11:423-440, 1973.

OLIVEIRA, L. A.; VINHOLES, P.; MONTECELLI, T. D. N.; LAZZARI, F.; SCHUSTER, I. Inheritance of resistance of soybean for *Meloidogyne incognita* and identification of molecular marker for marker assisted selection. **Journal of Scientific Research & Reports**, v. 8, n. 3, p. 1-8, 2015.

PHAM, A. T.; McNALLY, K.; ABDEL-HALEEM, H.; BOERMA, R. H.; LI Z. Fine mapping and identification of candidate genes controlling the resistance to southern root-knot nematode in PI 96354. **Theoretical and Applied Genetics**, v. 126, n. 7, p. 1825-1838, 2013.

RIBEIRO, N. R.; DIAS, W. P.; SANTOS, J. M. Distribuição de Fitonematóides em regiões produtoras de soja do estado de Mato Grosso. **Boletim de Pesquisa de Soja**. Fundação MT. n.14, p.289-296, 2010.

RIBEIRO, G. C.; NEVES, D. L.; CAMPOS, H. D.; SILVA, L. H. C. P.; SILVA, J. C. R.; NUNES, J. J. Reação de genótipos de soja ao nematoide das lesões radiculares, *Pratylenchus brachyurus*. **Nematologia Brasileira**, v. 31, n. 2, p. 119-119, 2007.

ROBERTS, P. A.; ULLOA, M. Introgression of Root-Knot nematode resistance into tetraploid cottons. **Crop Science**, v. 50, p. 940-951, 2010.

RODRÍGUEZ-KÁBANA, R.; IVEY, H. Crop rotation systems for the management of *Meloidogyne arenaria* in peanuts, **Nematropica**, 16:53-64, 1986.

SEGUY, L.; BOUZINAC, S. Sistemas alternativos em plantio de alta performance. In: Belot, J. L. (ed): **Manual de boas práticas de manejo do algodoeiro em Mato Grosso**. IMAmt/ Editora Casa da Árvore: Cuiabá, 2015. p.54-59.

SHANNON, J. G.; ARELLI, P. R.; YOUNG, L. D. Breeding for resistance and tolerance. In: SCHIMITT, D. P.; WRATHER, J. A.; RIGGS, R. D. (eds.). **Biology and management of soybean cyst nematode** 2 ed. Walsworth Publishing Company: Marceline, Estados Unidos, 2004. p. 155-180.

SHEPHERD, R. L. Transgressive segregation for root-knot nematode resistance in cotton. **Crop Sci.**, v, 14, p. 872-875, 1974.

SILVA, J. F. V. Resistência genética de soja a nematoides do gênero Meloidogyne. In: Silva, J. F. V. (Ed.). **Relações parasito-hospedeiro nas meloidoginoses da soja**. Embrapa Soja/Sociedade Brasileira de Nematologia: Londrina, 2001. p. 95-127.

SILVA, R. G.; SANTOS, T. F. S.; SILVA, I. C. D.; SILVA, M. B. S.; BORGES, G. A. N. Reação de genótipos de soja ao nematoide das lesões radiculares. **Enciclopédia Biosfera**, v. 11, n. 22, p. 187-193, 2015.

STETINA, S. R.; YOUNG, L. D.; PETTIGREW, W. T.; BRUNS, H. A. Effect of corn-cotton rotations on reniform nematode populations and crop yield. **Nematropica**, 37(2):237-248, 2007.

TALWANA, H.; SIBANDA, Z.; WANJOHI, W.; KIMENJU, W.; LUAMBANO-NYONI, N.; MASSAWE, C.; MANZANILLA-LÓPEZ, R. H.; DAVIES, W. G.; HUNT, D. J.; SIKORA, R. A.; COYNE, D. L.; GOWEN, S. R.; KERRY, B. R. Agricultural, nematology in East and Southern Africa: problems, managements strategies and stakeholder linkages. **Pest Manag. Sci.**, 72:226-245, 2015.

TECNOLOGIAS de produção de soja – região Central do Brasil 2012 e 2013. Embrapa Soja: Londrina, 2011. 261 p. (Embrapa Soja. Sistemas de produção, n. 15).

TIMPER, P. Conserving and enhancing biological control of nematodes. **Journal of Nematology**, 46(2):75-89, 2014.

TRUDGILL, D. L. Resistance to and tolerance of plants parasitic nematodes in plants. **Annu. Rev. Phytopathol.**, v. 29, p. 167-192, 1991.

ZANCANARO, L.; KAPPES, C. Sistemas de cultivo do algodoeiro. In: Belot, J.-L. (Ed.). **Manual de boas práticas de manejo do algodoeiro em Mato Grosso.** IMAmt: Cuiabá, 2012. p. 34-37.

CAPÍTULO 4

Agricultura de precisão e os nematoides

Pedro Luiz Martins Soares
FCAV/Unesp - Jaboticabal/SP

Carlos Eduardo de Mendonça Otoboni
Fatec Shunji Nishimura- Pompéia/ SP

Élder Simões de Paula Batista
FCAV/ Unesp- Jaboticabal/ SP

Jaime Maia dos Santos
FCAV/ Unesp- Jaboticabal/ SP

Nas últimas décadas, o mundo tem observado uma crescente preocupação com o meio ambiente, especialmente no que diz respeito à utilização de recursos naturais, da prospecção de energia ao aproveitamento de áreas agricultáveis. Em razão de suas características especiais, a água tem sido explorada de forma pouco racional, o que tem diminuído a capacidade de suas fontes e tornado sua exploração mais cara. Ademais, as ações do homem no ambiente refletem diretamente na saúde pública.

Além do apelo ambiental, uma melhor utilização do ambiente rural pode contribuir para incrementar a produtividade das culturas, a rentabilidade e a renda do produtor, já que, muitas vezes, é possível reduzir o uso de insumos, implementos e o tempo gasto com tratos culturais.

Nesse cenário, a agricultura de precisão contribui no sentido de, quando possível, dirigir os tratos culturais apenas para as áreas em que são necessárias tais medidas. Um dos principais fatores que difi-

cultam o manejo de problemas fitossanitários é o desconhecimento de sua distribuição espacial ou temporal na lavoura. Essa informação é fundamental na elaboração das estratégias de manejo a serem adotadas, especialmente nas grandes fazendas. Para isso é muito importante a utilização de uma ferramenta que permita um pré-diagnóstico de uma área extensa e que forneça dados sobre a situação fitossanitária da lavoura.

Utilizando a ferramenta do sensoriamento remoto, por meio dos mapas de variabilidade do potencial de produtividade de talhões (ou partes destes) cujo potencial de produtividade esteja abaixo da expectativa, o produtor pode verificar se problemas fitossanitários — entre os quais se destacam os nematoides, de fertilidade, combinações desses ou outras causas — são os fatores limitantes à manifestação plena do potencial de produtividade. Como esses mapas são georreferenciados com o uso de um receptor GNSS (Global Navigation Satellite System) como um receptor GPS, amostras de solo e raízes em cada um desses pontos podem ser colhidas e examinadas para confirmar se os nematoides são o fator principal que está limitando a produtividade. Quando os problemas forem causados por nematoides, delimitam-se as áreas infestadas. Já que as áreas com alguma limitação ao potencial de produtividade podem ser conhecidas e dimensionadas, planejam-se as ações de manejo dirigidas para os pontos afetados para serem executadas na safrinha ou na próxima safra, tendo em vista evitar as perdas na safra subsequente.

O tipo de ocorrência dos nematoides no campo é na forma de reboleiras (Lordello, 1981; Tihohod, 1996; Barker *et al.*, 1998), o que se constitui em um dos principais sintomas e em uma forma de distribuição agregada ou contagiosa, como demonstrado na *Figura 1C* (Goodell & Ferris, 1980; Barker *et al.*, 1981; McBurney, 1981; McSorley & Parrado, 1982, citados por Barker, 1985). Reforçando isso, em muitos estudos entre 1970 e 1985 nos EUA, com diferentes nematoides, foi observado que a distribuição espacial dos parasitas em uma área é tipicamente agregada e bem conhecida (Barker, 1985). Além disso, os nematoides apresentam uma distribuição dos níveis populacionais no campo da forma binomial negativa, como pode ser observado na *Figura 2* (Anscombe, 1950; Caubel *et al.*, 1972; Goodell & Ferris, 1980; Barker & Campbell, 1981; McSorley & Parrado, 1982; Alby *et al.*, 1983; Noe, 1984; citados por Baker, 1985), ou seja, com a curva da frequência de dados deslocada para a esquerda, com

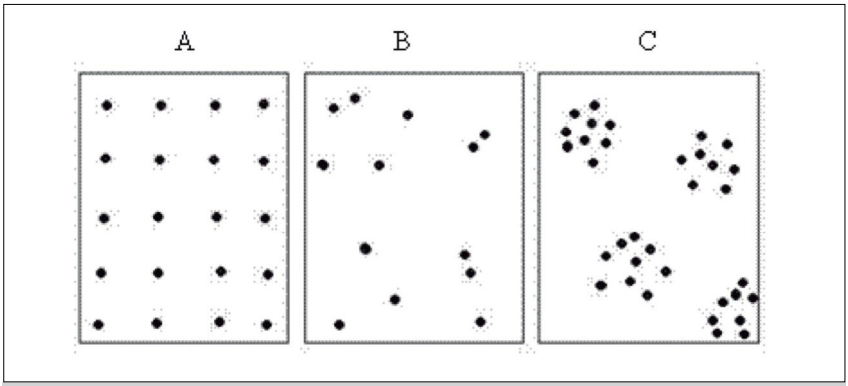


Figura 1. Esquemas de distribuição espacial de pragas; (A) regular ou uniforme, (B) aleatória ou ao acaso e (C) agregada ou contagiosa. Fonte: Guerreiro *et al.* (2012).

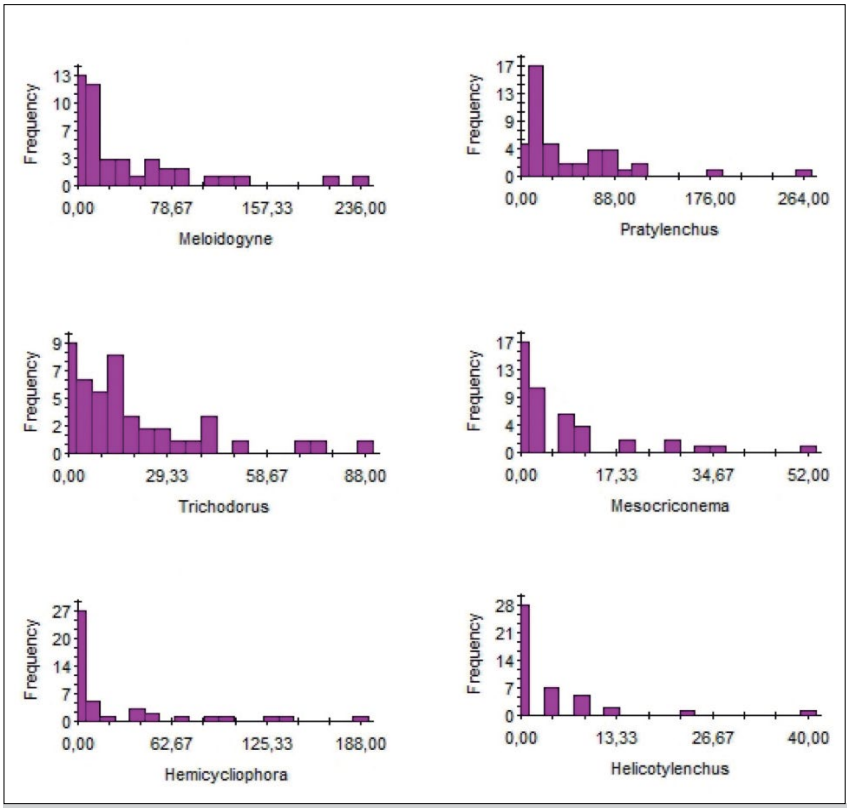


Figura 2. Frequência de distribuição do tipo binomial negativa de nematoides em populações iniciais (Pi) de amostra de solo na pré-semeadura de área com milho.

muitos pontos sem ou poucos nematoides e poucos pontos com muitos nematoides. Neste caso, a razão entre a variância (s2) e a média ($\bar{a}$) é maior que 1, indicando a agregação. Isto reforça ainda mais a distribuição do tipo agregada ou contagiosa dos nematoides em uma área e a ocorrência em reboleiras.

Dentre os problemas fitossanitários das culturas extensivas no Brasil os nematoides parasitos de plantas constituem um dos principais fatores restritivos ao aumento e à manutenção da produtividade e estão entre os que apresentam boa possibilidade do emprego de tecnologias de agricultura de precisão (Oerke *et al.*, 2010). Rich (2003) destaca que com o desenvolvimento dos sistemas GPS para a coleta sistemática de amostras de solo e raízes, mapas da presença de nematoides podem ser construídos para aplicação de nematicidas a taxas variáveis ou a aplicação destes somente onde forem necessários, com uma redução de mais de 60% do custo do nematicida em área de algodão, o que diminui também o uso da água para diluição desses produtos, entre outros benefícios.

Neste sentido, Guerreiro *et al.* (2012), baseados nos dados de Oerke (2010), propuseram a *Tabela 1*, com as possibilidades de emprego da agricultura de precisão nos problemas fitossanitários. Os autores ainda concluíram que existem graus de dificuldades específicos para a adoção do manejo preciso para controlar problemas fitossanitários. Dentre estes, o manejo de plantas daninhas e de nematoides pode ser realizado com mais facilidade. Por outro lado, o controle preciso de pragas e doenças é tratado como o grande desafio da agricultura de precisão.

De fato, nas fazendas extensas de produção de grãos e fibra, no Centro-Oeste e em outras fronteiras agrícolas do país, o conhecimento da distribuição espacial dos nematoides nas lavouras é imprescindível para adoção de práticas racionais de manejo. Pelo fato de não se ter uma informação precisa sobre as áreas infestadas dentro dos talhões, os produtores preferem não adotar medida de manejo alguma, já que, em função do custo e do ponto de vista operacional, seria inviável fazê-lo em toda a área.

Porém, a relação custo-benefício da adoção de medidas corretivas, nesse caso certamente será favorável. Em suma, essa tecnologia promete fornecer as informações básicas que possibilitem o planejamento para se alcançar a maximização e, principalmente, a sustentabilidade do sistema produtivo (Marchiorato, 2008).

Tabela 1. Estado corrente de controle de diferentes problemas fitossanitários com o uso de técnicas de precisão em proteção de plantas.

Atributos	Plantas daninhas	Nematoides	Insetos	Patógenos
Tamanho do organismo (mm)	10 - 1.000	0,1 - 1,0	0,1 - 100	0,0001 - 1
Ciclos por cultivo	1	1-5	1-8	1-9
Mobilidade	Muito baixa	Baixa	Moderada a alta	Alta
Heterogeneidade de campo	Bem conhecida	Bem conhecida	Moderada para bem conhecida	Pouco a moderado conhecimento
Detecção	Fácil	Fácil para moderada	Moderada	Moderada
Identificação	Alto conhecimento	Conhecida	Pouco a moderado conhecimento	Pouco conhecimento
Quantificação	Alto conhecimento	Conhecida	Pouco a moderado conhecimento	Pouco conhecimento
Prognóstico/ recomendação	Moderado para alto	Moderado para alto	Moderado	Moderado
Manejo de dados	Pós-processamento	Pós-processamento	?	?
Tecnologia de aplicação	Fácil	Fácil	Difícil-moderada	Pouco conhecida

Adaptado de Oerke *et al.* (2010) e Guerreiro *et al.* (2012).

Nas próximas páginas, são apresentados um conceito sobre agricultura de precisão, com um breve histórico, e uma compilação de como ela pode contribuir para o controle de nematoides parasitos de plantas.

1. Agricultura de precisão ou "smart agriculture"

A agricultura de precisão oferece ferramentas que permitem o controle localizado de diversos tipos de problemas fitossanitá-

rios em diversas culturas. Segundo Silva *et al.* (2000), as principais etapas para a utilização correta da agricultura de precisão são: (i) aquisição de dados; (ii) diagnose; (iii) recomendação de medidas e (iv) aplicação localizada.

Os nematoides são pragas de baixa mobilidade no solo e demoram safras para mostrar os prejuízos econômicos em uma área de cultivo, pois apresentam um significado epidemiológico do tipo tardio. Com este fato, é comum as reboleiras dos nematoides permanecerem localizadas na mesma posição na área entre as safras, como pode ser observado na *Figura 3* (A, B e C). Nessa área de soja, em janeiro de 2014 (safra 2013/2014), as reboleiras dos nematoides foram demarcadas com o auxílio de um receptor GPS, apresentando plantas bem debilitadas e uma população muito alta de nematoides, com predominância de *Meloidogyne incognita*. Na pré-semeadura da safra seguinte de soja (2014/2015), mais especificamente no final de outubro de 2014, foram coletadas amostras de solo dentro e fora das reboleiras, para verificar a população inicial da referida espécie de nematoide na área. Assim, como observado nas imagens, as infestações do nematoide permaneceram na mesma posição entre as safras. Segundo Otoboni (2014), isso também pode ser observado em séries históricas de imagens de satélite provindas do Google Earth, apresentadas na *Figura 4*. Neste caso, em uma área de cafeeiro da Fazenda Igurê, em Garça/SP, havia um cafezal onde, pela imagem de 2002, visualmente apareciam reboleiras de *Meloidogyne incognita*.

Em 2004, o agricultor fez a retirada do cafezal antigo e substituiu-o por um novo. Na imagem de 2010, já com o novo cafezal implantado na área, a reboleira do nematoide aparece na mesma posição, porém com uma área de danos visivelmente maior, provavelmente em função da substituição das plantas adultas pelas mudas.

Assim, nada seria mais lógico para o manejo e/ou controle dos nematoides do que o uso de táticas localizadas, ou seja, a adoção de medidas baseadas na filosofia da agricultura de precisão, segundo as quais os recursos (insumos) sejam colocados apenas onde forem necessários, com ganhos econômicos e ambientais considerados.

A *Figura 5* indica as possibilidades de investigação dos nema-

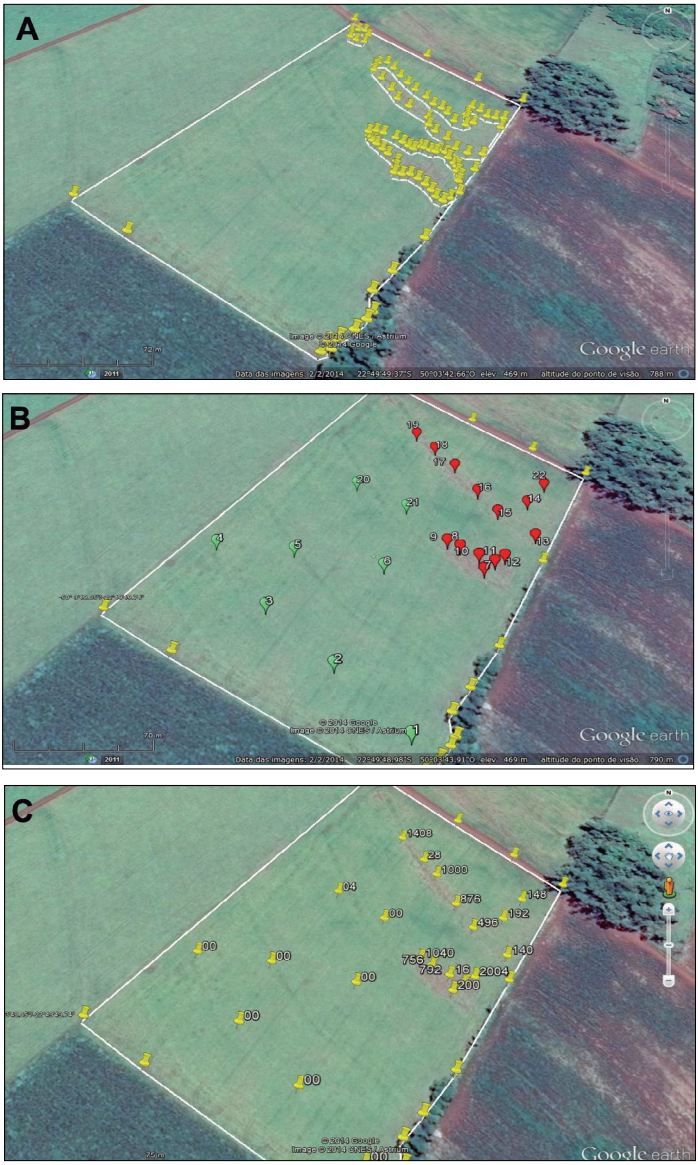


Figura 3. Imagens de satélite de área de soja em Ibirarema/SP. A) Reboleiras de nematoides, com predominância de *Meloidogyne incognita*, demarcadas em janeiro de 2014 (safra 2013/2014). B) Indicação dos pontos de amostragem das análises para nematoides em outubro de 2014, na pré-semeadura da soja (safra 2014/2015), dentro das reboleiras (vermelho) e fora das reboleiras (verde). C) Resultados das análises de nematoides nas raízes para *Meloidogyne incognita* nos pontos amostrados dentro e fora das reboleiras. Imagens de satélite: Google Earth.

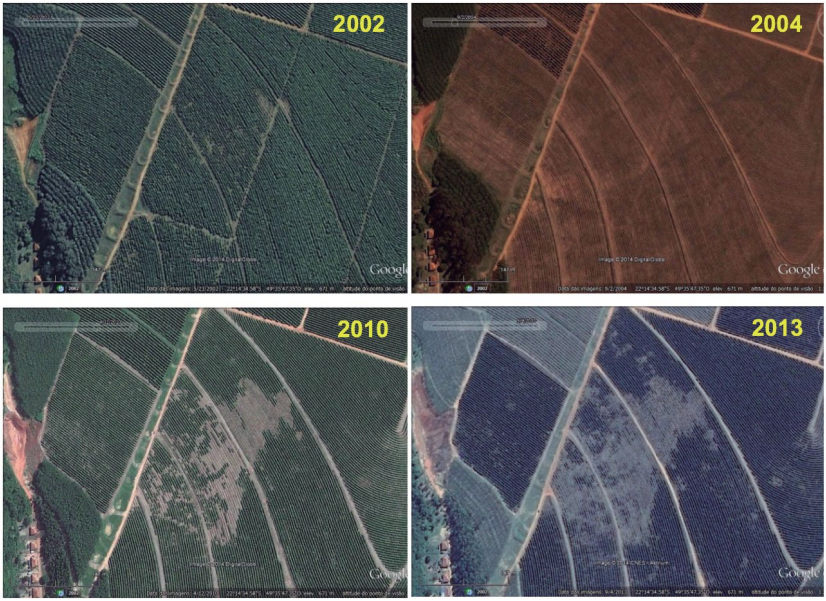


Figura 4. Série histórica de Imagens de satélite do Google Earth de cafezal da Fazenda Igurê em Garça/SP, mostando a ocorrência de reboleira de *Meloidogyne incognita* na mesma posição ao longo dos anos em função da renovação do cafezal. 2002) Imagem do cafezal antigo. 2004) Arranquio do cafezal antigo para o plantio do novo; 2010 e 2013) Imagens do cafezal novo implantado com a reboleira do nematoide na mesma posição no talhão. Fonte: Otoboni (2014).

toides no campo com o intuito de estabelecer estratégias de manejo de precisão nas áreas infestadas. Desta forma, existem dois grandes caminhos para a investigação dos nematoides em uma área, que correspondem às formas tradicionais de investigação nematológica, ou seja, observando-se o solo e a planta.

No solo, a amostragem por talhões ou a investigação da população inicial (Pi) na pré-semeadura da cultura seriam as formas mais viáveis para determinação de áreas de manejo específicas no campo. Desde que georreferenciados, mapas com análises geoestatísticas (*Figura 6*) podem definir áreas mais infestadas no talhão e, consequentemente, mapas para o tratamento localizado dos nematoides e/ou aplicações a taxas variáveis de nematicidas. Observa-se ainda na *Figura 6*, que mesmo utilizando-se de métodos geoestatísticos para a estimativa das áreas infestadas, estas permaneceram na mesma região do mapa, mesmo

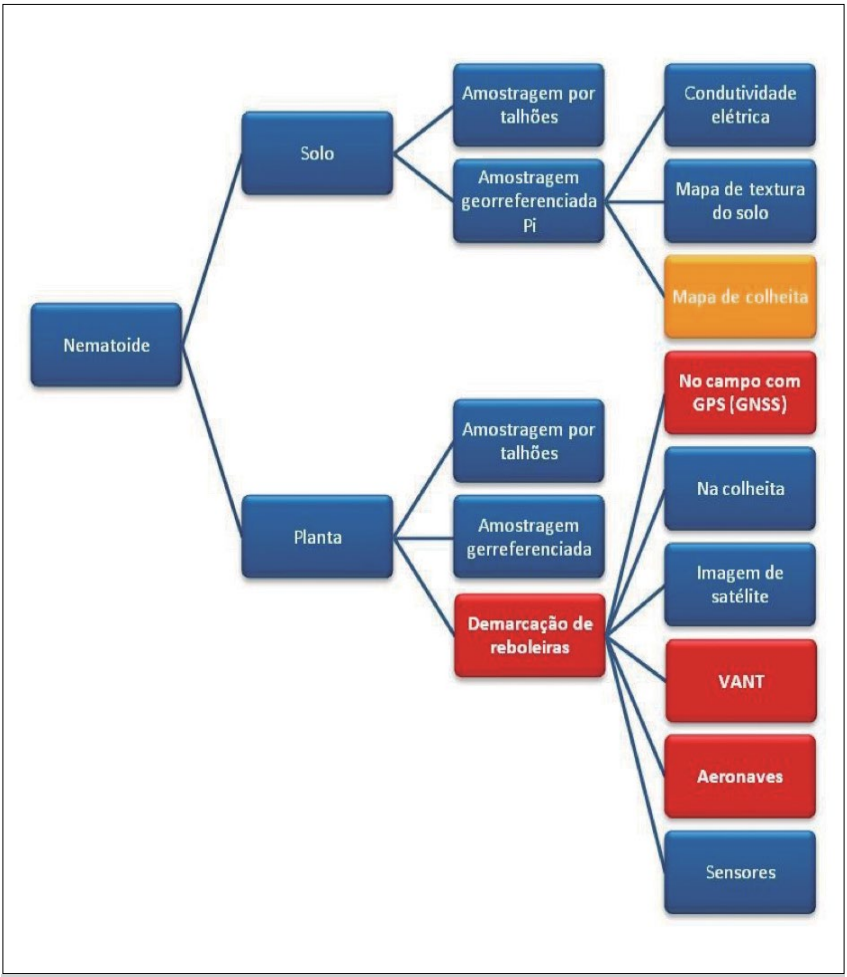


Figura 5. Caminhos para a investigação de problemas nematológicos no campo para o emprego de técnicas de agricultura de precisão em nematoides.

com a diferença temporal de três meses e meio entre as duas amostragens (Otoboni *et al.*, 2012). Neste caso, dados de condutividade elétrica do solo, mapas de produtividade e/ou mapas de textura do solo podem auxiliar na amostragem mais precisa da área, bem como nos cálculos geoestatísticos, como, por exemplo, uma co-krigagem.

Todavia, como mencionado anteriormente, a espacialidade

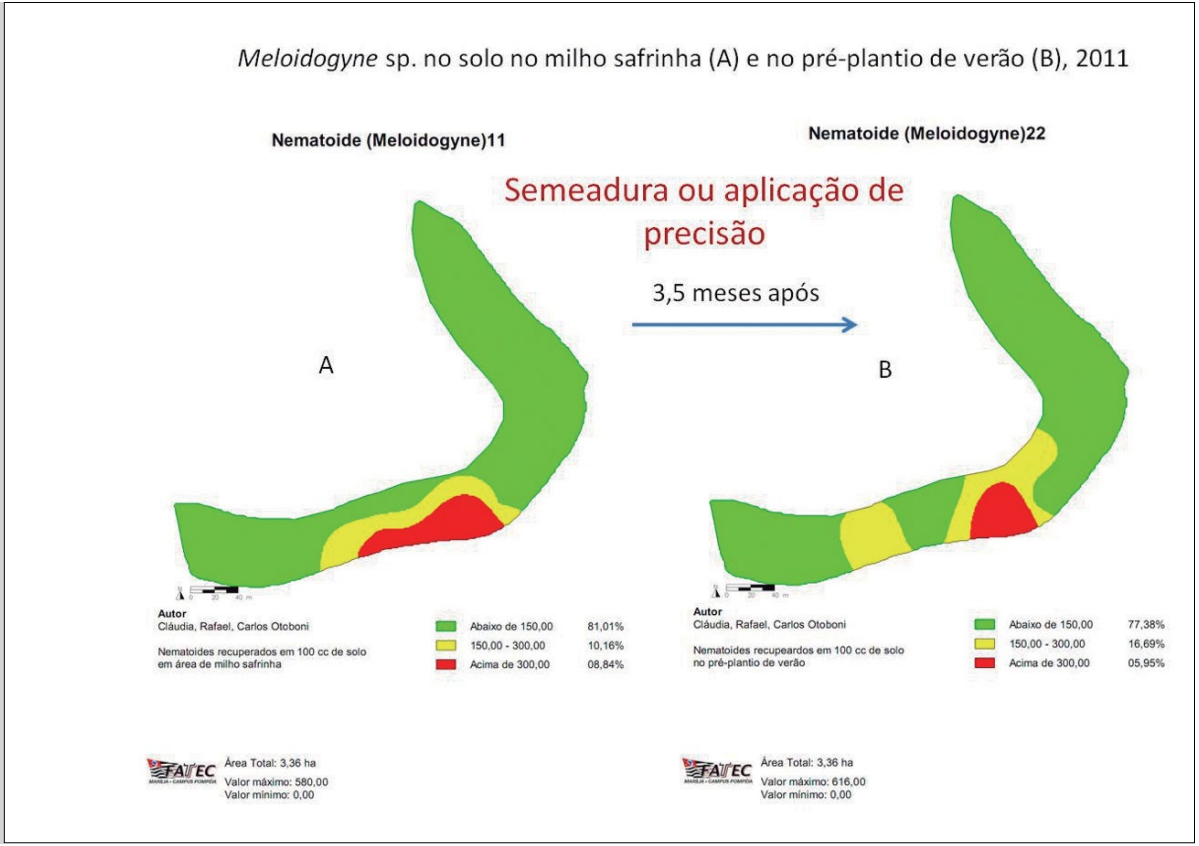


Figura 6. Mapa da análise geoestatística pelo método da Krigagem da infestação de *Meloidogyne incoginta* no final da safra (A) e na fase de pré-semeadura do milho (B) com uma diferença entre as amostragens de 3,5 meses. Fonte: Otoboni *et al.* (2012).

das populações de nematoides em uma área apresenta uma distribuição do tipo binomial negativa. Tal fato, a princípio, prejudica qualquer tipo de análise geoestatística para o estudo da distribuição de nematoides em uma área, uma vez que a geoestatística, por princípio, precisa de uma distribuição normal dos dados para as análises mais precisas e estimativas mais seguras dos pontos não amostrados, ou seja, aqueles que serão estimados pela análise. Assim, dificilmente serão observadas dependências espaciais de dados nematológicos georreferenciados para a geração de mapas geoestatísticos. Assim, como se trata de pragas localizadas no campo, é possível estimar pontos não amostrados por meio de métodos de interpolação de dados, tais como: inverso da distância a uma potência, vizinho mais próximo, média local, contorno, etc. Esses métodos, desde que se observe a condição agregada da praga, podem estimar manchas no campo onde se encontram maiores níveis populacionais dos nematoides, a partir de dados georreferenciados.

O método do inverso da distância a uma potência (IDW) (*Figura 7*) é o mais popular utilizado em agricultura de precisão para dados de solo, com a estimativa de pontos não amostrados e a geração de mapas. Neste caso, sugere-se trabalhar com potências ao redor de 4 ou 5 na interpolação de dados nematológicos, privilegiando os dados amostrados em relação aos dados estimados (*Figura 6*). Dessa forma, áreas maiores dos dados observados serão geradas nos mapas de análise e aplicação, minimizando os erros das estimativas, uma vez que a dependência espacial de dados nematológicos é difícil de ser encontrada.

No caso da amostragem por talhões, pode-se então definir os talhões infestados ou não e a classificação das infestações em isentas, baixas, médias e altas. Com isso, estratégias de logística de máquinas e implementos podem ser definidas para evitar a disseminação dos nematoides para as áreas não infestadas. Com a classificação das infestações dos talhões, pode-se ainda definir quais são passíveis de manejo e quais serão as melhores práticas de controle a ser empregadas (Otoboni, 2003).

Contudo, como a própria *Figura 5* indica, a observação da planta é a fase em que residem as maiores possibilidades do emprego da agricultura de precisão em nematoides atualmente, notadamente pela metodologia de demarcação de reboleiras na sa-

Figura 7. Mapas interpolados de dados georreferenciados da população inicial no solo (Pi) de *Meloidogyne* sp. em área de pré-plantio de milho, pelo método do Inverso da Distância a uma Potência (IDW). A) Mapa utilizando a potência 2 no cálculo; B) Mapa utilizando a potência 3; C) Mapa com a potência 4; D) Mapa com a potência 5.

fra corrente para o prognóstico de manejo nas próximas safras.

Para a etapa de aquisição de dados em grandes áreas, o sensoriamento remoto é um recurso bastante útil e, como veremos mais adiante, pode ser útil também na etapa de diagnose. Seguindo a diagnose, são recomendadas as medidas corretivas tradicionais, isoladas ou simultaneamente, a serem adotadas e que poderão assegurar a redução do impacto dos nematoides nas próximas safras, tais como: destruição das plantas nas reboleiras, sucessão/rotação de culturas não hospedeiras ou resistentes, plantas antagonistas/cultura de cobertura, adição de material/matéria orgânica, alqueive, resistência genética, controle químico e o controle biológico, via tratamento de sementes e/ou no sulco de plantio. A construção de mapas com reboleiras demarcadas por meio de coordenadas geográficas contribui para a etapa de aplicação localizada dessas práticas.

2. Sensoriamento remoto

Além da possibilidade da identificação e da quantificação da área ocupada, uma imagem georreferenciada possibilita a localização espacial das áreas que exibem fatores restritivos à produtividade dentro dos talhões, o que facilita uma aferição diretamente no campo, bem como a estimativa/previsão em anos subsequentes. Entretanto, somente aquelas culturas que ocupam as maiores áreas podem ser monitoradas com imagens de média resolução espacial, bem como aquelas cultivadas mecanicamente e, portanto, em talhões cujas dimensões mínimas geralmente superam uma centena de hectares e que, consequentemente, correspondem àquelas de maior importância econômica (Luiz & Epiphanio, 2001).

Jensen (2000) define o sensoriamento remoto como a arte e a ciência de obter informações acerca de objetos presentes na superfície terrestre sem contato direto com eles. Um sensor remoto é um sistema capaz de detectar, medir e registrar a radiação eletromagnética (REM) emitida ou refletida pelos objetos na superfície terrestre. Os dados podem ser adquiridos nos níveis aéreo, terrestre e orbital, de acordo com a distância entre o objeto de interesse e o sensor (Mather, 1999).

Os sensores remotos operam em diferentes bandas espectrais simultaneamente, sendo que a largura de banda define a resolução espectral. Segundo Mather (1999), o posicionamento e a resolução espectral das bandas são características muito importantes, pois determinam, em conjunto com as resoluções espacial e radiométrica, a capacidade de um sensor em discriminar ou representar os alvos em uma área imageada.

Quando a radiação interage com um objeto, pode ser refletida, absorvida ou mesmo transmitida (no caso de objetos transparentes). Em geral, a parte absorvida é transformada em calor ou em algum outro tipo de energia, e a parte refletida espalha-se pelo espaço. O fator que mede a capacidade de um objeto para refletir a energia radiante indica sua reflectância, enquanto que a capacidade de absorver energia radiante é indicada por sua absortância e, da mesma forma, a capacidade de transmitir energia radiante é indicada por sua transmitância. Certamente, um objeto escuro e opaco tem um valor baixo para a reflectância, alto para a absortância e nulo para a transmitância. A reflectância, absortância e a transmitância costumam ser expressas em porcentagem (ou por um número entre 0 e 1).

Podemos medir a reflectância de um objeto para cada tipo de radiação que compõe o espectro eletromagnético e então perceber, por meio dessa experiência, que a reflectância de um mesmo objeto pode ser diferente para cada tipo de radiação que o atinge. A *Figura 8* mostra como uma folha verde tem valores diferentes de reflectância para cada comprimento de onda, desde o azul até o infravermelho próximo. Esse tipo de curva, que mostra como varia a reflectância de um objeto para cada comprimento de onda, é denominada assinatura espectral e depende das propriedades do objeto.

Analisando a assinatura espectral da folha verde na *Figura 8*, podemos explicar as razões para as variações encontradas: na banda visível (R, G e B), a pequena reflectância (maior absortância) é produzida por pigmentos da folha (clorofila, xantofila e carotenos) enquanto que na banda infravermelha (IR), a maior reflectância resulta da interação da radiação com a estrutura celular superficial da folha. Duas características notáveis resultam dessa assinatura espectral: i) a aparência verde da folha, e, por extensão, da vegetação, está relacionada a sua maior reflectân-

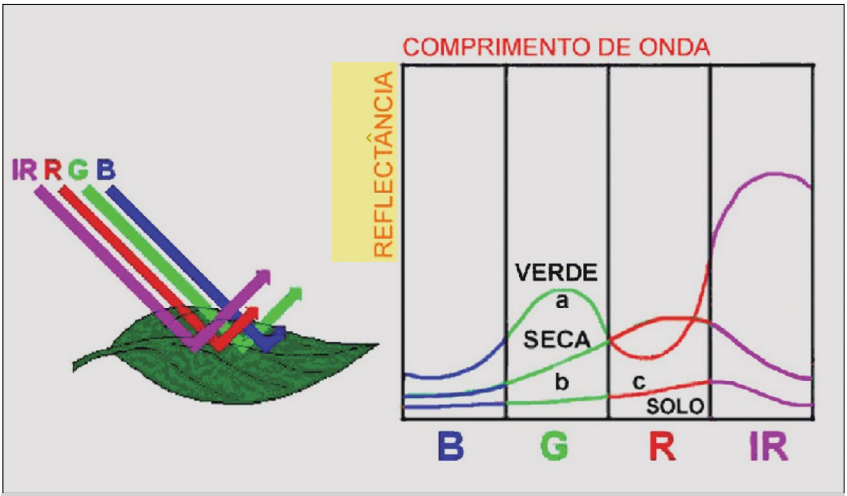


Figura 8. Representação generalizada da assinatura espectral de uma folha verde (a), uma seca (b) e da superfície do solo descoberto (c). As letras representam os comprimentos de ondas do azul (B), verde (G), vermelho (R) e infravermelho (IR).

cia nessa banda (G) e é produzida pela clorofila, ii) a elevada reflectância na banda infravermelha (IR) está relacionada aos aspectos fisiológicos da folha e varia com seu conteúdo de água na estrutura celular superficial; por isso é um forte indicador de sua natureza, estágio de desenvolvimento, sanidade, etc. A essa altura, observando a curva "b" da mesma figura, a assinatura espectral de uma folha seca, já é possível deduzir a razão de tais comportamentos espectrais.

Veja-se ainda nessa figura a curva "c", que mostra a assinatura espectral de uma amostra de solo descoberto; no caso do exemplo, trata-se de um tipo de solo contendo ferro e pouca matéria orgânica.

De acordo com Novo (1989), cada objeto apresenta um comportamento diferente frente à relação entre a radiação que nele incide e a radiação por ele refletida, transmitida e absorvida, denominado de comportamento ou resposta espectral.

O conhecimento das propriedades espectrais das plantas, responsáveis pelo comportamento espectral do dossel como um todo, bem como das características associadas ao solo, é de extrema importância para a compreensão dos fenômenos da interação da radiação eletromagnética com a vegetação (Rudorff & Batista, 1990; Santos Junior *et al.*, 2002).

Outras características inerentes aos alvos também interferem em seu comportamento espectral, além das características físico-químicas. São exatamente esses comportamentos espectrais que podem ser captados de uma lavoura e interpretados de acordo com a assinatura espectral das folhas, por exemplo, de plantas atacadas por nematoides. O conhecimento das propriedades espectrais das plantas, responsáveis pelo comportamento espectral do dossel como um todo, bem como das características associadas ao solo, é de extrema importância para a compreensão dos fenômenos da interação da radiação eletromagnética com a vegetação.

3. Sensores orbitais

Os satélites são engenhos colocados em órbita na Terra e que promovem continuamente a aquisição de dados relacionados às propriedades primárias dos objetos. Por estarem a grandes altitudes (tipicamente entre 600 e 1.000 km) têm a capacidade de abranger, em seu campo de visada, uma grande porção da superfície terrestre. Ao mesmo tempo, como têm que orbitar ao redor da Terra, promovem uma cobertura que se repete ao longo do tempo, permitindo o acompanhamento da evolução das propriedades de reflexão ou emissão dos objetos e fenômenos (Rudorff *et al.*, 2002). Segundo essa mesma fonte, os satélites podem apresentar uma grande variação quanto ao padrão orbital em relação à Terra e enquadram-se em duas grandes categorias: os de órbita baixa e os de órbita alta. Os de órbita alta têm sua aplicação principal no campo da meteorologia, sendo apenas marginal sua aplicação no sensoriamento remoto. Os de órbita baixa englobam a maioria dos satélites de sensoriamento remoto. Para o sensoriamento remoto da superfície terrestre, no Brasil, os satélites mais utilizados são os dos sistemas Landsat, SPOT, NOAA, Terra, Radarsat e ERS (todos programas internacionais) e o CBERS e o SSR/MECB (do Brasil).

Epiphanio (2002), citado por Rudorff *et al.* (2002), publicou uma descrição detalhada do programa Spot (Satellite Pour Observation de la Terre). Trata-se de um sistema de observação da Terra projetado pela Agência Espacial Francesa (CNES - Centre

National d'Études Spatiales), operado por sua subsidiária Spot Image. A plataforma do Spot, atualmente, orbita a Terra com três satélites, a saber: Spot-2, 4 e 5. Tal fato possibilita o acesso a qualquer ponto da Terra em menos de 24 horas. Atuando em conjunto, esses engenhos possibilitam revisitas em intervalos de 3 a 5 dias. Esses satélites operam com sensores ópticos em bandas do visível, infravermelho próximo e infravermelho médio (Batistella *et al.*, 2004).

Conforme menção de Epiphanio (2002), citado por Rudorff *et al.* (2002), o Spot-4 é classificado como um satélite de órbita baixa, orbitando a 830 km de altitude. Considerando que sua órbita é circular, todas as cenas são adquiridas a uma altitude praticamente constante, assegurando constância na resolução espacial e na escala. A heliossincronicidade da órbita do Spot-4 faz com o satélite passe sobre uma certa área sempre à mesma hora solar. Com isso, a cena apresenta as mesmas condições de iluminação durante todo o ano. As variações passam a ser dependentes da sazonalidade das estações do ano e das variações intrínsecas dos alvos.

4. Mapas de produtividade e nematoides

Mais recentemente, tem sido dada ênfase aos mapas de variabilidade do potencial de produtividade obtidos por sensoriamento remoto com imagens de satélites (Epiphanio, 2007). Conforme menção de Blackmer e Schepers (1996), a avaliação da variabilidade espacial de uma lavoura pode ser realizada com o mapa de produtividade ou imagem aérea da cultura, para mostrar ou localizar as áreas com problemas de produtividade.

Schuler *et al.* (1998) mencionaram que os mapas de produtividade são muito utilizados, mas as informações são disponíveis somente após os problemas já terem afetado a produtividade agrícola. Assim, esses mapas são úteis em análises posteriores à época de sua obtenção. Doege (1999) comenta que o mapa de produtividade é um instrumento valioso na determinação da variabilidade espacial da produtividade, mas não permite determinar a causa desta variabilidade.

Entretanto, em estudo conduzido na região geoeconômica de

Rondonópolis/MT (latitude 16º28'15" S e longitude 54º38'08" O), no Sudeste do Estado de Mato Grosso, Marchiorato (2008) confirmou a efetividade dos mapas de variabilidade do potencial de produtividade como instrumentos auxiliares no manejo de nematoides em soja. O mapa foi elaborado com imagens de satélite Spot-4 na Fazenda Aimi, especializada na produção de grãos de milho e soja.

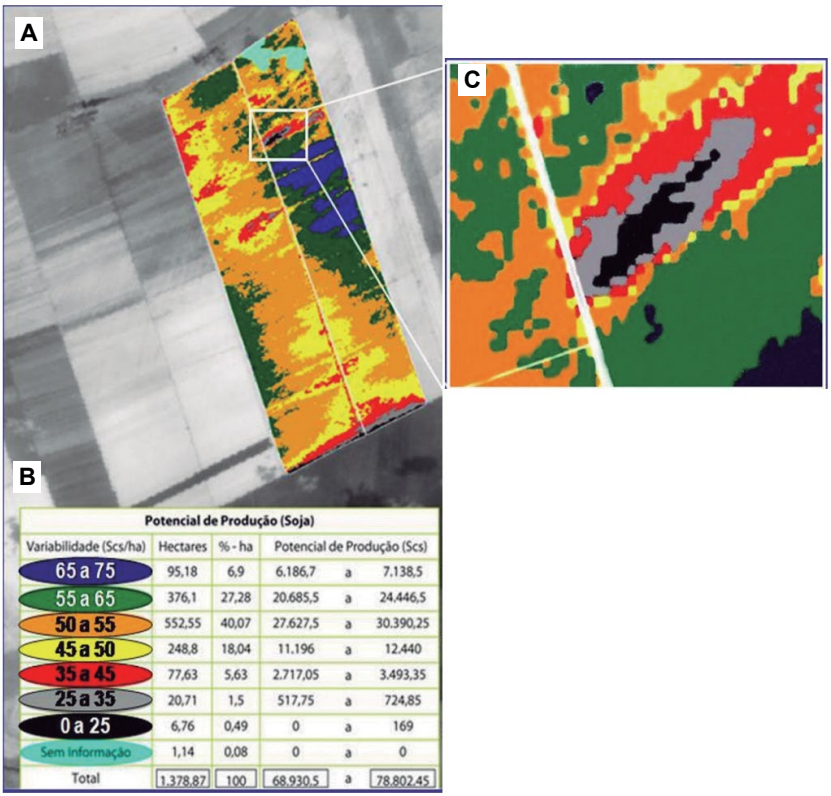
Na safra 2006/2007, foram plantadas as variedades de soja TMG 103RR e BRS ValiosaRR na fazenda. A semeadura foi efetuada no período de 6 a 13 de outubro de 2006. Na safra 2007/2008, foram plantadas as mesmas variedades da safra anterior, acrescidas da variedade Jaciara, e a semeadura foi efetuada no período de 28 de outubro a 5 de novembro de 2007.

Na safra anterior, em dezembro de 2006, estando a soja nos estádios R4 e R5, foi efetuado o imageamento de toda a área de cultivo da fazenda, totalizando 1.378,9 ha, com imagens do mencionado satélite. Essas imagens, utilizadas no presente estudo, foram obtidas da Empresa Globalsat Monitoramento Agrícola, com sede em Rondonópolis/MT que presta serviço de imageamento para fins agrícolas em todo o território nacional.

O mapa de variabilidade do potencial de produtividade estratificou as lavouras de soja da fazenda em manchas irregulares, com diferentes potenciais de produtividade, alistados em ordem decrescente (*Figura 9*), a saber: classe I - 65 a 75 sacos/ha, representada no mapa pela cor azul; II - 55 a 65, verde; III - 50 a 55, laranja; IV - 45 a 50, amarela; V - 35 a 45, vermelha; VI - 25 a 35, cinza e classe VII - 0 a 25 sacos/ha, representada no mapa pela cor preta. Não foi possível a obtenção dessas informações em fração estimada em 1% da área, dada a ocorrência de nuvens. Na safrinha seguinte, toda a área foi cultivada com milho.

Na safra de soja seguinte (2007/2008), em dezembro de 2007, estando a cultura em floração, amostras simples de solo e raízes foram coletadas em três pontos previamente georreferenciados, dentro da área correspondente a cada uma das faixas de potencial de produtividade indicadas nos mapas, utilizando-se um aparelho de GPS (Sistema de Posicionamento Global).

As amostras foram homogeneizadas, constituindo uma amostra composta representativa de cada uma das faixas de produtividade e transportadas para o Laboratório de Nematologia do



Potencial de Produção (Soja)					
Variabilidade (Scs/ha)	Hectares	% - ha	Potencial de Produção (Scs)		
65 a 75	95,18	6,9	6.186,7	a	7.138,5
55 a 65	376,1	27,28	20.685,5	a	24.446,5
50 a 55	552,55	40,07	27.627,5	a	30.390,25
45 a 50	248,8	18,04	11.196	a	12.440
35 a 45	77,63	5,63	2.717,05	a	3.493,35
25 a 35	20,71	1,5	517,75	a	724,85
0 a 25	6,76	0,49	0	a	169
Sem Informação	1,14	0,08	0	a	0
Total	1.378,87	100	68.930,5	a	78.802,45

Figura 9. Mapa de variabilidade do potencial de produtividade de soja na safra 2006/2007, na Fazenda Aimi, no Município de Rondonópolis/MT, elaborado com imagem do satélite Spot-4 da Agência Espacial Francesa. A) Mapa de toda a fazenda exibindo as classes de potencial de produtividade representadas por diferentes cores. B) Classes de potencial de produtividade, área equivalente a cada classe, porcentual da classe em relação à área da fazenda e faixa do potencial de produção para cada classe. C) Detalhe de uma reboleira refletindo o gradiente de população do nematoide. Mapa fornecido pela Empresa Globalsat Monitoramento Agrícola, com sede em Rondonópolis/MT.

Departamento de Fitossanidade da Unesp/FCAV, Câmpus de Jaboticabal/SP, onde foram processadas. Uma parte de cada amostra de solo foi encaminhada para análise de fertilidade no Laboratório de Solos e Adubos da mesma instituição, mas os resultados das análises não indicaram que problemas de fertilidade pudessem ser a causa da variabilidade dos potenciais de produtividade indicados no mapa.

Os nematoides foram extraídos das outras porções das amos-

tras de solo pelo método da flotação centrífuga em solução de sacarose, segundo Jenkins (1964) e das raízes pela técnica de Coolen e D'Herde (1972). As densidades da população de nematoides nas suspensões aquosas obtidas de alíquotas de 100 cm^3 das amostras de solo e em 10 g de raízes foram estimadas ao microscópio fotônico, com auxílio da câmara de contagem de Peters. O somatório da população estimada no solo e nas raízes representou a densidade da população dos nematoides em cada situação. Uma correlação linear simples entre as médias estimadas para o potencial de produtividade em cada faixa apontadas pelo mapa na safra anterior e a população de *Pratylenchus brachyurus* na safra seguinte foi efetuada.

Os dados indicaram que há uma correlação linear negativa entre a população de *P. brachyurus* e os valores médios das diferentes classes de potencial de produtividade (*Figura 10*). Embora o valor de R^2 possa ser considerado baixo, em função do baixo número de amostras coletadas em cada situação, o modelo indicou a natureza da inter-relação entre a população de *P. brachyurus* na fazenda e os valores médios dos potenciais de produtividade.

Esses dados confirmam que os mapas de variabilidade do po-

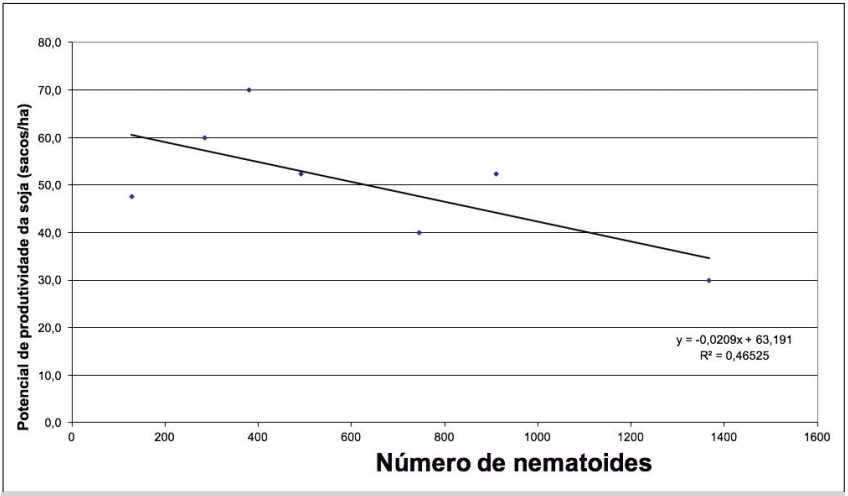


Figura 10. Correlação linear simples entre a média das classes de potencial de produtividade da soja, estimado com imagens do satélite Spot-4 na Fazenda Aimi, no Município de Rondonópolis/MT, na safra 2005/2006, e a população de *Pratylenchus brachyurus* no solo e nas raízes nas áreas correspondentes às diferentes classes de potencial de produtividade, na safra subsequente.

tencial de produtividade obtidos por satélite são eficazes para identificar e dimensionar as áreas infestadas por *P. brachyurus* dentro dos talhões de lavouras de soja.

5. Nematoides e o manejo localizado

O método tradicional para detecção de nematoides consiste em amostragem aleatória, em vários pontos da fazenda, através da coleta de solo e raízes (quando a cultura já está estabelecida) para posterior análise laboratorial. Esse procedimento não permite a obtenção de dados precisos a respeito da abrangência da infestação, dados estes que são necessários para o manejo racional dos nematoides. O problema torna-se ainda maior em culturas plantadas em áreas extensas, como ocorre com a soja, o algodão e o milho, principalmente na região do Cerrado brasileiro, que ocupam áreas frequentemente maiores que mil hectares, inviabilizando a adoção do sistema tradicional de amostragem para conhecimento da distribuição de nematoides nas propriedades. O maior objetivo de amostragens benfeitas é a racionalização de recursos empregados no manejo de nematoides. Isso porque os altos custos de controle em área total são proibitivos, fazendo com que o controle seja muitas vezes negligenciado.

Por conta da limitada capacidade de dispersão por movimentação própria, os nematoides apresentam forte tendência de se apresentarem em reboleiras. Também, e em geral, as reboleiras são formadas nos pontos de maior desnível do talhão, onde ocorre o acumulo de água da chuva, que acaba levando e aumentando a concentração de nematoides. Por conta disso, levantou-se a possibilidade de diagnosticar manchas provocadas pela ação dos nematoides por meio do comportamento espectral destas, que seria diferente do das sadias. Isso possibilitaria o reconhecimento remoto dos pontos afetados, onde deveriam ser concentrados os esforços de controle.

O avanço tecnológico e as previsões da produção, que são possíveis por meio da geração de mapas de produtividade e expansão das áreas, permitiram que se atingissem altos índices de produção e produtividade de muitas culturas. Contudo, muitos fatores são considerados restritivos ao aumento de produtivi-

dade. Entre esses, destacam-se as pragas e doenças e, especialmente no caso das culturas que ocupam grandes áreas como a soja, o algodão e o milho, os nematoides têm-se destacado como fatores limitantes, por conta da frequência e da ampla gama de hospedeiros para as principais espécies de nematoides.

Para implementar um programa sustentável de manejo de nematoides, o produtor deve identificar a espécie presente e determinar o nível populacional presente em locais específicos da propriedade. Isso requer a coleta de inúmeras amostras de solo e raízes, seguida de análises de laboratório, o que se mostra eficiente, porém moroso e custoso para as áreas muito extensas. Por isso, a aplicação de nematicida em área total é praticada como medida corretiva, apesar de também aumentar os custos de produção. Com os nematoides, o que ocorre de fato é a distribuição concentrada e restrita em reboleiras e várias áreas em que estão ausentes, o que se mostra como uma situação ideal para o emprego de aplicações dirigidas em pontos específicos. A aplicação de nematicidas apenas onde se faz necessário (reboleiras) e na quantidade necessária seria mais eficiente e mais ambientalmente amigável (Lawrence *et al.*, 2007).

Como contribuição à aplicação localizada, Otoboni (2014) apresentou uma proposta de mapeamento de áreas e de demarcação de reboleiras denominada "Scouting".

A metodologia proposta por Otoboni (2014) consistiu no levantamento de evidências que comprovem a localização dos nematoides em áreas cultivadas e que as áreas infestadas mantêm-se no mesmo ponto ao longo dos ciclos de cultivo e dos manejos empregados pelos agricultores. Para isso, foram realizadas visitas no campo à área de soja com nematoides (*Tabela 2*) e feita demarcação das reboleiras presentes, utilizando um aplicativo de "Scouting" para smartphone, com posterior análise e confecção de mapas com o programa ArcGIS 10.2 (*Figura 11*).

Vale destacar que as reboleiras foram demarcadas no campo em janeiro de 2014, antes de o Google Earth atualizar a imagem de satélite apresentada em 2/2/2014, mostrando as reboleiras demarcadas no campo. O total da área do talhão é de 6,06 ha. A reboleira 1 demarcada possui uma área de 0,22 ha, a reboleira 2, 0,34 ha e a reboleira 3, 0,02 ha, totalizando 0,58 ha, ou seja, 9,6% da área do talhão. Na área, observa-se que foram de-

Tabela 2. Resultado das análises de solo (100 cm^3) e de raízes (10 g) de nematoides em soja, nas reboleiras encontradas no talhão do Sítio Nossa Senhora Aparecida, Ibirarema/SP, demonstradas na Figura 11 e realizadas em janeiro de 2014.

	Meloidogyne incognita		*Rotylenchulus reniformis*		*Pratylenchus brachyurus*	
	solo	**raízes**	**solo**	**raízes**	**solo**	**raízes**
Soja Ibirarema/SP	3.504	7.584	464	24	64	768

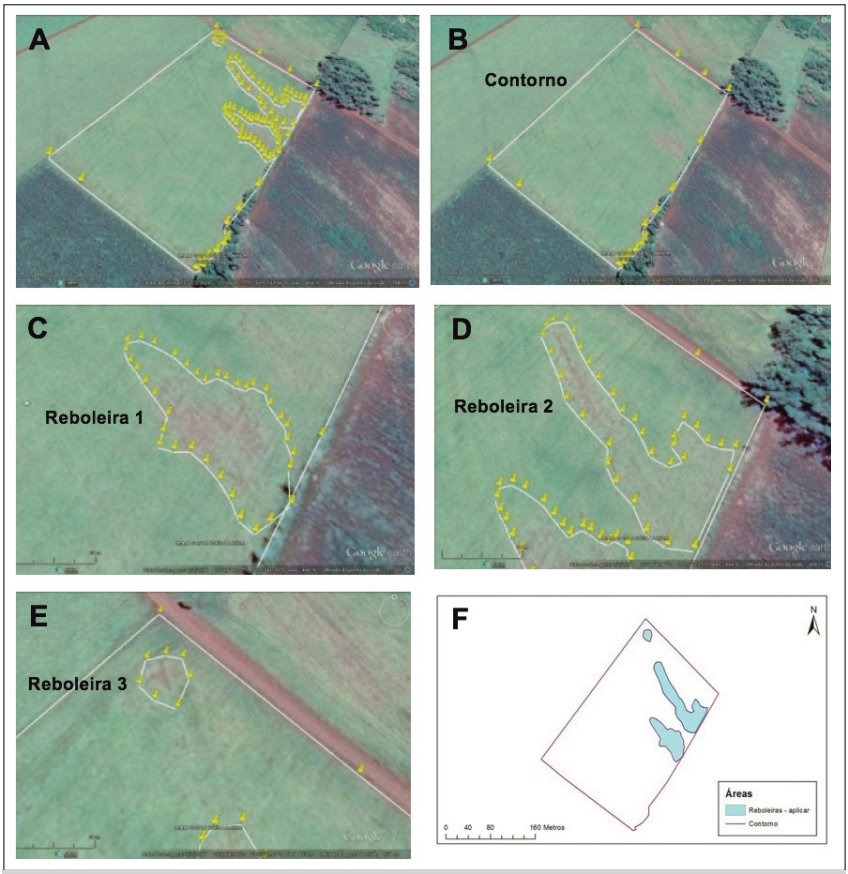


Figura 11. Mapas de "Scouting" de reboleiras de nematoides em soja, Ibirarema/SP. A) Reboleiras na área de soja; B) Contorno da área; C) Demarcação da reboleira 1; D) Demarcação da reboleira 2; E) Demarcação da reboleira 3; F) Mapa em SIG para o manejo localizado das reboleiras de nematoides. Imagens do Google Earth.

tectados nematoides importantes da cultura de soja (Dias *et al.*, 2010; Gricolli & Asmus, 2013): *Meloidogyne incognita*, *Rotylenchulus reniformis* e *Pratylenchus brachyurus*. Para fazer o mapa das reboleiras, recomenda-se, primeiramente, demarcar o contorno da área (*Figura 11B*) com algum dispositivo GNSS e, em seguida, coletar os contornos das reboleiras dentro da área (*Figuras 11C, 11D* e *11E*), da mesma forma e mantendo-se uma área de bordadura maior ao redor desta, visto que é nos bordos das reboleiras que ocorre a expansão dos nematoides na área e, consequentemente, da reboleira (Barker, 1985). Com base nesse mapa de "Scouting", pode-se elaborar o mapa de controle ou manejo localizado da área (*Figura 11F*).

A metodologia de demarcação de reboleiras no campo mostrou-se relativamente simples e rápida de ser executada, e o manejo localizado dos nematoides com esta metodologia trará ganhos ambientais e econômicos significativos, uma vez que as aplicações dos nematicidas serão direcionadas apenas às áreas das reboleiras. Com efeito, na *Figura 11F*, o mapa de aplicação gerado prevê a aplicação do nematicida em apenas 9,6% da área do talhão, ou seja, uma economia de mais de 90% do insumo a ser originalmente aplicado.

Com o mapa de aplicação previamente determinado na safra de soja 2013/2014, acrescido de uma margem de 6 m nas bordaduras como segurança em relação ao erro de 3 m de posicionamento GPS da época de demarcação (*Figura 12*), realizou-se a aplicação localizada do nematicida à base de cadusafós, na dosagem de 4,0 $L.ha^{-1}$ do produto comercial, nas reboleiras infestadas principalmente por *M. incognita*, no ato da semeadura da safra de soja 2014/2015. Para isso, foi utilizado um aplicador de produtos no sulco de plantio e/ou adubação da semeadora da marca Orion, equipado com controladores eletrônicos, computador de bordo e receptor GPS (*Figura 13*). Tal equipamento permite a deposição automática da calda de aplicação no sulco aberto pela semeadora, no ato da semeadura da cultura, mediante a programação do mapa de aplicação em seu computador de bordo.

Com essa tecnologia, é possível realizar a aplicação de defensivos, químicos ou biológicos, de forma localizada e automática nas reboleiras, ou seja, sem a necessidade de operação do equipamento, uma vez que o mapa de aplicação está programado

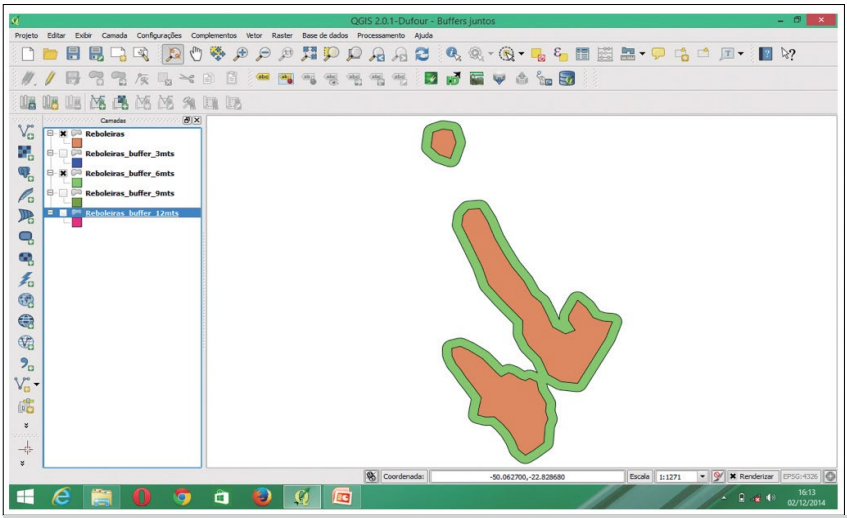


Figura 12. Mapa de aplicação com a bordadura de segurança de 6 m em relação à demarcação das reboleiras.

Figura 13. Equipamento para a aplicação localizada de insumos em sulcos de semeadura provido de controladores eletrônicos e computador de bordo.

em seu computador de bordo. Assim, o agricultor realiza normalmente a semeadura da cultura, e o equipamento deposita automaticamente a calda de aplicação nas áreas demarcadas.

Após a aplicação, o equipamento fornece o mapa da aplicação (*Figura 14*) e, nesta aplicação realizada, o mapa obtido no computador de bordo do equipamento revelou a deposição automática da calda nematicida nas reboleiras, na dosagem programada. Também demonstrou que apenas 18,46% da área do talhão recebeu a aplicação do nematicida, ou seja, com uma economia de 81,54%.

Neste trabalho, a aplicação localizada do nematicida apresentou-se eficiente no combate aos nematoides, com uma variação na produtividade de grãos nas reboleiras de 55,48% a 113,40% em relação à testemunha sem o nematoide (*Figura 15*). Vale destacar ainda que, na safra anterior, não houve produção nas reboleiras.

Na *Figura 16*, é apresentado o ciclo completo da metodologia realizada em Ibirarema/SP para a aplicação localizada de nematicida para o controle de nematoides.

Ademais, Wheeler *et al.* (1999), Baird *et al.* (2001) e Wrather

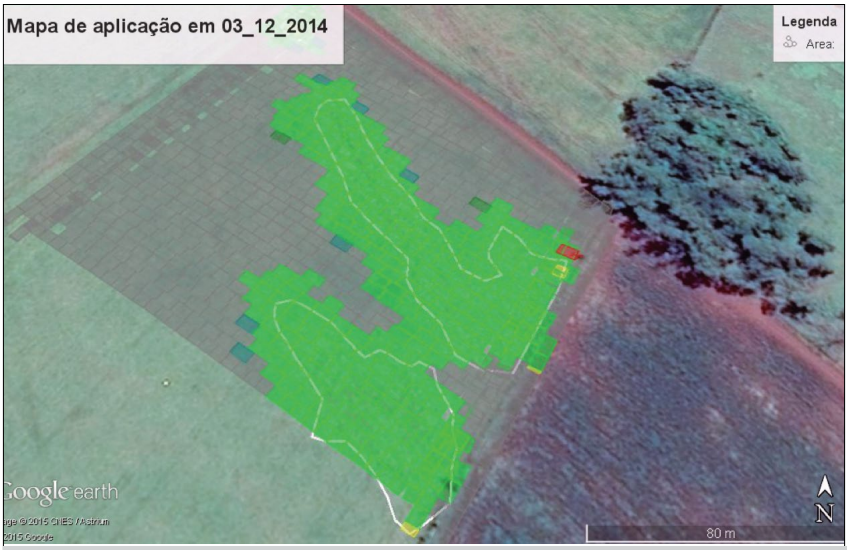


Figura 14. Mapa de aplicação obtido do computador de bordo do equipamento Hunter, em aplicação localizada de nematicida em área de soja.

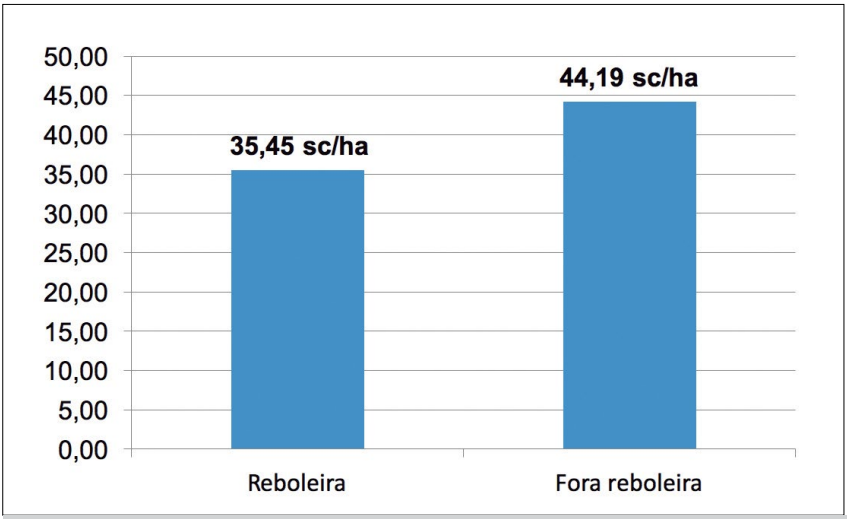


Figura 15. Produtividade de soja (2014/2015) em área infestada com *Meloidogyne incognita*, *Rotylenchulus reniformis* e *Pratylenchus brachyurus* em Ibirarema/SP.

et al. (2001), estudando a aplicação de nematicidas químicos para o controle de *M. incognita* em algodão, confirmam que a utilização da técnica de aplicação em taxa variável reduz drasticamente a quantidade de produto aplicado, mantendo o controle em níveis adequados.

Como visto, as tecnologias para o manejo localizado de nematoides já estão disponíveis aos agricultores, bem como a metodologia de como fazer isso. O desafio que se coloca nesse momento é como realizar essa operação em grandes áreas.

Felizmente, novas tecnologias estão surgindo para a agricultura brasileira, e os primeiros estudos encontram-se já em andamento pelos autores deste capítulo e outros pesquisadores no Brasil e no exterior.

No caso do próprio equipamento para a aplicação localizada, a evolução já está em andamento para maiores capacidades operacionais, vendas embarcadas com as semeadoras e sistemas inteligentes para a aplicação de vários produtos na mesma operação, com injeção direta dos produtos na ponta de aplicação.

Outra tecnologia que já se encontra disponível para os agricultores, porém em processo de regulamentação no Brasil, é a

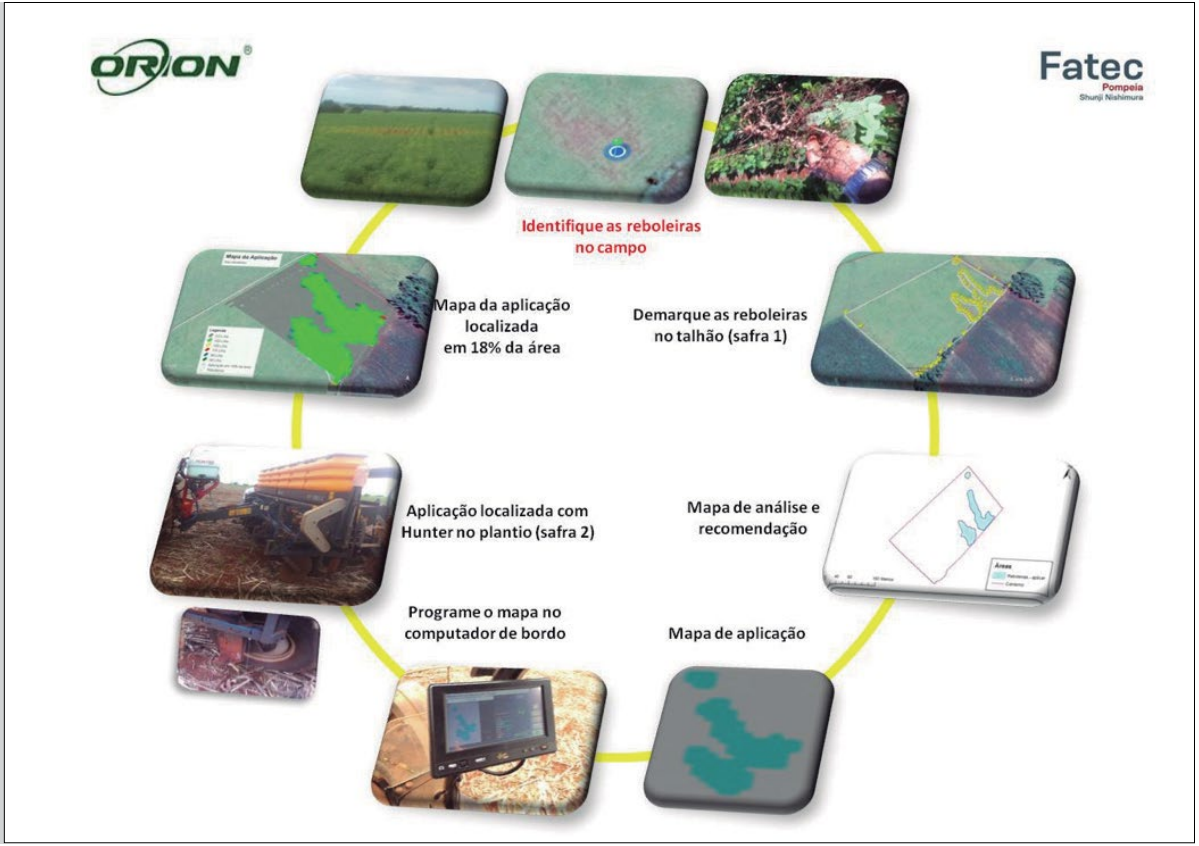


Figura 16. Ciclo do processo para a aplicação localizada de nematicida baseado na metodologia de demarcação de reboleiras "Scouting".

do Sensoriamento Remoto de lavouras com o uso de Vants (veículos aéreos não tripulados), conhecidos nos EUA como drones ("zangão" em inglês). Além desses, como já mencionado, podem ser usadas imagens de satélites ou aeronaves.

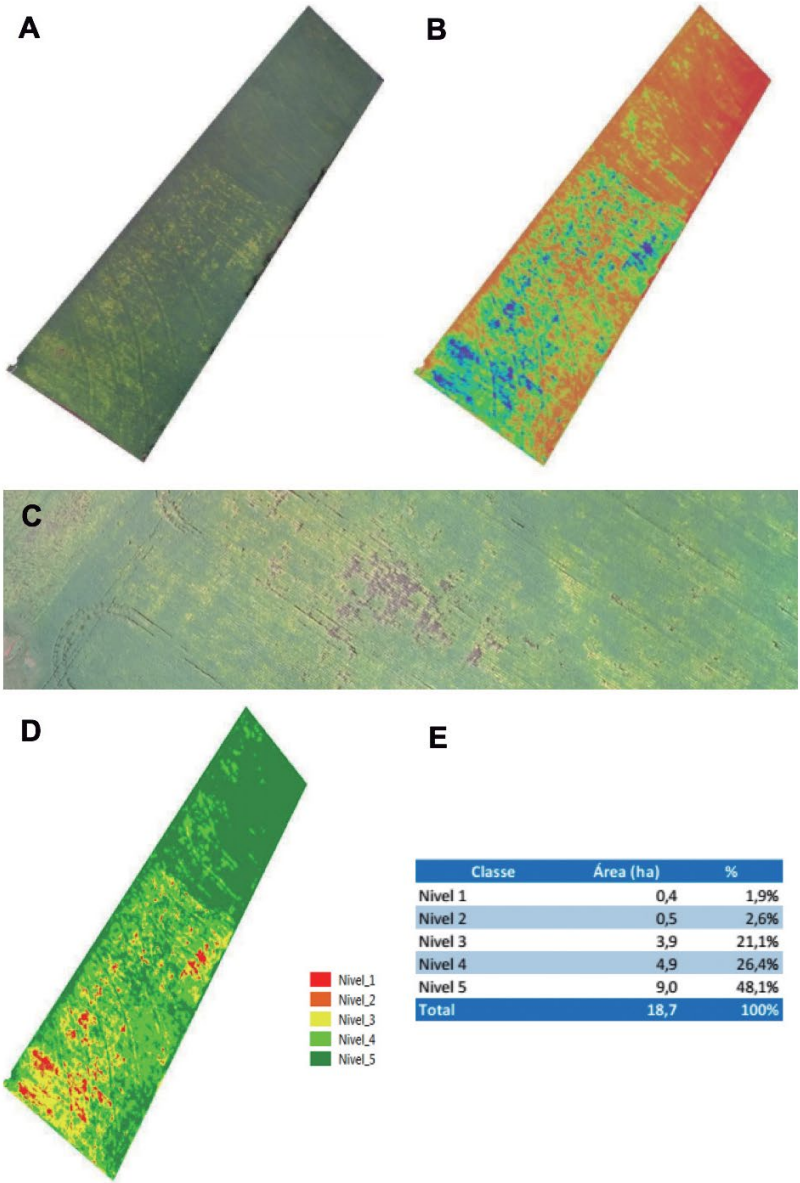
Em dois trabalhos apresentados recentemente no Congresso Brasileiro de Nematologia, Otoboni *et al.* (2015) e Gabia *et al.* (2015) propuseram o uso de imagens de Vants para a definição de áreas de manejo localizado de nematoides.

No trabalho de Gabia *et al.* (2015), o objetivo foi avaliar o uso de imagens aéreas produzidas por Vant em área de soja com problemas nematológicos, para o diagnóstico e o prognóstico de danos causados à lavoura. Assim, foi realizado um voo utilizando um hexacóptero equipado com duas câmeras GoPro, uma RGB e outra modificada para o infravermelho próximo, em talhão de soja de 18,7 hectares, no estádio R6 das plantas, parasitadas por nematoides, com predominância de *M. incognita*. A altitude de voo foi de 80 metros para uma resolução espacial da imagem de 5 cm, derivada do mosaico de imagens recolhido.

Com as imagens (*Figura 17*), foi possível visualizar os danos causados pelos nematoides à área, mostrando reboleiras bem distintas, dos mais variados tamanhos e danos. A análise das imagens permitiu classificar a área em cinco níveis de danos em ordem decrescente, do nível 1 (maior dano) ao 5 (menor dano). Assim, as áreas de 0,4 ha (1,9%), 0,5 ha (2,6%), 3,9 ha (21,1%), 4,9 ha (26,4%) e de 9,0 ha (48,1%) puderam ser estimadas nos cinco níveis de dano, respectivamente.

No trabalho de Otoboni *et al.* (2015), o objetivo foi realizar a investigação de áreas de soja com problemas nematológicos com imagens produzidas por Vant, para o diagnóstico do problema e estabelecimento de áreas de manejo localizado.

Neste trabalho, foram realizados voos com Vant em duas áreas de soja conhecidas, com problemas nematológicos, notadamente com predominância de *M. incognita*, uma de 3,55 ha (área 1) e outra de 27,31 ha (área 2), no município de Ibirarema/SP. O equipamento utilizado foi uma aeronave não tripulada de asa fixa modelo SenseFly - eBee®, equipada com câmera RGB e uma segunda câmera modificada para o infravermelho próximo, contendo os canais: R, G e NIR. Os planos de voo foram estabelecidos para uma altitude de 150 m sobre áreas, com sobreposi-



Classe	Área (ha)	%
Nivel 1	0,4	1,9%
Nivel 2	0,5	2,6%
Nivel 3	3,9	21,1%
Nivel 4	4,9	26,4%
Nivel 5	9,0	48,1%
Total	18,7	100%

Figura 17. Imagens de sensoriamento remoto de lavoura de soja com o uso de Vants. A) Imagem RGB; B) Imagem do NDVI (Índice de Vegetação por Diferença Normalizada); C) Detalhe de reboleira dos nematoides; D) Níveis de danos causados pelos nematoides à área; E) Classificação em porcentagem dos níveis de dano. Imagens da Primapix.

ção longitudinal de 75% e lateral de 70%, obtendo ortomosaicos com resolução espacial final de 5 cm.

Os resultados (*Figura 18*) permitiram uma análise criteriosa das reboleiras dos nematoides nas áreas, e mapas de tratamento localizado puderam ser confeccionados. Na área 1, foi possível estabelecer uma área de aplicação de 0,73 ha, ou seja, de 20,56% da área. Na área 2, a aplicação foi definida em 12,60 ha, representando 46,32% da área.

Com efeito, estudos detalhados sobre variação da resposta espectral de culturas agrícolas por meio de técnicas de sensoriamento remoto podem ser realizados utilizando-se espectrorradiometria de campo, com a qual se obtêm medidas de reflectância da cultura a poucos metros acima do dossel (2 m a 5 m) em várias faixas de comprimento de onda, geralmente compreendidas nas regiões do visível e do infravermelho próximo do espectro eletromagnético (Daughtry *et al.* 1984, Batista & Rudorff, 1990, Rudorff *et al.*, 1997).

A influência do ataque do nematoide reniforme no comportamento espectral das plantas de algodão foi observada pela primeira vez por Gausmam *et al.* (1975), no Texas, Estados Unidos. Esses pesquisadores fizeram medidas espectrorradiométricas de plantas mantidas em vasos com diferentes níveis populacionais de *Rotylenchulus reniformis* e encontraram em plantas atacadas comportamento espectral diferente do obtido em plantas saudáveis.

Em outro trabalho realizado recentemente em algodoeiro em área de pivô, em Luiz Eduardo Magalhães/BA, a tecnologia permitiu a identificação das reboleiras mesmo antes de elas estarem visivelmente presentes na área. Após o voo e o processamento das informações, a imagem RGB da área (*Figura 19A*) não apresentava, aparentemente, sinais de reboleiras de nematoides. Contudo, ao se processar a imagem e calcular o NDVI (Índice Vegetativo com Diferença Normalizada em inglês) das plantas, revelaram-se inúmeras áreas de interferência na área, com algumas com características marcantes de nematoides. Em visita à área e coleta de amostras, pode-se verificar que as plantas estavam parasitadas por *M. incognita* (*Figura 19C*), com galhas bem evidentes nas raízes das plantas de algodoeiro. Assim, esse estudo permitiu detectar o problema e as áreas de interferência

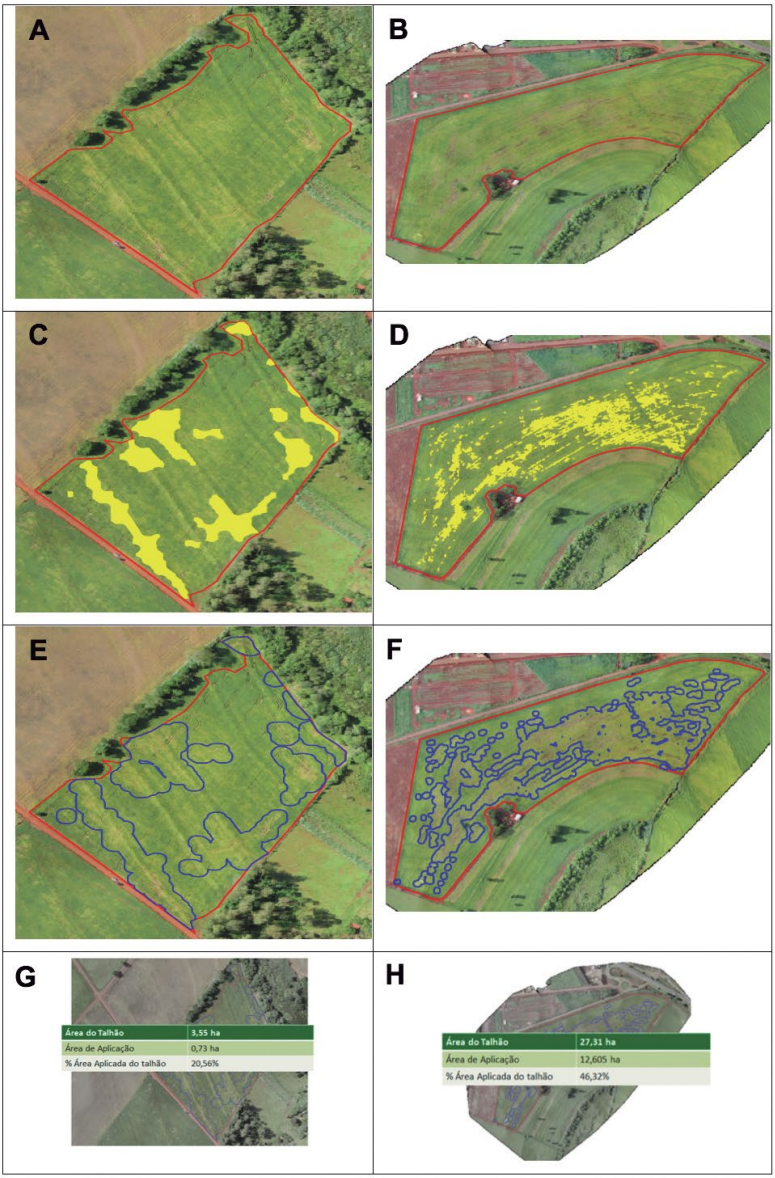


Figura 18. Imagens de sensoriamento remoto de lavoura de soja com o uso de Vants. A) Imagem RGB da área 1; B) Imagem RGB da área 2; C) Classificação das reboleiras na área 1; D) Classificação das reboleiras na área 2; E) Determinação das áreas de aplicação na área 1; F) Determinação das áreas de aplicação na área 2; G) Porcentagem da área a ser aplicada na área 1; H) Porcentagem de área a ser aplicada na área 2. Imagens da Geo Agri.

do nematoide no algodoeiro precocemente, com grandes possibilidades de sucesso no manejo localizado da área.

Um estudo de campo, também nos Estados Unidos, mas no Estado do Mississippi, foi feito por Kelley (2003), que estimou diferentes níveis populacionais de *R. reniformis* em algodão usando dados de reflectância de plantas atacadas e mapeando a área estudada de acordo com esses dados. Ambos os trabalhos mostraram ser promissora a utilização de sensoriamento remoto para o nematoide reniforme em algodão, exatamente por causa de ter sido possível detectar diferenças de reflectância entre plantas sadias e atacadas.

Em estudo conduzido entre 2001 e 2006, também no Estado do Mississippi, Doshi (2007) tentou correlacionar a população do mesmo nematoide com a reflectância apresentada pelas folhas de algodão em campo. Para isso, ele utilizou uma ferramenta conhecida como Mapas Auto-Organizáveis (SOM, na sigla em inglês), que são úteis nessa situação. Os Mapas Auto-Organizáveis são capazes de fornecer interpretação dos dados recebidos pelos sensores remotos, que normalmente são de grandes dimensões e cobrem grandes áreas, sendo necessário que os inúmeros pontos amostrados sejam agrupados e classificados quanto a sua similaridade, e, a partir disso, os mapas possam ser construídos (Kohonen, 1990; Lawrence *et al.*, 2007).

Com o objetivo de verificar a viabilidade da utilização de medidas de espectrorradiometria de campo no Brasil para detecção de infestação por nematoides na cultura da soja, Santos-Junior *et al.* (2002) coletaram dados de NDVI que permitiram assumir que *Heterodera glycines* influenciou a resposta espectral das plantas de soja. Por conseguinte, é possível detectar e mapear áreas de soja infestadas por esse nematoide utilizando-se de técnicas de sensoriamento remoto. Em outro estudo, o mesmo grupo de pesquisadores já havia verificado a possibilidade de detectar *M. javanica* em soja por meio de espectrorradiometria (Santos-Junior *et al.*, 2001). Também no Brasil, estudo de Marchiorato *et al.* (2002) em plantas de algodoeiro com o nematoide de galha (*M. incognita*), aponta que plantas situadas em pontos de maior densidade populacional do nematoide, e, consequentemente, menor biomassa, apresentaram refletância em comprimentos de onda menores.

Foi encontrada alta correlação entre dados de NDVI e parâ-

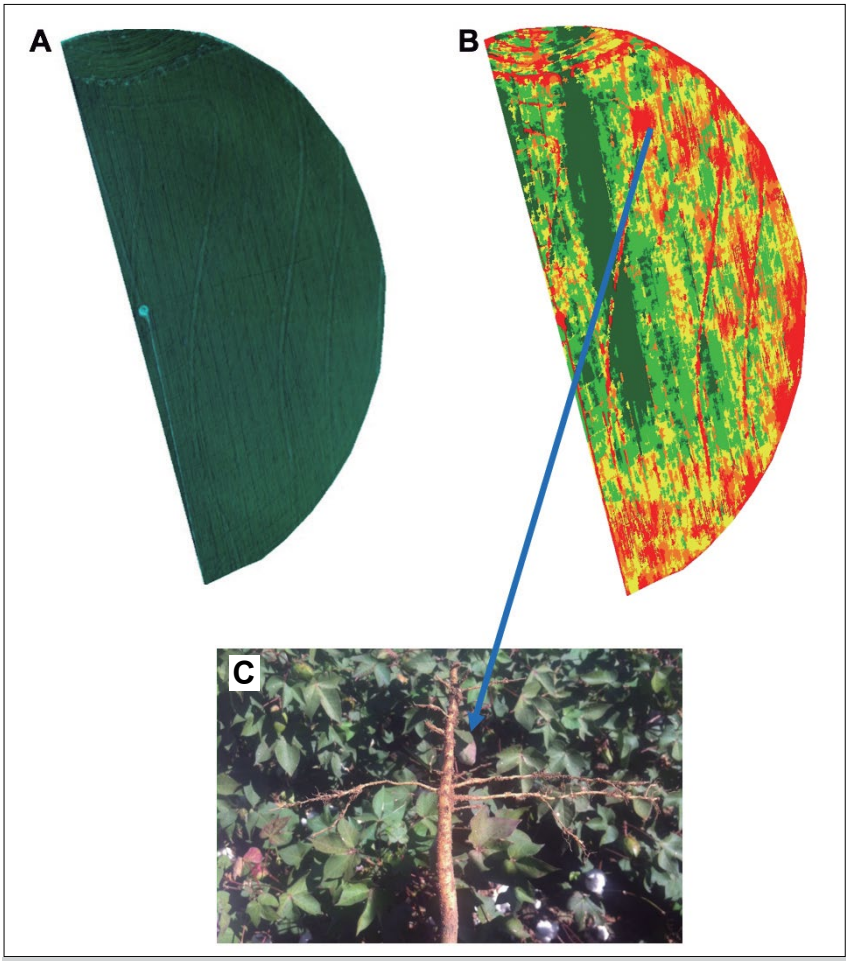


Figura 19. Imagens de sensoriamento remoto de área de pivô com algodoeiro, em Luiz Eduardo Magalhães/BA; A) Imagem RGB da área de algodão aparentemente sem problemas; B) Imagem classificada com base no NDVI das plantas, mostrando áreas de interferência na lavoura; C) Raízes de algodoeiro de uma das áreas de interferência com sintomas do ataque do nematoide de galha (*Meloidogyne incognita*).

Am.	Coordenadas	*Meloidogyne*		*Pratylenchus*		*Helicotylenchus*		*Trichodorus*	
		solo	raízes	solo	raízes	solo	raízes	solo	raízes
1	S 12°10'52,26" W 45°32'1,30"	760	140	60	76	136	04	32	00

Nematoides recuperados em 100 cm^3 de solo e em 10 g de raízes. Espécies: *Meloidogyne incognita, Pratylenchus brachyurus, Helicotylenchus dihystera.*

metros de produtividade em estudos de radiometria de campo na cultura do algodão por Stafford e Bolam (1996). Sendo assim, os estudos mencionados indicam que é possível diferenciar plantas atacadas de plantas sadias utilizando sensores remotos. Canteri (1998), Camilo *et al.* (2010) e Backes (2010) concordam que o NDVI é um excelente estimador entre os índices de vegetação existentes, das condições do vigor vegetativo e das mudanças na vegetação, pois é sensível às variações das plantas e, consequentemente, um indicador de deterioração do dossel.

6. Considerações finais

Em todos os estudos mencionados, concluiu-se que é possível utilizar dados de sensoriamento remoto (reflectância), que podem, por sua vez, ser aplicados em Mapas Auto-Organizáveis para prever a população de nematoides, inclusive em situações de campo no Brasil. Além disso, espera-se que, com testes adicionais para lapidar a técnica, será possível estimar a população de nematoides e sua localização na área. Os testes adicionais seriam dirigidos com o objetivo de verificar se diferentes tipos de solo ou de sensores orbitais poderiam fornecer os dados necessários para a construção do mapa (Lawrence *et al.*, 2007). Outra necessidade é eliminar por completo a ambiguidade que pode haver nos dados de reflectância, isto é, interpretar com certeza que os dados de comportamento espectral coletados são, de fato, por conta do sintoma observado. Do contrário, os procedimentos curativos poderiam ser dirigidos a alvos errados. Para isso, no caso de problemas com nematoides, uma medida providencial seria unir os dados de sensoriamento remoto com os de análises laboratoriais tradicionais.

Sendo assim, a utilização de dados de reflectância forneceriam informações para aplicações de nematicida dirigidas no sulco de plantio e/ou em área total para os pontos atacados e em taxas variáveis, de acordo com o tamanho da população a ser controlada. Isso reduziria a quantidade de produto químico aplicado, maximizando a produção e reduzindo o impacto no ambiente. Outras práticas de manejo tradicionais também deverão ser utilizadas, tais como a resistência genética, a destrui-

ção das plantas nas reboleiras, a sucessão/rotação de culturas não hospedeiras ou resistentes, plantas antagonistas/cultura de cobertura, a adição de material/matéria orgânica, o alqueive, o tratamento de sementes com químico e/ou biológico (itens abordados em outros capítulos), considerando sempre um manejo integrado, uma vez que o sucesso e a sustentabilidade virão do uso combinado e sistemático de algumas dessas práticas, e não da utilização isolada de qualquer uma delas.

Referências

BACKES, K. S. Variações do índice de vegetação por diferença normalizada (NDVI) do sensor modis associadas a variáveis climáticas para o estado do Rio Grande do Sul. 2010. **Dissertação** (Mestrado em Engenharia Florestal) – Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, RS, 2010.

BAIRD, R. E.; RICH, J. R.; WATERS, D. Evaluation of variable rate nematicide applications using precision farming methods to manage *Meloidogyne incognita* on cotton. **Nematol. Mediterr.**, 25(29)247-254, 2001.

BARKER, K. R., CARTER, C. C., SASSER, J. N. **An Advanced treatise on Meloidogyne, v. II: Methodology.** Raleigh: North Caroline State University Graphics, 1985. 223 p.

BARKER, K. R.; PEDERSON, A. G.; WINDHAM, L. G. (Ed.). **Plant and nematode interactions.** Madison: American Society of Agronomy, 1998. 772 p.

BATISTA, G. T.; RUDORFF, B. F. T. Spectral response of soybean by field radiometry. **Journal of Photogrammetry and Remote Sensing**, 45:111-121, 1990.

BATISTELLA, M.; CRISCUOLO, C.; MIRANDA, E. E.; FILARDI, A. L. **Satélites de Monitoramento. Campinas: Embrapa Monitoramento por Satélite**, 2004. Disponível em: <http://www.sat.cnpm.embrapa.br>. Acesso em: 26 jan. 2008.

BLACKMER, A. M.; SCHEPERS, J. S. Using DGPS to improve corn production and water quality. **GPS World**, v.2, n.1, p.44-52, 1996.

CAMILO, A. A.; COSTA-FILHO, J. F.; SÁ, T. F. F.; BRAGA-JÚNIOR, J. M. Resposta espectral da cana-de-açúcar irrigada no município de Quixeré

no Ceará. In: simpósio Brasileiro de Ciências Geodésicas e Tecnologias de Geoinformação, 3, 2010, Recife. **Anais...** Recife, 2010. p. 103-110.

CANTERI, M. G. Uso de medidas de área foliar sadia e reflectância no manejo da mancha angular do feijoeiro. 1998. 83 p. **Tese** (Doutorado) – Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Piracicaba, SP, 1998.

COOLEN, W. A.; D'HERDE C. J. **A method for the quantitative extration of nematodes from plant tissue.** Ghent: Nematology and Entomology Research Station, 1972. 77p.

DAUGHTRY, C. S. T.; GALLO, K. P.; BIEHL L. L.; KANEMASU, E. T.; ASRAR, G.; BLAD, B. L.; NORMAN, J. M.; GARDNER, B. R. Spectral estimatives of agronomic characteristics of crops. Machine Processing of Remote Sensed Data Symposium. **Proceedings...** Purdue University, W. Lafayette, IN, 1984. p. 248-256.

DOEGE, T. A. The evolution of agriculture production. **Journal of Production Agriculture**., v. 3., n.1, p. 50-55, 1999.

DOSHI, R. A. Self-organizing maps for classification and prediction of nemtatode populations in cotton. M. S. **Thesis**. Mississippi State University. Mississippi State, 2007.

EPIPHANIO, R. D. V. Avaliação da potencialidade das imagens MODIS na estimação da área de soja no Estado de Mato Grosso. 2007. 102 f. **Dissertação** (Mestrado em Sensoriamento Remoto) - Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais (INPE), São José dos Campos. 2007. Disponível em: <http://mtc-m16b.sid.inpe.br/col/sid.inpe.br/mtc-m17@80/2007/07.18.12.27/doc/publicacao.pdf.> Acesso em: 22 agos. 2015.

GABIA, A. A., OTOBONI, C. E. M., NOGARA NETO, F. Uso de imagens de Vant para a investigação e prognóstico de área de soja infestada por nematoides. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 32, 2015. Londrina. **Resumos...** Londrina: Sociedade Brasileira de Nematologia, 2015.

GAUSMAN, H. W.; HEALD, JR.; C. M.; ESCOBAR, D. E. Effect of *Rotylenchulus reniformis* on reflectance of cotton plant leaves. **J. Nematol.** 7:368-373, 1975.

GUERREIRO, J. C.; OTOBONI, C. E. M.; BUSOLI, A. C. Agricultura de precisão no contexto do manejo integrado de pragas. In: Busoli, A.C.; Grigolli, J. F. J.; Souza, L. A.; Kubota, M. M.; Costa, E. N.; Santos, L. A. O.; Netto, J. C.; Viana, M. A. **Tópicos em entomologia agrícola V**. Jabotica-

bal: Gráfica Multipress Ltda., 2012. p.135-150.

JENSEN, J. R. Remote sensing of vegetation. In: Jensen, J. R. **Remote sensing of the environment, an earth resource perspective**. Upper Saddle River, Nova Jersey: Prentice Hall, 2000. p. 333-377.

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

KELLEY, A. T. Estimation of population thresholds of plant parasitic nematodes on cotton using hyperspectral remotely sensed data. M. S. **Thesis**. Mississippi State University. Mississippi State, 2003.

KOHONEN, T. The Self-Organizing Map. **Proc. Inst. Electric. Electron. Eng.**, 78:1464-1479, 1990.

LAWRENCE, G. W.; DOSHI, R. A.; KING, R. L.; LAWRENCE, K. S; CACERES, J. Nematode management using remote sensing technology, self--organized maps and variable rate nematicide applications. In: The World Cotton Research Conference, 2007, Lubbock-TX, (**Abstract.**), 2007.

LORDELLO, L. G. E. **Nematoides das plantas cultivadas**. 8. ed. São Paulo: Nobel, 1992. 314 p.

LUIZ, A. J. B.; EPIPHANIO, J. C. N. Amostragem por pontos em imagens de sensoriamento remoto para estimativa de área plantada por município. In: Simpósio Brasileiro de Sensoriamento Remoto, 10., Foz do Iguaçu, 2001. **Anais...** São José dos Campos: INPE, 2001. p.111-118.

MARCHIORATO, I. A. Mapas de variabilidade do potencial de produtividade obtidos por satélites como instrumentos auxiliares às decisões sobre o manejo de nematóides na cultura de soja. **Tese** de Doutorado (Produção Vegetal). Unesp/FCAV. 2008. 55 f.

MARCHIORATO, I. A.; RUDORFF, B. T. F.; SANTOS, J. M.; SANTOS-JUNIOR, R. F. Utilização do sensoriamento remoto como ferramenta para detecção de *Meloidogyne incognita* em algodão. In: Simpósio Internacional de Agricultura de Precisão, 2002, Viçosa-MG, **Anais...**, 2002.

MATHER, P. M. **Computer processing of remotely-sensed images: an introduction**. 2. ed. London: John Wiley & Sons, 1999. 210 p.

NOVO, E. M. M. **Sensoriamento remoto: princípios e aplicações.** São Paulo: Edgard Blucher, 1989. 308p.

OERKE, E. C.; GERHARDS, R.; MENZ, G.; SIKORA, R. A. **Precision Crop Protection - The Challenge and Use of Heterogeneity**, Nova York: Springer, 2010. 441p.

OTOBONI, C. E. M. Eficiência do controle de nematoides, ferrugem e bicho mineiro em cafeeiros. 2003, 102 f. **Tese** (Doutorado em Agronomia) – Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal, 2003.

OTOBONI, C. E. M., Distribuição espacial de nematoides em área cultivada com milho (Zea mays l.) e análise de estratégias de controle com base em agricultura de precisão. 2012. 9 f. **Monografia** (Trabalho de Graduação). Faculdade de Tecnologia Shunji Nishimura, Pompeia, 2012.

OTOBONI, C. E. M. Metodologia de demarcação de reboleiras para o manejo localizado de nematoides. In: Congresso Brasileiro de Agricultura de Precisão, 2014, São Pedro-SP. **Anais...**, 2014, 4 p.

RICH, J.; BAIRD, R.; DUNN, R.; WRIGHT, D. **Using GIS/GPS for Variable-Rate Nematicide Application in Row.** University of Florida, Institute of Food and Agricultural Sciences. Fevereiro 2003. Disponível em: http://ufdcimages.uflib.ufl.edu/IR/00/00/28/33/00001/IN46400.pdf. Acessado em 30 abr. 2015.

RUDORFF, B. F. T.; BATISTA, G. T. Yield estimation of sugarcane based on Agrometeorological-spectral models. **Remote Sensing of Environment**, St. Paul, v. 33, n. 3, p. 183-192, Sept. 1990.

RUDORFF, B. F. T.; MOREIRA, M. A.; OVIEDO, A.; FREITAS, J. G. Efeito do nitrogênio e do déficit hídrico na resposta espectral de cultivares de trigo. Simposio Latino Americano de Percepción Remota. Mérida, Venezuela. CD-ROM. **Anais...**,1997.

RUDORFF, B. F. T.; MORAES, E. C.; PONZONI, F. J.; CAMARGO JÚNIOR, H.; CONFORTE, J. C.; MOREIRA, J. C.; EPIPHANIO, J. C. N.; MOREIRA, M. A.; KAMPEL, M.; ALBUQUERQUE, P. C. G.; MARTINI, P. R.; FERREIRA, S. H.; TAVARES JÚNIOR, S. S.; SANTOS, V. M. N. Curso de uso de sensoriamento remoto no estudo do meio ambiente. São José dos Campos: INPE, 2002. 279 p. **Curso** (INPE-8984-PUD/62). Disponível em: <http://urlib.net/sid.inpe.br/sergio/2005/06.13.16.47>. Acesso em: 23 abr. 2009.

SANTOS-JÚNIOR, R. F.; SANTOS, J. M.; RUDORFF, B. F. T. MARCHIORATO, I. A. Espectrorradiometria de campo no visível e infravermelho próximo para detecção de áreas infestadas com *Meloidogyne javanica* em soja.

In: Congresso Brasileiro de Nematologia, 23, 2001, Marília-SP. **Anais...** Marília-SP, 2001. 1 p.

SANTOS-JÚNIOR, R. F.; SANTOS, J. M.; RUDORFF, B. F. T.; MARCHIORATO, I. A. Detecção de *Heterodera glycines* em plantio de soja mediante espectrorradiometria no visível e infravermelho próximo. **Fitopatologia Brasileira** 27:355-360, 2002.

SCHULER, R. T.; LANGTON, S. J.; WOLKOWSKI, R. P. Remote sensing research in Wisconsin soybean and corn production fields. In: INTERNATIONAL CONFERENCE ON PRECISION AGRICULTURE. 4., Minnesota, 1998. **Proceedings…** Minnesota: ASA; CSSA; SSSA, 1998. P.1435-1445.

SILVA, E. A.; SILVA, J. F. V.; MONICO, J. F. G.; HIROMOTO, D. M. Perspectivas no manejo e controle localizado de doenças das culturas: uma abordagem no manejo do nematóide de cisto da soja. In: Borém, A.; Giúdice, M. P.; Queiroz, D. M.; Mantovani, E.C.; Ferreira, L. R.; Vale, F. X. R.; Gomide, R.L. (Eds.) **Agricultura de Precisão**, 2000. pp. 409-453.

STAFFORD, J. V.; BOLAM, H. C. Improving reliability of position resolution using GPS for precision agriculture. **Abstract**, International Conference on Agricultural Engineering, Madri 2:985-986, 1996.

TIHOHOD, D. **Nematologia Agrícola Aplicada.** Jaboticabal: FUNEP, 1993. 372p.

WHEELER, T. A.; KAUFMAN, H. W.; BAUGH, B.; KIDD, P.; SCHUSTER, G.; SIDERS, K. Comparison of variable and single-rate applications of aldicarb on cotton yield in fields infested with *Meloidogyne incognita*. **J. Nematol.**, 31(4S):700-708, 1999.

WRATHER, J. A.; STEVENS, W. E.; KIRKPATRICK, T. L.; KITCHEN, N. R. Effects of site-specific applications of aldicarb on cotton in a *Meloidogyne incognita*-infested field. **J. Nematol.**, 34:115-119, 2001.

CAPÍTULO 5

Resistência e tolerância aos nematoides no algodoeiro

Richard F. Davis
USDA-ARS - Tifton/GA

Salliana R. Stetina
USDA-ARS - Stoneville/MS

Introdução

Meloidogyne incognita é amplamente conhecido como o nematoide-das-galhas e *Rotylenchulus reniformis* é conhecido como o nematoide reniforme. Tanto *M. incognita* como *R. reniformis* ocorrem nos solos tropicais temperados, semitropicais e quentes dentro de 35° do equador (Robinson *et al.*, 2001; Robinson, 2008; Taylor & Sasser, 1978), que é também onde maior parte da produção de algodão do mundo ocorre. A maior parte das áreas de produção de algodão do mundo estão em risco de uma ou de ambas estas espécies de nematoides. Embora outros nematoides também parasitem algodão, *M. incognita* e *R. reniformis* são responsáveis pela maioria das perdas econômicas. Estima-se que a produção de algodão nos EUA em 2014 tenha sofrido uma redução de 5,5% por *M. incognita* e 3,1% por *R. reniformis*, e todos os outros nematoides causaram prejuízos de apenas 0,2% (Lawrence *et al.*, 2015). Não há estimativas de prejuízos em outros países, mas *M. incognita* foi relatado em inúmeras áreas da África, Brasil, China, Índia e Oriente Médio (Robinson, 2008). No estado de Mato Grosso do Sul, no Brasil, 28% das lavouras amostradas tiveram *M. incognita* e 17% tinham *R. reniformis* (Asmus, 2004). Informações detalhadas sobre a biologia de *M. incognita* e *R. re-*

CHAPTER 5

Resistance and tolerance to nematodes in cotton

Richard F. Davis
USDA-ARS - Tifton/GA

Salliana R. Stetina
USDA-ARS - Stoneville/MS

Introduction

Meloidogyne incognita is widely known as the southern root-knot nematode or the cotton root-knot nematode and *Rotylenchulus reniformis* is known as the reniform nematode. Both *M. incognita* and *R. reniformis* occur in the tropical, semi-tropical, and warm temperate soils within 35° of the equator (Robinson *et al.*, 2001; Robinson, 2008; Taylor and Sasser, 1978), which is also where most of the world's cotton production occurs. Most of the cotton-producing areas of the world are at risk form one or both of these nematode species. Although other nematodes also parasitize cotton, *M. incognita* and *R. reniformis* are responsible for a large majority of the economic losses. Estimates are that cotton production in the U.S. in 2014 was reduced 5.5% by *M. incognita* and 3.1% by *R. reniformis*, and all other nematodes were estimated to cause combined losses of only 0.2% (Lawrence *et al.*, 2015). Loss estimates are lacking for other countries, but *M. incognita* has been reported from numerous areas in Africa, Brazil, China, India, and the Middle East (Robinson, 2008). In the state of Motto Grosso do Sul, Brazil, 28% of fields sampled had *M. incognita* and 17% had *R. reniformis* (Asmus, 2004). Detailed

niformis podem ser encontradas em revisões bibliográficas anteriores (Moens *et al.*, 2009; Robinson, 2008; Starr, 1998).

A resistência e a tolerância aos nematoides parasitas de plantas são atributos genéticos para os quais as plantas podem ser selecionadas. Uma fonte com um alto nível de resistência a *M. incognita* está disponível para os melhoristas de algodão há várias décadas (Shepherd, 1974), e duas fontes com elevados níveis de resistência a *R. reniformis* tornaram-se disponíveis mais recentemente (Bell *et al.*, 2014; 2015). No entanto, as primeiras cultivares amplamente adaptadas e com um alto nível de resistência a *M. incognita* só foram disponibilizadas aos agricultores nos EUA em 2014. Uma cultivar do tipo Acala, NemX, adaptada para áreas limitadas do extremo oeste dos EUA, foi lançada em 1997 (Oakley, 1995). Cultivares com altos níveis de resistência ao nematoide reniforme ainda não foram lançadas. A disponibilidade limitada de cultivares de algodão com resistência aos nematoides é devido ao tempo exigido e também à dificuldade em realizar a fenotipagem em plantas individuais e ao fato de que a genética que controla a resistência é complexa (Starr *et al.*, 2007).

O uso de uma cultivar resistente é o método mais eficiente de controle de nematoides (Starr *et al.*, 2002). Em comparação com outros métodos de controle de nematoides em culturas, tais como nematicidas, rotação de culturas e controle biológico, a resistência da planta hospedeira é mais fácil de implementar e tem resultados mais previsíveis (Starr *et al.*, 2007). Além disso, a resistência é a tática de controle mais eficiente em relação aos custos, porque não há custos adicionais, tais como produtos químicos, equipamentos ou custos de aplicação; não há possibilidade de mau funcionamento do equipamento ou calibração imprecisa, que resulta em eficácia reduzida; condições ambientais têm um efeito limitado sobre a expressão da resistência em algodão e as lavouras não precisam ser cultivadas com uma planta de cobertura menos rentável. Uma vantagem adicional do uso de uma cultivar resistente é que o dano causado pelo complexo de doenças que envolvem os nematoides, como fungos vasculares da murcha de fusárium ou verticilium, ou fungos de tombamento, pode ser reduzido significativamente (Mai & Abawi, 1987; Koenning *et al.*, 2004; Robinson, 2007). Robinson *et al.* (2005) relataram que, em muitas lavouras do Centro-Sul dos EUA, 50% ou mais da população de *R.*

information regarding the biology of *M. incognita* and *R. reniformis* can be found in previous reviews (Moens *et al.*, 2009; Robinson, 2008; Starr, 1998).

Resistance and tolerance to plant-parasitic nematodes are genetic attributes for which plants can be selectively bred. A source with a high level of resistance to *M. incognita* has been available to cotton breeders for several decades (Shepherd, 1974), and two sources with high levels of resistance to *R. reniformis* have become available more recently (Bell *et al.*, 2014; 2015). However, the first widely-adapted cultivars with a high level of resistance to *M. incognita* were only made available to farmers in the U.S. in 2014. An Acala-type cultivar, NemX, adapted to limited areas of the far western U.S. was released in 1997 (Oakley, 1995). Cultivars with high levels of resistance to *R. reniformis* have not yet been released. The limited availability of cotton cultivars with resistance to nematodes is due in part to the time commitment and difficulty in effectively phenotyping individual plants and in part to the fact that the genetics controlling the resistance is complicated (Starr *et al.*, 2007).

The use of a resistant cultivar is the single most efficient method of nematode control (Starr *et al.*, 2002). Compared to other methods of managing nematodes in crops such as nematicides, crop rotation, cultural controls, and biological control, host plant resistance is easier to implement and has more predictable results (Starr *et al.*, 2007). Additionally, resistance is the most cost efficient control tactic because there are no additional costs such as products, equipment, or application costs; there is no possibility of equipment malfunction or inaccurate calibration resulting in reduced effectiveness; environmental conditions have a limited effect on the relative expression of resistance in cotton; and fields do not need to be planted with a less profitable crop. An additional benefit from using a resistant cultivar is that damage from disease complexes involving nematodes and either vascular wilt fungi or seedling disease fungi may be significantly reduced (Mai and Abawi, 1987; Koenning *et al.*, 2004; Robinson, 2007). Robinson *et al.* (2005) reported that in many fields in the Midsouthern U.S., 50% or more of the reniform nematode population was found

reniformis foi encontrada em profundidades abaixo de 36 cm e contribuiu para a queda na produção de algodão; a resistência de plantas poderia controlar a população de nematoides em partes do solo abaixo da camada arável (Robinson *et al.*, 2006). Se necessário, a utilização de cultivares resistentes pode ser combinada de forma eficaz com qualquer outro método de manejo.

1. Definições

A maioria das plantas é não hospedeira para a maioria dos fitonematoides e é, portanto, imune a esses nematoides particulares. Nematoides não parasitam as plantas, portanto, nenhuma reprodução do nematoide ocorre e as plantas não são danificadas. Plantas hospedeiras são parasitadas pelo nematoide, mas a intensidade de reprodução de nematoides que ocorre e a quantidade de dano para a planta podem variar grandemente. As plantas que são parasitadas em qualquer grau podem ser corretamente denominadas de hospedeiras para um nematoide, independentemente do nível de reprodução ou da quantidade de dano. A resistência e a tolerância são termos usados para diferenciar as quantidades relativas de reprodução do nematoide e danos para a planta.

Resistência e tolerância são conceitos importantes no estudo e tratamento de doenças de plantas, incluindo nematoides, e no âmbito da disciplina de Nematologia, resistência e tolerância têm significados específicos que diferem de seu uso em outras disciplinas. A resistência e a suscetibilidade a nematoides parasitas de plantas representam um espectro que descreve o efeito de uma planta hospedeira sobre a capacidade de um nematoide se reproduzir (Cook & Evans, 1987). Similarmente, a tolerância e a intolerância representam um espectro que descreve o grau de danos infligidos pelo nematoide à planta hospedeira (Cook & Evans, 1987). A tolerância é tipicamente medida em termos de diminuição de produção, embora outros parâmetros de crescimento possam ser utilizados. Estes termos são apresentados graficamente na *Figura 1* (de acordo com McKenry & Roberts, 1985).

Os níveis relativos de resistência ou suscetibilidade são tipicamente determinados por comparação entre os genótipos na reprodução do nematoide, resultando numa variedade de reações. Os

at depths below 36 cm and contributed to cotton yield suppression; host plant resistance could manage the nematode population in parts of the soil profile below the plow layer (Robinson *et al.*, 2006). If needed, the use of resistant cultivars can be combined effectively with any other control method.

1. Definitions

Most plants are non-hosts for most plant-parasitic nematodes and are therefore immune to those particular nematodes. Nematodes do not parasitize the plants, therefore no nematode reproduction occurs and plants are not damaged. Host plants are parasitized by the nematode, but the amount of nematode reproduction that occurs and the amount of damage to the plant can vary greatly. Plants that are parasitized to any degree may be correctly called a host for a nematode regardless of the level of reproduction or the amount of damage. The terms resistance and tolerance are used to differentiate the relative amounts of nematode reproduction and damage to the plant.

Resistance and tolerance are important concepts in the study and management of plant diseases, including nematodes, and within the discipline of plant nematology, resistance and tolerance have specific meanings that differ from their use in other disciplines. Resistance and susceptibility to plant-parasitic nematodes represent a spectrum describing the effect of a host plant on a nematode's ability to reproduce (Cook and Evans, 1987). Similarly, tolerance and intolerance represent a spectrum describing the degree of damage inflicted by the nematode on the host plant (Cook and Evans, 1987). Tolerance is typically measured in terms of yield suppression although other growth parameters could be used. These terms are presented graphically in *Figure 1* (modeled after McKenry and Roberts, 1985).

The relative levels of resistance or susceptibility are typically determined by comparing nematode reproduction among genotypes resulting in a range of reactions. The terms susceptible, moderately (or partially) resistant, and highly resistant are widely used with consistent definitions. Genotypes with the

termos sensíveis, moderadamente (ou parcialmente) resistentes e altamente resistentes, são amplamente utilizados com definições consistentes. Os genótipos com a maior quantidade de reprodução são designados como suscetíveis, e os genótipos com significativamente (estatisticamente) menos reprodução do que os genótipos suscetíveis são resistentes. Para diferenciar ainda mais os níveis de resistência, genótipos com menos de 10% da reprodução de um suscetível são muitas vezes classificados como altamente resistentes, enquanto que genótipos com menos reprodução do que o suscetível, mas mais do que 10%, são denominados moderadamente ou parcialmente resistentes (Hussey & Janssen, 2002). Fatores de reprodução do nematoide (população de nematoides final dividida pelo nível de inóculo inicial; FR = Pf/Pi) são por vezes usados, sendo valores baixos interpretados como representando genótipos resistentes. Mas os valores de FR dependem do nível populacional de tal modo que o aumento da população decline com níveis de inóculo mais elevados (Ferris, 1985).

Tanto a resistência quanto a tolerância podem ser úteis no controle de fitonematoides (McSorley, 1998; Potter & Dale, 1994; Reese *et al.*, 1988; Seinhorst, 1970; Young, 1998). As plantas podem mostrar resistência e tolerância simultaneamente com as plantas inibindo a reprodução do nematoide e sofrendo menos danos do que as plantas sensíveis e intolerantes. Ou a resistência e a tolerância podem ser herdadas e expressas independentemente, resultando em plantas que sejam resistentes mas intolerantes ou tolerantes mas suscetíveis (Barker, 1993; Boerma & Hussey, 1992; Cook & Evans, 1987; Evans & Haydock, 1990). Embora plantas tolerantes, porém suscetíveis, possam produzir rendimentos aceitáveis para os produtores, elas não vão suprimir a reprodução do nematoide e a densidade populacional do nematoide pode permanecer a mesma ou acima de níveis que possam prejudicar cultivares suscetíveis (Young, 1998; Stetina *et al.*, 2009). Plantas intolerantes podem ser danificadas o suficiente para ter sistemas radiculares menores que suportam menos nematoides, como é sugerido na *Figura 1*. A tolerância aos nematoides foi estudada relativamente pouco em comparação com a resistência a nematoides. A tolerância aos nematoides de uma cultura pode ser identificada através da comparação do crescimento ou rendimento das plantas com o mínimo ou nenhum nematoide com o crescimento

greatest amount of reproduction are designated as susceptible, and genotypes with significantly (statistically) less reproduction than the susceptible genotypes are resistant. To further distinguish levels of resistance, genotypes with less than 10% of the reproduction measured on a susceptible are often classified as highly resistant, whereas genotypes with less reproduction than the susceptible but more than 10% are termed moderately or partially resistant (Hussey and Janssen, 2002). Nematode reproduction factors (final nematode population divided by the initial inoculum level; RF = Pf/Pi) are sometimes used with low values interpreted as representing resistant genotypes, but RF values are density dependent such that population increase declines at higher inoculum levels (Ferris, 1985).

Both resistance and tolerance can be useful in managing plant-parasitic nematodes (McSorley, 1998; Potter and Dale, 1994; Reese *et al.*, 1988; Seinhorst, 1970; Young, 1998). Plants may express resistance and tolerance simultaneously with plants inhibiting nematode reproduction and suffering less damage than susceptible and intolerant plants. Or resistance and tolerance can be inherited and expressed independently resulting in plants that are resistant but intolerant or tolerant but susceptible (Barker, 1993; Boerma and Hussey, 1992; Cook and Evans, 1987; Evans and Haydock, 1990). Although tolerant but susceptible plants may produce acceptable yields for growers, they will not suppress nematode reproduction and the nematode population density can remain at or above levels capable of damaging susceptible cultivars (Young, 1998; Stetina *et al.*, 2009). Intolerant plants may be damaged sufficiently to have smaller root systems that support fewer nematodes, which is suggested in *Figure 1*. Crop tolerance to nematodes has been studied relatively little compared to resistance to nematodes. A crop's tolerance to nematodes can be identified by comparing plant growth or yield with minimal or no nematode parasitism to growth or yield with moderate to high levels of parasitism, and this is typically done by comparing nematicide-treated and non-treated field plots (Cook and Evans, 1987). In potato (*Solanum tuberosum*), tolerance to *Globodera pallida* and *G. rostochiensis* has been identified (Arntzen and Wouters, 1994; Dale *et al.*, 1988; Phillips *et al.*,

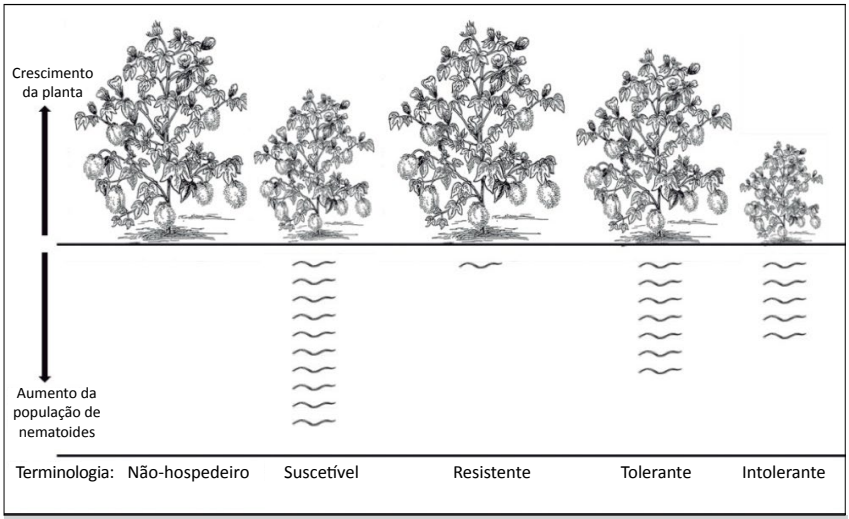


Figura 1. Representação gráfica dos efeitos de suscetibilidade ou resistência a nematoides e dos efeitos da tolerância ou intolerância no crescimento da planta e aumento da população de nematoides (de acordo com McKenry & Roberts, 1985).

ou rendimento com níveis moderados a elevados de parasitismo, e isso geralmente é feito através da comparação entre áreas tratadas com nematicidas e áreas não tratadas (Cook & Evans, 1987). Em batata (*Solanum tuberosum*), a tolerância a *Globodera pallida* e *G. rostochiensis* foi identificada (Arntzen & Wouters, 1994; Dale *et al.*, 1988; Phillips *et al.*, 1998; Trudgill & Coates, 1983; Trudgill *et al.*, 1996), e a resistência e a tolerância aos nematoides herdados independentemente (Arntzen *et al.*, 1994; Evans & Haydock, 1990; Trudgill & Cotes, 1983).

Em soja (*Glycine max*), a tolerância a *Heterodera glycines* foi identificada (Anand & Koenning, 1986; Boerma & Hussey, 1984; Hussey & Boerma, 1989; Miltner *et al.*, 1991; Reese *et al.*, 1988; Radcliffe *et al.*, 1990), e também mostra herança independente da resistência (Boerma & Hussey, 1984; Boerma & Hussey, 1992). Outras culturas nas quais foi identificada a tolerância aos nematoides incluem kenaf (*Hibiscus cannabinus*), (Cook & Mullin, 1994), abacaxi (*Ananás comosus*), (Lamelas & Schmitt, 1994), arroz (*Oryza sativa*), (Soriano *et al.*, 2000), *Prunus* spp. (Nyczepir, 1991); morango (*Fragaria* spp.), (Potter & Dale, 1994), e trevo branco (*Trifolium repens*), (Gibson, 1973). No arroz, abacaxi, e kenaf, a tolerân-

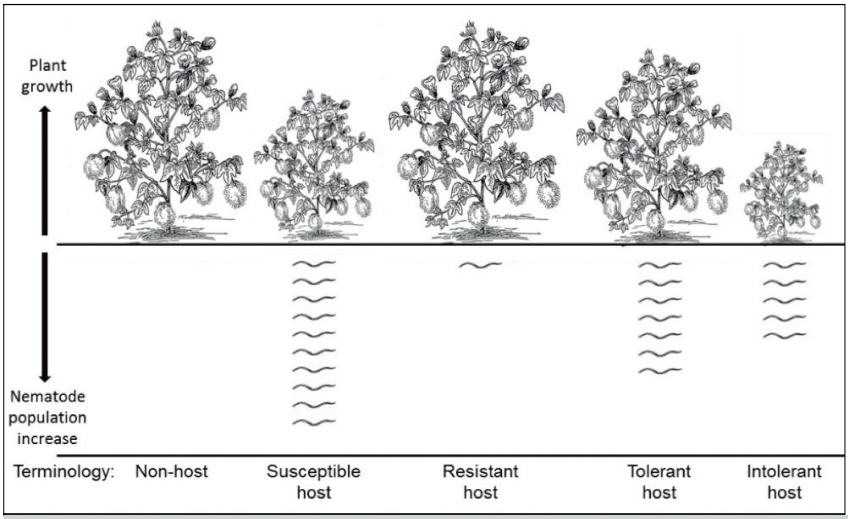


Figure 1. Graphical representation of the effects of nematode susceptibility or resistance and the effects of tolerance or intolerance on plant growth and nematode population increase (modeled after McKenry and Roberts, 1985).

1998; Trudgill and Coates, 1983; Trudgill *et al.*, 1996), and resistance and tolerance to those nematodes are reported to be inherited independently (Arntzen *et al.*, 1994; Evans and Haydock, 1990; Trudgill and Cotes, 1983).

In soybean (*Glycine max*), tolerance to *Heterodera glycines* has been identified (Anand and Koenning, 1986; Boerma and Hussey, 1984; Hussey and Boerma, 1989; Miltner *et al.*, 1991; Reese *et al.*, 1988; Radcliffe *et al.*, 1990), and it also shows independent inheritance from resistance (Boerma and Hussey, 1984; Boerma and Hussey, 1992). Other crops in which tolerance to nematodes has been identified include kenaf (*Hibiscus cannabinus*) (Cook and Mullin, 1994), pineapple (*Ananás comosus*) (Sipes and Schmitt, 1994), rice (*Oryza sativa*) (Soriano *et al.*, 2000), *Prunus* spp. (Nyczepir, 1991); strawberry (*Fragaria* spp.) (Potter and Dale, 1994), and white clover (*Trifolium repens*) (Gibson, 1973). In rice, pineapple, and kenaf, tolerance appears to be independent of resistance to nematodes.

In cotton, the degree of resistance to *M. incognita* is often correlated with the level of tolerance to *M. incognita* that

cia parece ser independente da resistência aos nematoides.

No algodão, o grau de resistência a *M. incognita* é frequentemente correlacionado ao nível de tolerância a *M. incognita* que é expresso (Davis & May, 2003; Zhou & Starr, 2003). A resistência a *R. reniformis* derivada de *G. barbadense* não parece resultar em intolerância ao nematoide. Em contraste, a resistência *R. reniformis* no algodão derivada da introgressão de resistência de *Gossypium longicalyx* tem sido associada à intolerância (Sikkens *et al.*, 2011; Weaver *et al.*, 2013.); plantas exibem desnutrição quando testadas com altos níveis de inóculo do nematoide em testes realizados em solo autoclavado. No entanto, também tem sido sugerido que o parasitismo fúngico secundário de raízes na sequência de uma resposta hipersensível à infecção por nematoides que resulta em morte celular substancial contribui para a desnutrição observada (Bell *et al.*, 2014). Parece prudente que cada fonte independente de resistência a nematoides deva ser avaliada para determinar o seu efeito sobre a tolerância.

2. Mecanismos de resistência e tolerância

Plantas resistentes são capazes de prevenir ou reduzir a taxa em que uma proporção significativa de nematoides reconhece a planta como hospedeira, estabelece com sucesso um local de alimentação, e completa o seu ciclo de vida se reproduzindo. Embora muitos detalhes sejam desconhecidos, os mecanismos gerais de resistência a *M. incognita* incluem menos juvenis que estabelecem sítios de alimentação devido a uma reação de hipersensibilidade aparente na planta, uma taxa reduzida de desenvolvimento de nematoide naqueles indivíduos que estabelecem sítios de alimentação, e um reduzido número de ovos por massa de ovos para os nematoides que se reproduzem com sucesso (Creech *et al.*, 1995; Faske & Starr, 2009; Jenkins *et al.*, 1995; Mota *et al.*, 2013). O aumento da temperatura aumenta significativamente a penetração em raízes e subsequente desenvolvimento de *M. incognita* em ambos os genótipos de algodoeiro suscetíveis e resistentes, e os aumentos podem ser maiores em algodão resistente, mas a temperatura não nega os efeitos da resistência (Carter, 1982).

Dois principais genes que conferem resistência a *M. incognita*

is expressed (Davis and May, 2003; Zhou and Starr, 2003). Resistance to *R. reniformis* derived from *G. barbadense* does not appear to result in intolerance to the nematode. In contrast, resistance to *R. reniformis* in cotton derived from the introgression of resistance from *Gossypium longicalyx* has been linked to intolerance (Sikkens *et al.*, 2011; Weaver *et al.*, 2013); plants exhibit stunting when challenged with high inoculum levels of the nematode in tests conducted in autoclaved soil. However, it has also been suggested that secondary fungal parasitism of roots following a hypersensitive response to nematode infection that results in substantial cell death contributes to the observed stunting (Bell *et al.*, 2014). It seems prudent that each independent source of nematode resistance should be evaluated to determine its effect on tolerance.

2. Mechanisms of resistance and tolerance

Resistant plants are able to prevent or reduce the rate at which a significant proportion of nematodes recognize the plant as a host, successfully establish a feeding site, or successfully complete their life cycle by reproducing. Although many details are unknown, the general mechanisms of resistance to *M. incognita* are reported to include fewer juveniles successfully establishing feeding sites due to an apparent hypersensitive response in the plant, a reduced rate of nematode development in those individuals that do establish feeding sites, and a reduced number of eggs per egg mass for the nematodes that successfully reproduce (Creech *et al.*, 1995; Faske and Starr, 2009; Jenkins *et al.*, 1995; Mota *et al.*, 2013). Increasing temperature significantly increases penetration into roots and subsequent development by *M. incognita* in both susceptible and resistant cotton genotypes, and the increases may be greater in resistant cotton, but temperature does not negate the effects of resistance (Carter, 1982).

Two major genes that confer resistance to *M. incognita* in cotton have been identified from the Auburn 623 RNR source of resistance on chromosomes 11 and 14 (Gutiérrez *et al.*, 2010; He *et al.*, 2014; McPherson *et al.*, 1995; Niu *et al.*,

em algodão foram identificados a partir da fonte de resistência RNR Auburn 623 nos cromossomos 11 e 14 (Gutiérrez *et al.*, 2010; He *et al.*, 2014; McPherson *et al.*, 1995; Niu *et al.*, 2007; Shen *et al.*, 2006; Shen *et al.* 2010; Ynturi *et al.*, 2006) e os dois genes parecem ter diferentes modos de ação resultando em um mecanismo de resistência com duas fases (Jenkins *et al.*, 1995). A penetração de raízes de algodão por juvenis de segundo estágio (J2) não foi reduzida pela presença dos genes de resistência (Creech *et al.*, 1995). O parasitismo foi suprimido na primeira etapa de expressão da resistência por volta de 6 a 8 dias após a inoculação, quando o número de nematoides observados nas raízes diminuiu, pois muitos dos nematoides não conseguiram se desenvolver até a terceira etapa (J3) e presumivelmente morreram e se desintegraram (Jenkins *et al.*, 1995). Acredita-se que o gene de resistência no cromossomo 11 seja responsável pela primeira fase em resposta à resistência 6 a 8 dias após a inoculação (Gutierrez *et al.*, 2010; He *et al.*, 2014; Shen *et al.*, 2006). Uma segunda etapa de expressão da resistência foi observada cerca de 21 a 24 dias após a inoculação, quando o número de nematoides observados nas raízes diminuiu novamente, pois muitos dos nematoides remanescentes não conseguiram se desenvolver até a fase adulta (Jenkins *et al.*, 1995). Acredita-se que o gene de resistência no cromossomo 14 seja responsável pela resistência à segunda fase de resposta, o que permite que ocorram galhas antes de parar o desenvolvimento de nematoides anteriormente à produção de ovos (Gutierrez *et al.*, 2010; He *et al.*, 2014). Um estudo recente que usou genótipos de algodoeiro do CIR 1348 e TX-25, que não têm ancestrais comuns conhecidos de Auburn 623 RNR, encontrou uma reação à resistência de dois estágios similar e com uma resposta de hipersensibilidade durante a primeira semana após a infecção de nematoides que parou o desenvolvimento do nematoide e galhas; achou também uma reação de resistência diferente cerca de duas a três semanas após a infecção e que permitiu uma formação de células gigantes maiores, galhas, e o desenvolvimento de nematoides antes de impedir que os nematoides progredissem para a fase adulta (Mota *et al.*, 2013). Ainda não se sabe se os genes de resistência em CIR 1348 e TX-25 são os mesmos que os genes de resistência de Auburn 623 RNR, mas o tempo e modos de ação parecem ser semelhantes.

2007; Shen *et al.*, 2006; Shen *et al.* 2010; Ynturi *et al.*, 2006), and the two genes appear to have different modes of action resulting in a two-stage mechanism of resistance (Jenkins *et al.*, 1995). Penetration of cotton roots by second-stage juveniles (J2) was not reduced by the presence of the resistance genes (Creech *et al.*, 1995). Parasitism was suppressed in the first stage of resistance expression at around 6 to 8 days after inoculation when the number of nematodes observed in the roots declined as many of the nematodes failed to develop into third-stage (J3) juveniles and presumably died and disintegrated (Jenkins *et al.*, 1995). It is believed that the resistance gene on chromosome 11 is responsible for the first stage resistance response at 6 to 8 days after inoculation (Gutiérrez *et al.*, 2010; He *et al.*, 2014; Shen *et al.*, 2006). A second stage of resistance expression was observed at about 21 to 24 days after inoculation when the number of nematodes observed in the roots again declined as many of the remaining nematodes failed to develop into adults (Jenkins *et al.*, 1995). The resistance gene on chromosome 14 is believed to be responsible for the second stage resistance response, which allows root galling to occur before stopping nematode development prior to egg production (Gutiérrez *et al.*, 2010; He *et al.*, 2014). A recent study that used cotton genotypes CIR 1348 and TX-25, which have no known common ancestors to Auburn 623 RNR, and found a similar two-stage resistance reaction with a hypersensitive response within the first week after nematode infection that stopped most nematode development and root galling and a different resistance reaction two to three weeks after infection that allowed much greater giant cell formation, root galling, and nematode development before preventing the nematodes from progressing to the adult stage (Mota *et al.*, 2013). It is not yet known if the resistance genes in CIR 1348 and TX-25 are the same as the resistance genes from Auburn 623 RNR, but the timing and modes of action appear to be similar.

The process through which genes in cotton for resistance to *M. incognita* inhibit nematode development and reproduction is not known. However, a protein name MIC-3 (*Meloidogyne* Induced Cotton 3) was discovered that is produced

O processo através do qual os genes do algodão com resistência a *M. incognita* inibem o desenvolvimento e reprodução de nematoides ainda não é conhecido. No entanto, foi descoberto que a proteína chamada *MIC-3* (*Meloidogyne* Induced Cotton 3) é produzida em resposta à infecção das raízes de algodão por *M. incognita* (Zhang *et al.*, 2002). *MIC-3* parece ser única do gênero *Gossypium* (Zhang *et al.*, 2002; Wubben *et al.*, 2008). A quantidade de proteína *MIC-3* produzida aumenta no tecido da raiz infectada de acordo com o aumento do nível de resistência a *M. incognita* (Callahan *et al.*, 2004). Foi recentemente demonstrado que as plantas de algodão sensíveis que foram induzidas para expressar *MIC-3* tornaram-se resistentes a *M. incognita* e a produção de ovos de nematoides foi reduzida em 65-70%, embora galhas não tenham sido reduzidas em comparação com as plantas sensíveis (Wubben *et al.*, 2015). A redução de produção de ovos sem uma redução concomitante nas galhas sugere que a *MIC-3* seja de alguma forma mediada pelo gene de resistência no cromossomo 14 (Wubben *et al.*, 2015), que tem um efeito semelhante.

Alterações histológicas foram relatadas em acessos de *G. hirsutum* que expressam níveis moderados de resistência a *R. reniformis* (Agudelo *et al.*, 2005a). Exames de raízes em intervalos de 3 dias após a inoculação não revelaram diferenças entre raízes de plantas suscetíveis e moderadamente resistentes em relação à penetração por parte do nematoide e estabelecimento de sincícios. No entanto, cerca de 9 dias após a inoculação, sincícios que tinham se desenvolvido nas plantas moderadamente resistentes começaram a se degradar; a degeneração sincicial começou apenas de 20 a 22 dias após a inoculação nas plantas suscetíveis. Degeneração sincicial rápida era a resposta mais frequentemente observada nas plantas moderadamente resistentes, mas, em alguns casos, as células sinciciais não exibiram hipertrofia. Juntos, estes mecanismos reduziram a reprodução do nematoide em até 60%. Produtos químicos, incluindo os reguladores de crescimento de plantas, peróxidos, fitoalexinas, e compostos fenólicos têm sido associados à resistência da planta hospedeira aos nematoides em outras culturas (Trudgill, 1991), mas os sinais específicos que desencadeiam as respostas observadas em *G. hirsutum* não foram identificados.

Poucos estudos têm sido publicados examinando os mecanis-

in response to the infection of cotton roots by *M. incognita* (Zhang *et al.*, 2002). *MIC-3* appears to be unique to the genus *Gossypium* (Zhang *et al.*, 2002; Wubben *et al.*, 2008). The amount of MIC-3 protein produced increases in infected root tissue as the level of resistance to *M. incognita* increases (Callahan *et al.*, 2004). It was recently demonstrated that susceptible cotton plants that were induced to overexpress *MIC-3* became resistant to *M. incognita* and reduced nematode egg production by 65-70% although galling was not reduced compared to susceptible plants (Wubben *et al.*, 2015). Reduction of egg production without a concomitant reduction in galling suggests that *MIC-3* is somehow mediated by the resistance gene on chromosome 14 (Wubben *et al.*, 2015), which has a similar effect.

Histological changes have been reported in *G. hirsutum* accessions expressing moderate levels of resistance to *R. reniformis* (Agudelo *et al.*, 2005a). Examination of roots at 3-day intervals after inoculation revealed no differences between roots of susceptible and moderately resistant plants with respect to penetration by the nematode and establishment of syncytia. However, about 9 days after inoculation, syncytia that had developed in moderately resistant plants began to degrade; syncytial degeneration did not begin until 20 to 22 days after inoculation in the susceptible plants. Rapid syncytial degeneration was the most frequently observed response in the moderately resistant plants, but in some cases the syncytial cells did not exhibit hypertrophy. Together, these mechanisms reduced nematode reproduction by up to 60%. Chemicals including plant growth regulators, peroxides, phytoalexins, and phenolic compounds have been associated with host plant resistance to nematodes in other crops (Trudgill, 1991), but the specific signals triggering the observed responses in *G. hirsutum* have not been identified.

Few studies have been published examining the mechanisms of resistance to *R. reniformis* in diploid *Gossypium* species. Yik and Birchfield (1984) reported reduced or no egg production by *R. reniformis* developing on some resistant diploid lines. Egg production 35 days after inoculation was 3 eggs per egg mass on a resistant *G. somalense* accession, no

mos de resistência a *R. reniformis* em espécies de *Gossypium* diploides. Yik e Birchfield (1984) relataram redução ou nenhuma produção de ovos de *R. reniformis* se desenvolvendo em linhas diploides resistentes. A produção de ovos 35 dias após a inoculação foi de 3 ovos por massa de ovos em um acesso de *G. somalense* resistente, sem ovos em um acesso *G. longicalyx* resistente, e 104 ovos por massa de ovos em uma cultivar *G. hirsutum* suscetível. Diferenças histológicas entre acessos de *G. arboreum* resistentes e suscetíveis foram relatadas por Carter (1981). O número de infecções e iniciação de sincícios foi semelhante nas linhas resistentes e sensíveis, mas as linhagens resistentes rapidamente desenvolveram uma dissolução parcial da parede celular sincicial que levam à lise celular e necrose. Além disso, paredes celulares mais espessas foram observadas perto dos sítios de alimentação do nematoide em material resistente, e foi postulado que este espessamento pode servir para isolar o nematoide. Os estudos histológicos feitos por Agudelo *et al.* (2005b) identificaram lignificação, colapso e/ou necrose das células adjacentes à cabeça do nematoide invasor contribuindo para a reação de resistência em *G. longicalyx*.

Meloidogyne incognita e *R. reniformis* interagem de forma diferente com uma planta de algodão em nível celular (por exemplo, na criação de sítios de alimentação), e os mecanismos que conferem resistência ao interromper a interação do nematoide com as plantas são espécies específicas. Os genes conhecidos para conferir resistência a *M. incognita* não afetam a reprodução de *R. reniformis*, nem os genes que conferem resistência a *R. reniformis* afetam a reprodução de *M. incognita*. *MIC-3*, que reduz a reprodução de *M. incognita*, não tem nenhum efeito aparente sobre a reprodução de *R. reniformis*. Devido ao fato de que a resistência às galhas e nematoides reniformes é controlada de forma independente, uma cultivar com resistência a apenas uma dessas espécies não pode fornecer a produção máxima esperada se plantada em um campo infestado de ambos os nematoides. É importante para os produtores realizar amostragens em suas lavouras para saber com quais espécies precisam lidar. A resistência a outros nematoides que danificam o algodão, incluindo *Hoplolaimus columbus*, *Belonolaimus longicaudatus* e *Paratrichodorus minor*, não foi identificada.

eggs on a resistant *G. longicalyx* accession, and 104 eggs per egg mass on a susceptible *G. hirsutum* cultivar. Histological differences between resistant and susceptible *G. arboreum* accessions were reported by Carter (1981). The number of infections and initiation of syncytia were similar in resistant and susceptible lines, but resistant lines quickly developed a partial dissolution of the syncytial cell wall that lead to cell lysis and necrosis. In addition, thicker cell walls were noted near nematode feeding sites in the resistant line, and it was postulated that this thickening might serve to isolate the nematode. Histological studies by Agudelo *et al.* (2005b) identified lignification, collapse, and/or necrosis of cells adjacent to the head of the invading nematode as contributing to the resistant reaction in *G. longicalyx*.

Meloidogyne incognita and *R. reniformis* interact differently with a cotton plant at the cellular level (e.g., in establishing feeding sites), and the mechanisms which confer resistance by disrupting the nematode interaction with the plant are species specific. The genes known to confer resistance to *M. incognita* do not affect the reproduction of *R. reniformis*, nor do the genes conferring resistance to *R. reniformis* affect the reproduction of *M. incognita*. *MIC-3*, which reduces the reproduction of *M. incognita*, has no apparent effect on the reproduction of *R. reniformis*. Because resistance to root-knot and reniform nematodes is independently controlled, a cultivar with resistance to just one of these species may not provide the expected maximum yield benefit if planted in a field infested with both nematodes. It is important for growers to sample their fields to know what species they need to manage. Resistance to other nematodes that damage cotton, including *Hoplolaimus columbus*, *Belonolaimus longicaudatus*, and *Paratrichodorus minor*, has not been identified.

The mechanisms of tolerance to nematodes have not been adequately studied and are a subject of speculation for now. One possible mechanism of tolerance to *Meloidogyne* spp. could involve the size of root galls. If some plants are able to restrict the size of galls compared to intolerant plants, then those plants could suffer reduced levels of root impairment resulting in smaller reductions in growth and yield (i.e., to-

Os mecanismos de tolerância a nematoides não foram adequadamente estudados e são um assunto de especulação por enquanto. Um mecanismo possível de tolerância a *Meloidogyne* spp. pode envolver o tamanho das galhas radiculares. Se algumas plantas são capazes de restringir o tamanho de galhas em comparação a plantas intolerantes, então essas plantas poderiam sofrer níveis de comprometimento de raiz, resultando em menores reduções no crescimento e rendimento (isto é, tolerância). Galhas de *Meloidogyne* spp. funcionam como tanques metabólicos para os quais as plantas direcionam energia em vez de canalizarem essa energia para o seu crescimento ou produção (McClure, 1977). Em um estudo sobre a uva (*Vitis vinifera*), *M. incognita* redireciona cerca de 15% da energia das plantas longe de seu crescimento e produção (Melakeberhan & Ferris, 1988, 1989). Se algumas plantas são capazes de direcionar menos energia para galhas e reprodução do nematoide, então essa energia pode ser utilizada para o crescimento e produtividade, resultando em plantas que expressam a tolerância. Outro mecanismo possível pode envolver o tamanho ou a taxa de crescimento do sistema radicular. O maior dano às plantas é feito quando nematoides danificam significativamente as raízes de mudas ou plantas jovens. No entanto, as plantas que possuem sistemas radiculares muito maiores podem reduzir a carga de parasitas nas plantas (nematoides por grama de raiz), resultando assim em menos danos (isto é, tolerância). A tolerância deve envolver uma planta que possui a capacidade de produzir novas raízes após raízes existentes serem danificadas, resultando numa melhor absorção de água e de nutrientes na planta atacada (Trudgill, 1991). Outros mecanismos possíveis incluem diferenças entre plantas tolerantes e intolerantes em relação à química da raiz, respostas iniciais em nível celular para desafiar o nematoide, nível de nutrientes alterado nas folhas da planta, formação de ácido abscísico ou de outros hormônios das plantas, ou respostas fisiológicas sistêmicas ao ataque de nematoides, tais como a indução de proteínas relacionadas com patogênese (Trudgill, 1991).

Um trabalho inicial sobre o desenvolvimento de resistência via transgenia ao *R. reniformis* em *Arabidopsis thaliana* identificou um inibidor da proteinase de cisteína, que reduziu o número de infecções e a fecundidade de *R. reniformis* (Urwin *et al.*, 2000). Mais recentemente, *G. hirsutum* transformado com o gene NPR1 (Non-

lerance). Root galls formed by *Meloidogyne* spp. function as metabolic sinks to which plants direct energy instead of channeling that energy into plant growth or yield (McClure, 1977). In a study on grape (*Vitis vinifera*), *M. incognita* redirected approximately 15% of the plants energy away from plant growth and yield (Melakeberhan and Ferris, 1988, 1989). If some plants are able to direct less of their energy toward root galling and nematode reproduction, then that energy could be used for growth and yield resulting in plants that express tolerance. Another possible mechanism could involve the size or rate of growth of the root system. The greatest damage to plants is done when nematodes significantly damage the roots of seedlings or young plants; however, plants that have significantly larger root systems may reduce the parasitic load on the plant (nematodes per gram of root) thereby resulting in less damage (i.e., tolerance). Tolerance may involve a plant having the ability to produce new roots after existing roots are damaged, resulting in better nutrient and water uptake in the challenged plant (Trudgill, 1991). Other possible mechanisms include differences between tolerant and intolerant plants with respect to root chemistry, initial responses at the cellular level to challenge by the nematode, altered nutrient status in the leaves of the plant, formation of abscisic acid or other plant hormones, or systemic physiological responses to nematode attack such as induction of pathogenesis-related proteins (Trudgill, 1991).

Initial work on development of transgenic resistance to *R. reniformis* in *Arabidopsis thaliana* identified a cysteine proteinase inhibitor that reduced both number of infections and fecundity of *R. reniformis* (Urwin *et al.*, 2000). More recently, *G. hirsutum* transformed with the NPR1 gene (Non-expressor of Pathogenesis-Related genes-1) from *Arabidopsis thaliana* showed improved resistance to *R. reniformis*, as demonstrated by suppressed populations of *R. reniformis* in the soil and associated increases in boll retention and boll weight (Parkhi *et al.*, 2010). Concerns related to the safety of the food and feed supply derived from transgenic plants (toxins and allergens), effects on nontarget organisms (soil microorganisms, herbivorous insects, pollinators), and economics and trade

-expressor of Pathogenesis-Related genes-1) de *Arabidopsis thaliana* mostrou melhor resistência a *R. reniformis*, como demonstrado pela supressão de populações de *R. reniformis* no solo e aumentos associados da retenção e peso do capulho (Parkhi *et al.*, 2010). Preocupações relacionadas com a segurança dos alimentos e rações animais derivadas de plantas transgênicas (toxinas e alérgenos), efeitos sobre organismos não alvos (microrganismos do solo, insetos herbívoros, polinizadores), implicações comerciais e econômicas (proibições de organismos geneticamente modificados e seus produtos em certos países) foram levantadas em relação ao trabalho sobre a resistência via transgenia para nematoides de cistos e de galhas (Atkinson *et al.*, 2003) e devem ser tomadas em conta, caso uma abordagem transgênica para o controle de *R. reniformis* for seguida.

3. Efeitos da resistência e tolerância na produtividade do algodão

O principal benefício de resistência a nematoides é reduzir a supressão de produtividade. As plantas que são resistentes aos nematoides são frequentemente tolerantes, porque elas têm de suportar menos parasitismo do que plantas suscetíveis, quando expostas às mesmas densidades de população de nematoides do solo (Evans & Haydock, 1990). Em algodão, altos níveis de resistência a *M. incognita* conferem aumento dos níveis de tolerância de tal forma que as plantas com maiores níveis de resistência sofrem reduções de produtividade menores quando parasitadas pelo nematoide (Davis & May, 2003; Zhou & Starr, 2003). Como a resistência e a tolerância a *M. incognita* são correlacionadas em algodão, plantas que expressam a tolerância devem ser avaliadas para determinar se elas têm também níveis moderados de resistência. Em algodão, tolerância na ausência de resistência, mesmo que seja moderada, não tem sido comumente relatada. A linhagem C224-91 é uma excelente hospedeira para *M. incognita*, mas sofre supressão de rendimento bem menor do nematoide do que outro genótipo suscetível (Cook *et al.*, 1997c). Um estudo mais aprofundado de genótipos como C224-91 pode proporcionar maior conhecimento sobre os mecanismos de tolerância a *M. incognita*.

A menos que a resistência seja tão completa que se aproxime

implications (bans on genetically modified organisms and their products in certain countries) have been summarized in relation to work on engineered resistance in cyst and root-knot nematodes (Atkinson *et al.*, 2003) and would need to be addressed if a transgenic approach to *R. reniformis* management is pursued.

3. Effects of resistance and tolerance on cotton yield

The primary benefit of resistance to nematodes is reducing yield suppression. Plants that are resistant to nematodes are often tolerant as well because they have to endure less parasitism than susceptible plants when exposed to the same soil population densities of nematodes (Evans and Haydock, 1990). In cotton, increasing levels of resistance to *M. incognita* impart increasing levels of tolerance such that plants with greater levels of resistance suffer smaller yield reductions when parasitized by the nematode (Davis and May, 2003; Zhou and Starr, 2003). Because resistance and tolerance to *M. incognita* are correlated in cotton, plants that express tolerance should be evaluated to determine whether they have moderate levels of resistance as well. In cotton, tolerance in the absence of even moderate resistance has not been commonly reported. The breeding line C224-91 is an excellent host for *M. incognita* but consistently suffers less yield suppression from the nematode than another susceptible genotype (Cook *et al.*, 1997c). Further study of genotypes such as C224-91 may provide greater insight into the mechanisms of tolerance to *M. incognita*.

Unless resistance is so complete that it approaches immunity (non-host), some level of nematode parasitism and damage will occur, and the use of a nematicide in addition to resistance may be beneficial. A positive yield response from applying a nematicide to *M. incognita*-resistant cotton in heavily infested fields has been documented (Colyer *et al.*, 1997; Davis and May, 2003; Koenning *et al.*, 2001). The nematode damage threshold of a crop is an estimate of the population level of nematodes above which yield will be reduced

de imunidade (não hospedeiro), algum nível de parasitismo do nematoide e dano ocorrerão, e o uso de um nematicida, a mais da resistência genética, pode ser benéfico. Uma resposta positiva do rendimento à aplicação de um nematicida em algodão resistente a *M. incognita* em lavouras altamente infestadas tem sido documentada (Colyer *et al.*, 1997; Davis & May, 2003; Koenning *et al.*, 2001). O limiar de danos de uma cultura para nematoides é a estimativa do nível da população de nematoides, acima do qual o rendimento será reduzido (Zhou & Starr, 2003). Em contraste, o limiar econômico é uma estimativa do nível da população de nematoides a partir do qual a perda econômica é maior do que o custo do controle (Norris *et al.*, 2003). Quando os limiares de danos foram estimados para genótipos de algodão com diferentes níveis de resistência, esses níveis de danos foram semelhantes para todos os genótipos (Zhou & Starr, 2003). No entanto, porque os genótipos resistentes foram mais tolerantes e sofreram menos perda de rendimento do que o genótipo suscetível, maiores níveis de população de nematoides foram necessários para causar perdas econômicas e a taxa de diminuição do rendimento com o aumento dos níveis de *M. incognita* foi maior nos genótipos suscetíveis do que nos genótipos resistentes. Portanto, o limiar econômico para genótipos resistentes é maior do que para genótipos suscetíveis (Zhou & Starr, 2003), o que significa que o nível populacional de nematoides em que quaisquer ações de manejo adicionais, tais como nematicidas, seria economicamente benéfico, é maior para genótipos resistentes do que para os suscetíveis. Embora estudos semelhantes sobre "função de danos" não terem sido executados em *R. reniformis*, o efeito de *R. reniformis* no limiar de dano econômico em genótipos de algodão que são ao mesmo tempo resistentes e tolerantes, são provavelmente semelhantes aos efeitos observados com *M. incognita*.

Quando a resistência está associada com a tolerância à infecção do nematoide, uma cultura resistente é "autoprotegida" e deve produzir bem (Roberts, 2002). Devido ao fato de cultivares com um alto nível de resistência a *M. incognita* terem sido colocadas apenas recentemente à disposição dos agricultores na maioria das áreas de cultivo de algodão dos EUA, a pesquisa sobre os efeitos da resistência tem sido conduzida principalmente com germoplasma ou cultivares com resistência moderada. Para um genótipo modera-

(Zhou and Starr, 2003). In contrast, the economic threshold is an estimate of the nematode population level at which the economic loss is greater than the cost of control (Norris *et al.*, 2003). When damage thresholds were estimated for cotton genotype with varying levels of resistance, the damage levels were similar for all genotypes (Zhou and Starr, 2003). However, because the resistant genotypes were more tolerant and suffered less yield loss than the susceptible genotype, greater nematode population levels were required to cause economic loss and the rate of decrease in yield with increasing *M. incognita* levels was greater in susceptible genotypes than in resistant genotypes. Therefore, the economic threshold for resistant genotypes is greater than for susceptible genotypes (Zhou and Starr, 2003), which means that the nematode population level at which any additional management actions such as nematicides would be economically beneficial is greater for resistant genotypes than for susceptible ones. Although comparable studies of damage functions have not been performed for *R. reniformis*, the effect of *R. reniformis* on the economic threshold on cotton genotypes that are both resistant and tolerant are likely similar to the effects observed with *M. incognita*.

When resistance is coupled with tolerance to nematode infection, a resistant crop is "self-protected" and should yield well (Roberts, 2002). Because cultivars with a high level of resistance to *M. incognita* have only recently been available to farmers in most of the cotton-growing areas of the U.S., research on the effects of resistance has been conducted primarily with germplasm lines or moderately-resistant cultivars. For a moderately resistant genotype that suppressed *M. incognita* reproduction by 77%, root galling was significantly reduced and percentage yield suppression was numerically reduced in every year for three years in two locations (Davis and Kemerait, 2009). The Acala-type cultivar NemX has been reported as either moderately resistant or highly resistant to *M. incognita* (Davis and Kemerait, 2009; Koenning *et al.*, 2001; Ogallo *et al.*, 1997). In field testing, NemX yield was similar to a susceptible cultivar when nematode levels were low but much greater than the susceptible cultivar when ne-

damente resistente que suprimiu a reprodução de *M. incognita* em 77%, galhas foram significativamente reduzidas e a porcentagem de supressão do rendimento foi reduzida a cada ano durante três anos em dois locais (Davis & Kemerait, 2009). A cultivar NemX de tipo Acala foi reportada como moderadamente ou altamente resistente a *M. incognita* (Davis & Kemerait, 2009; Koenning *et al.*, 2001; Ogallo *et al.*, 1997). Em testes de campo, o rendimento de NemX foi semelhante ao de uma cultivar suscetível quando os níveis de nematoides foram baixos, mas muito maior do que o da cultivar susceptível quando os níveis de nematoides foram altos (Ogallo *et al.*, 1997). A linhagem Auburn 623 RNR tem um nível extremamente elevado de resistência a *M. incognita* (Shepherd, 1974) e é a fonte de resistência mais utilizada em programas de melhoramento de algodão nos EUA. O nível de resistência em Auburn 623 RNR é suficiente para impedir perda significativa de rendimento ao parasitismo de *M. incognita* (Shepherd, 1982a). Sob condições semiáridas no Texas, as cultivares Phytogen 367WRF e Stoneville 5458B2F, que mostraram ter moderada resistência a *M. incognita*, tiveram maior produtividade de pluma e valor financeiro/ha em estudo plurianual e multilocal (Wheeler *et al.*, 2014). Embora vários nematicidas tenham sido testados em conjunto com as cultivares resistentes, os autores concluíram que cultivares resistentes foram o método mais rentável de controlar *M. incognita* em algodão sob essas condições de cultivo relativamente secas.

Desde o final dos anos 1990, os pesquisadores têm tentado desenvolver genótipos de algodoeiro com tolerância ao nematoide. Foi observada uma redução bem menor da produção devido ao *R. reniformis* no germoplasma C21S781-2 (PI 576439) em comparação com testemunhas sensíveis (Cook & Scott, 1995). Três linhagens de progênie tolerantes a *R. reniformis* C224-91 (PI 592300), C300-91 (PI 592301) e C306-91 (PI 592302) apresentaram reduções de produtividade menores que a metade do que a observada em uma cultivar suscetível, embora todas as linhas tenham suportado altos níveis de infecção e reprodução de *R. reniformis* (Cook *et al.*, 1997b, c). Na Carolina do Norte, cinco linhagens de progênie tiveram índices de tolerância que variam entre 87,2 e 97,5, que foram apenas ligeiramente mais elevados do que os das testemunhas suscetíveis (85,1 e 80,5), (Koenning *et al.*, 2000). No entanto, os seus rendimentos globais foram baixos neste local. No Texas, uma

matode levels were high (Ogallo *et al.*, 1997). The germplasm line Auburn 623 RNR has an extremely high level of resistance to *M. incognita* (Shepherd, 1974) and is the most commonly used source of resistance in cotton breeding programs in the U.S. The level of resistance in Auburn 623 RNR is sufficient to prevent significant yield loss from *M. incognita* parasitism (Shepherd, 1982a). Under semi-arid growing conditions in Texas, the cultivars Phytogen 367WRF and Stoneville 5458B2F, which were reported to have moderate resistance to *M. incognita*, typically had greater lint yield and value/ha in a multi-year, multi-site study (Wheeler *et al.*, 2014). Although various nematicides were tested in conjunction with the resistant cultivars, the authors concluded that resistant cultivars were the most profitable method of managing *M. incognita* in cotton under their relatively dry growing conditions.

Beginning in the late 1990s, researchers have tried to develop cotton genotypes with tolerance to *R. reniformis*. Significantly less yield reduction due to *R. reniformis* was observed in germplasm line C21S781-2 (PI 576439) compared to susceptible controls (Cook and Scott, 1995). Three *R. reniformis*-tolerant breeding lines, C224-91 (PI 592300), C300-91 (PI 592301), and C306-91 (PI592302) had yield reductions less than half of that observed on a susceptible cultivar, though all lines supported high levels of *R. reniformis* infection and reproduction (Cook *et al.*, 1997b,c). In North Carolina, five breeding lines had tolerance indices ranging from 87.2 to 97.5, which were only slightly higher than those of the susceptible controls (85.1 and 80.5) (Koenning *et al.*, 2000); however, their overall yields were poor at this location. In Texas, one of the same lines (RN96527) reduced yield losses to *R. reniformis* by 33% compared to a susceptible cultivar (Cook and Robinson, 2005). Though the line RN96625 was not considered to have a useful level of tolerance in the North Carolina tests, a selection from it (RN96625-1) reduced *R. reniformis*-associated yield losses by 50% compared to a susceptible cultivar in Texas trials (Cook and Robinson, 2005). RN96527 and RN96625-1 were released in 2004, along with a third line, RN96245, which reduced yield losses to *R. reniformis* by 17% (Cook and Robinson, 2005). These lines are available

das mesmas linhas (RN96527) reduziu a perda de rendimento por *R. reniformis* em 33% em comparação com uma cultivar suscetível (Cook & Robinson, 2005). Embora a linha RN96625 não tenha tido um nível de tolerância útil nos testes de Carolina do Norte, uma seleção a partir dela (RN96625-1) reduziu perdas de rendimento associadas ao *R. reniformis* em 50% em comparação com uma cultivar suscetível em testes no Texas (Cook & Robinson, 2005). RN96527 e RN96625-1 foram disponibilizadas em 2004, juntamente com uma terceira linha, RN96245, que reduz as perdas de rendimento a *R. reniformis* em 17% (Cook & Robinson, 2005). Estas linhas estão disponíveis no USDA ARS National Genetic Resources Program como acesso PI 636102 (RN96425), PI 636103 (RN96527), e PI 636104 (RN96625-1) e todas as três são resistentes a *M. incognita*.

Cultivares comercialmente disponíveis foram avaliadas em relação à tolerância a *R. reniformis*, com sucesso limitado. O tempo necessário para testes de campo em vários ambientes, junto com o ritmo acelerado de troca das cultivares comerciais no mercado, faz com que, quando uma cultivar é identificada como tolerante, provavelmente não estará disponível por muito tempo e, portanto, tem utilidade limitada para os produtores. Cinquenta e duas cultivares comerciais foram avaliadas quanto à tolerância a *R. reniformis* em dois locais no norte do Alabama e um no sul do Alabama (Usery *et al.*, 2005). A tolerância não foi observada nos testes do norte e apenas duas cultivares (Stoneville 4793R e SureGrow 521R) exibiram tolerância no teste do sul. Os autores concluíram que tolerância significativa para nematoide não estava disponível neste conjunto de materiais porque as respostas de tolerância não eram as mesmas em todas as localidades. Em testes de campo em Mississippi, 39 cultivares comerciais foram avaliadas e três (Deltapine 449BR, Paymaster 1218BR e SureGrow 215BR) foram identificadas como tolerantes ao *R. reniformis* (Stetina *et al.*, 2009). Nestes testes, o tratamento com nematicida aumentou o rendimento em 13,6% em cultivares suscetíveis, mas apenas 2,2% em cultivares tolerantes; assim, existe uma perda potencial suplementar de 11,4% em linhagens susceptíveis em comparação com linhagens tolerantes. Em outro estudo, 13 cultivares selecionadas aleatoriamente nos "testes de variedades de algodão em Mississippi" em 2006 que representavam as principais empresas de sementes foram avaliadas (Blessitt

from the USDA ARS National Genetic Resources Program as accessions PI 636102 (RN96425), PI 636103 (RN96527), and PI 636104 (RN96625-1); all three also have resistance to *M. incognita*.

Commercially available cultivars have been screened for tolerance to *R. reniformis* with limited success. The time commitment for field testing in multiple environments coupled with the rapid turnover of commercial cultivars in the market means that when a cultivar is identified as tolerant, it is not likely to be available for long and therefore has limited utility for growers. Fifty-two commercial cultivars were evaluated for *R. reniformis* tolerance at two sites in northern Alabama and one in southern Alabama (Usery *et al.*, 2005). Tolerance was not observed in the northern trials and only two cultivars (Stoneville 4793 R and SureGrow 521 R) exhibited tolerance in the southern trial. Because tolerance responses were not the same across all field locations, the authors concluded that consistent tolerance to *R. reniformis* was not available in this set of materials. In multi-year field trials in west-central Mississippi, 39 commercial cultivars were evaluated and three (Deltapine 449BR, Paymaster 1218BR, and SureGrow 215BR) were identified as tolerant to *R. reniformis* (Stetina *et al.*, 2009). In these tests, nematicide treatment increased yield 13.6% on susceptible cultivars but only 2.2% on tolerant cultivars; thus, there was an 11.4% greater potential loss on susceptible lines compared to tolerant lines. In another study, 13 cultivars randomly selected from the 2006 Mississippi Cotton Variety Trial entries and representing the major seed companies were evaluated (Blessitt *et al.*, 2012), and 6 cultivars were identified as tolerant to *R. reniformis*: Cropland Genetics 3520B2RF, DynaGrow 2520B2RF, Stoneville 5242BR, Stoneville 5599BR, Deltapine 488BG/RR, and Fibermax 960B2R. In these tests, nematicide treatment resulted in a 12.5% yield increase on susceptible cultivars but only a 5.0% yield increase on tolerant cultivars; thus, there was a 7.5% greater potential loss in yield in susceptible lines compared to tolerant lines.

The germplasm lines LONREN-1 and LONREN-2 significantly suppress *R. reniformis* populations in both field and

et al., 2012), e 6 cultivares foram identificadas como tolerantes ao *R. reniformis*: Cropland Genetics 3520B2RF, DynaGrow 2520B2RF, Stoneville 5242BR, Stoneville 5599BR, Deltapine 488BG/RR, e Fibermax 960B2R. Nesses testes, o tratamento nematicida resultou num aumento de produtividade de 12,5% em cultivares suscetíveis, mas apenas num aumento de 5,0% em cultivares tolerantes; assim, existe uma perda potencial de 7,5% na produtividade em materiais susceptíveis em comparação com materiais tolerantes.

Os acessos de germoplasma LONREN-1 e LONREN-2 suprimem significativamente populações de *R. reniformis* em testes tanto em campo quanto em casa de vegetação (Bell *et al.*, 2009, 2014; Weaver *et al.*, 2011, 2013). No entanto, essas duas linhas são intolerantes a altos níveis de *R. reniformis*. Quando plantadas em áreas com alta densidade populacional de *R. reniformis*, essas plantas e suas progênies resistentes, resultando de cruzamentos com elas, mostram nanismo significativo que se desenvolve no início da safra e resulta em grandes perdas de produtividade (Bell *et al.*, 2009, 2014; Nichols *et al.*, 2010. Weaver *et al.*, 2011, 2013). O atraso no crescimento foi inicialmente atribuído à sensibilidade aos herbicidas inibidores do fotossistema II (Bell *et al.*, 2009), mas esta hipótese foi posteriormente desconsiderada, pois esse atraso também ocorreu em lavouras onde não foram usados esses herbicidas (Nichols *et al.*, 2010) e porque estas linhagens não demonstraram maior sensibilidade ao fluometuron (Stetina & Molin, 2014). Estudos posteriores em casa de vegetação (Sikkens *et al.*, 2011) demonstraram aumento de necrose da raiz, diminuição da biomassa radicular, e pequenas diminuições na biomassa da parte aérea em linhagens LONREN correlacionados com o aumento do nível de infestação do nematoide. Os danos nas raízes traduzem o efeito cumulativo da resposta ao nematoide, em nível celular (Nichols *et al.*, 2010).

4. Efeitos da resistência e da tolerância nos nematoides

O cultivo de um genótipo resistente resultará em menos nematoides no solo no fim da safra em comparação com um genótipo suscetível, pois a resistência aos nematoides é definida pela redução do nível de reprodução dele em comparação com uma planta susce-

greenhouse trials (Bell *et al.*, 2009, 2014; Weaver *et al.*, 2011, 2013). However, both of these lines are intolerant to high levels of *R. reniformis*. When planted in fields with high *R. reniformis* population densities, these plants and resistant progeny from crosses with them show significant stunting that develops early in the season and results in dramatic yield losses (Bell *et al.*, 2009, 2014; Nichols *et al.*, 2010; Weaver *et al.*, 2011, 2013). Stunting was initially attributed to sensitivity to photosystem II-inhibiting herbicides (Bell *et al.*, 2009), but this suggestion was later discounted because stunting developed in fields where these herbicides were not used (Nichols *et al.*, 2010) and because these lines were not demonstrated to show heightened sensitivity to fluometuron (Stetina and Molin, 2014). Later greenhouse studies (Sikkens *et al.*, 2011) demonstrated increased root necrosis, decreased root biomass, and small decreases in shoot biomass in LONREN lines that corresponded with increasing infestation levels of the nematode. Root damage is likely the cumulative effect of the responses to the nematode at the cellular level (Nichols *et al.*, 2010).

4. Effects of resistance and tolerance on nematodes

Because resistance to nematodes is defined by a reduction in the level of nematode reproduction compared to a susceptible plant, growing a resistant genotype will result in fewer nematodes in a field at the end of the season compared to growing a susceptible genotype. Logically, the amount of reduction should be correlated to the level of resistance with highly resistant genotypes suppressing nematode population levels more than moderately resistant genotypes. In addition to the immediate benefit of resistant plants suffering from significantly less parasitism from nematodes than susceptible plants when exposed to the same initial soil population levels of nematodes (Evans and Haydock, 1990), another important benefit is that lower soil population levels at the end of the growing season following resistant cotton present a lower potential to damage subsequent susceptible crops. Therefore, nematode resistant cotton is useful as a rotation crop for

tível. Logicamente, a amplitude de redução deve ser correlacionada com o nível de resistência, sendo genótipos altamente resistentes suprimindo os níveis de população de nematoides mais do que os genótipos moderadamente resistentes. Além do benefício imediato de ter plantas resistentes que sofrem menos parasitismo de nematoides do que as plantas sensíveis quando expostas aos mesmos níveis iniciais da população de nematoides (Evans & Haydock, 1990), outra vantagem importante é que menores níveis populacionais no final da safra após algodão resistente apresentam um menor potencial para danificar as culturas sensíveis subsequentes. Portanto, algodão resistente a nematoides é útil como cultura de rotação para outras culturas suscetíveis, ou para permitir sucessivas culturas de algodão em lavouras infestadas. Cultivares tolerantes aos nematoides suportam a reprodução do nematoide e apresentam menores perdas de produtividade que outras cultivares que apresentam níveis equivalentes de infecção do nematoide (Koenning *et al.*, 2000; Blessitt *et al.*, 2012). Cultivares tolerantes nada fazem para reduzir a densidade populacional do nematoide. Elas podem ajudar a mitigar as perdas econômicas para os produtores, mas o controle do nematoide em longo prazo exigirá o desenvolvimento e uso de variedades resistentes em conjunto com outras opções de controle para suprimir as populações de nematoides.

Genótipos de algodoeiro resistentes são eficazes em suprimir os níveis populacionais dos nematoides. Os níveis populacionais de *M. incognita* foram significativamente reduzidos em cultivares com resistência moderada, em comparação com cultivares suscetíveis, em três estudos separados, multilocais e plurianuais: um estudo usou LA 887, Paymaster H 1560, e NemX (Koenning *et al.*, 2001); um segundo utilizou LA 887 e NemX (Zhou & Starr, 2003), e o terceiro estudo utilizou Phytogen 367WRF e Stoneville 5458B2F (Wheeler *et al.*, 2014). Os genótipos de algodão moderadamente resistentes PH98-3196 e NemX reduziram significativamente os níveis populacionais de nematoides em uma lavoura em comparação com um genótipo suscetível, a cada ano, quando cultivado por três anos contínuos, mas os efeitos supressivos para nematoides proporcionados pelo cultivo de um genótipo resistente foram apenas ligeiramente cumulativos com quase todos os benefícios ocorrendo depois de apenas um ano (Davis & Kemerait, 2009). Outros estudos também descobriram que um único ano de cultivo

other susceptible crops or to allow successive cotton crops in infested fields. Cultivars tolerant to nematodes support reproduction by the nematode while sustaining lower yield losses than other cultivars having comparable levels of nematode infection (Koenning *et al.*, 2000; Blessitt *et al.*, 2012). As such, tolerant cultivars do nothing to reduce the population density of the nematode. They can help mitigate economic losses for growers, but long-term nematode management will require development and deployment of resistant varieties in conjunction with other control options to suppress nematode populations.

Resistant cotton genotypes are effective in suppressing nematode population levels. Population levels of *M. incognita* were significantly reduced compared to a susceptible cultivar in three separate studies with moderately resistant cultivars at multiple sites in multiple years: one study used LA 887, Paymaster H 1560, and NemX (Koenning *et al.*, 2001), a second study used LA 887 and NemX (Zhou and Starr, 2003), and the third study used Phytogen 367WRF and Stoneville 5458B2F (Wheeler *et al.*, 2014). The moderately resistant cotton genotypes PH98-3196 and NemX significantly reduced nematode population levels in a field compared to a susceptible genotype each year when grown for three continuous years, but the nematode-suppressive effects of growing a resistant genotype were only slightly cumulative with almost all of the benefit occurring after only one year (Davis and Kemerait, 2009). Other studies also have found that a single year of growing nematode resistant cotton is as effective as two or three years in suppressing nematode levels and protecting a subsequent susceptible crop (Ogallo *et al.*, 1999; Shepherd, 1982a). Unfortunately, when a susceptible cotton cultivar was grown following three years of a resistant one, nematode populations rebounded in only one season to be equal to the level found where susceptible cotton had been grown during the preceding years (Davis and Kemerait, 2009). Other studies also have found that growing a susceptible crop for a single season is sufficient to raise *M. incognita* levels above the damage threshold for cotton (Koenning and Edmisten, 2008). The highly resistant Auburn 623 RNR without nematicide was

de algodão resistente a nematoide é tão eficaz quanto dois ou três anos diminuindo os níveis de nematoides e protegendo uma cultura suscetível subsequente (Ogallo *et al.*, 1999; Shepherd, 1982a). Infelizmente, quando uma cultivar de algodão suscetível foi cultivada depois de três anos de um algodão resistente, as populações de nematoides recuperaram em apenas uma safra o nível que o algodão suscetível tinha durante os anos anteriores (Davis & Kemerait, 2009). Outros estudos também mostraram que uma única safra de uma cultura suscetível é suficiente para elevar os níveis de *M. incognita* acima do limiar de danos para o algodão (Koenning & Edmisten, 2008). O material altamente resistente Auburn 623 RNR, sem nematicida, foi mais eficaz do que uma cultivar suscetível com fumigação para suprimir os níveis *M. incognita* no ano em curso, bem como nas safras seguintes de algodão suscetível (Shepherd, 1982a).

Tanto *M. incognita* como *R. reniformis* são parasitas obrigatórios, de modo que, quando variedades resistentes são cultivadas a campo, populações de nematoides são submetidas a uma pressão de seleção que pode resultar no surgimento de genótipos de nematoides que são virulentos em plantas contendo o gene de resistência. Uma população de nematoides virulenta é capaz de se reproduzir de forma significativa em plantas que suprimem a reprodução de populações de nematoides avirulentos (Roberts, 1995; Shaner *et al.*, 1992). A resistência de plantas hospedeiras a uma espécie de nematoides pode não ser durável se a população de nematoides tiver diversidade genética de tal modo que genes de virulência estejam presentes na população de nematoides (Bakker *et al.*, 1993; Roberts, 1995; Young & Hartwig, 1992). Variabilidade na virulência de *M. incognita* em genótipos moderadamente resistentes de algodão tem sido identificada com alguns isolados de nematoides que possuem níveis bem maiores de reprodução do que a maioria (Elliot *et al.*, 1998; Zhou *et al.*, 2000). No entanto, variabilidade em virulência não foi encontrada na linhagem de germoplasma Auburn 623 RNR altamente resistente (Kirkpatrick & Sasser, 1983). Em populações de nematoides que são heterogêneos para genes de virulência, cepas que quebram a resistência podem ser selecionadas rapidamente quando as plantas resistentes são cultivadas (Roberts, 2002). A seleção a campo de uma população de *M. incognita* para a virulência foi suspeitada quando um isolado colhido em um cam-

more effective than a susceptible cultivar with fumigation for suppressing *M. incognita* levels in the current year as well as in the following susceptible cotton crop (Shepherd, 1982a).

Both *M. incognita* and *R. reniformis* are obligate parasites, so when resistant cultivars are grown in fields, nematode populations are subjected to selection pressure that can result in the emergence of nematode genotypes that are virulent on plants carrying the resistance gene. A virulent nematode population is able to reproduce significantly on plants that suppress the reproduction of avirulent nematode populations (Roberts, 1995; Shaner *et al.*, 1992). Host-plant resistance to a nematode species may not be durable if the nematode population has significant genetic diversity such that virulence genes are present in the nematode population (Bakker *et al.*, 1993; Roberts, 1995; Young and Hartwig, 1992). Variability in virulence of *M. incognita* on moderately resistant genotypes of cotton has been identified with a few nematode isolates having significantly greater levels of reproduction than most (Elliot *et al.*, 1998; Zhou *et al.*, 2000). However, variability in virulence was not found on the highly-resistant germplasm line Auburn 623 RNR (Kirkpatrick and Sasser, 1983). In nematode populations that are heterogenous for virulence genes, resistance-breaking types can be selected rapidly when resistant plants are grown (Roberts, 2002). Field selection of an *M. incognita* population for virulence was suspected when an isolate collected from a field where NemX had been grown for several years was shown to have greater reproduction on NemX than other isolates (Ogallo *et al.*, 1997). Not all avirulent populations of *M. incognita* can be forced to develop virulence (Castagnone-Sereno *et al.*, 1994); however, virulence appears to be stable once it has developed (Castagnone-Sereno, 1993). The wide distribution of resistance to *M. incognita* found in race stocks from Mexico and Guatemala suggest that their resistance is quite stable: the nematode apparently failed to develop the ability to overcome the resistance despite lengthy association with the perennial cotton plants in that environment (Shepherd, 1983).

Relying on a single resistance gene and growing plant genotypes with that gene repeatedly without crop rotation

po onde NemX tinha sido cultivado durante vários anos mostrou ter maior reprodução em NemX do que outros isolados (Ogallo *et al.*, 1997). Nem todas as populações não virulentas de *M. incognita* podem ser forçadas a desenvolver virulência (Castagnone-Sereno *et al.*, 1994), contudo, a virulência parece ser estável uma vez que se desenvolveu (Castagnone-Sereno, 1993). A ampla distribuição da resistência a *M. incognita* encontrada em acessos de algodão do México e da Guatemala sugere que sua resistência seja bastante estável: o nematoide aparentemente não conseguiu desenvolver a capacidade de superar a resistência apesar da longa associação com as plantas de algodão perenes nesse ambiente (Shepherd, 1983).

O uso de um único gene de resistência e o cultivo de genótipos com esse gene repetidamente sem rotação de culturas maximizam a pressão de seleção sobre os nematoides para aumentar as populações que podem contornar a resistência. Além disso, algumas espécies de nematoides, tais como *M. incognita* e *R. reniformis*, que apresentam várias gerações durante o período de desenvolvimento, têm uma maior probabilidade de desenvolver rapidamente populações virulentas (Roberts, 1995). A utilização de uma fonte única de resistência ao longo do tempo pode resultar no desenvolvimento de biótipos de nematoides que podem se reproduzir na cultivar resistente (Young, 1998). Para evitar tais mudanças na população do nematoide, pode ser necessária a rotação de diferentes fontes de resistência ou alternar a resistência varietal com outras opções de controle. Se forem identificados vários genes de resistência a uma espécie de nematoides particulares, então os genes de resistência podem ser usados individualmente, em genótipos separados, ou colocados em conjunto ("piramidado") no mesmo genótipo. A combinação de dois ou mais genes diferentes de resistência provavelmente prolongará a eficácia dos genes de resistência, reduzindo a pressão de seleção sobre os nematoides (Shepherd, 1983; Starr & Roberts, 2004). Um modelo de simulação por computador, baseado em genes para resistência a nematoides de cisto em batata, indicou que a utilização de genes de resistência individualmente em genótipos cultivados sequencialmente iria desenvolver mais rapidamente as populações virulentas do nematoide do que combinando os genes em um único genótipo (Spitters & Ward, 1988). No entanto, os resultados teóricos da simulação computacional não foram confirmados com dados de experimentos.

maximizes selection pressure on the nematodes to increase populations that can overcome the resistance. Additionally, nematode species such as *M. incognita* and *R. reniformis* that have multiple generations during the growing season have a greater likelihood of rapidly developing virulent populations (Roberts, 1995). Use of a single resistance source over time may result in development of nematode biotypes that can reproduce on the resistant cultivar (Young, 1998). To avoid such shifts in the nematode population, rotation among different resistance sources or alternating resistance with other control options may be necessary. If multiple genes for resistance to a particular nematode species have been identified, then the resistance genes could either be added individually to separate plant genotypes or added together ("pyramided") into the same plant genotype. Combining two or more different genes for resistance is likely to prolong the effectiveness of the resistance genes by reducing selection pressure on the nematodes (Shepherd, 1983; Starr and Roberts, 2004). A computer simulation model based on genes for resistance to cyst nematodes in potato indicated that utilizing resistance genes individually in sequentially grown genotypes would more rapidly develop virulent populations of the nematode than would combining the genes into a single crop genotype (Spitters and Ward, 1988). However, the theoretical results of the computer simulation have not been confirmed with data from experiments.

Variability within *Rotylenchulus reniformis* has been well documented on a genetic, morphological, and physiological basis (Agudelo *et al.*, 2005c; Arias *et al.*, 2009; Dasgupta and Seshadri, 1971; McGawley *et al.*, 2010; Nakasono, 2004). The possibility exists for nematode populations to develop that have the ability to overcome resistance, so strategic deployment of host plant resistance will be critical to extend the useful life of any one source of resistance. Understanding the genetic basis of resistance in each new source developed is essential to determine which sources are unique so that effective rotations or combinations of the genes in a single plant (Fang and Stetina, 2011) can be pursued.

Historically, farmers in the U.S. have relied on nematicides

A variabilidade dentro de *Rotylenchulus reniformis* tem sido bem documentada do ponto de vista genético, morfológico e fisiológico (Agudelo *et al.*, 2005c; Arias *et al.*, 2009; Dasgupta & Seshadri, 1971; McGawley *et al.*, 2010; Nakasono, 2004). Existe a possibilidade de as populações de nematoides desenvolverem a capacidade de superar a resistência, então a implantação de estratégia de manejo da resistência das plantas hospedeiras será crucial para aumentar a vida útil de qualquer fonte de resistência. A compreensão da base genética da resistência a cada nova fonte desenvolvida é essencial para determinar quais fontes são únicas, para que rotações eficazes ou combinações de genes em uma única planta (Fang & Stetina, 2011) possam ser realizadas.

Historicamente, os agricultores dos EUA usam os nematicidas como o principal meio de controle de nematoides (Starr *et al.*, 2007). Embora nematicidas sejam tipicamente usados para combater uma espécie de nematoide específica, nematicidas têm um efeito supressor contra qualquer nematoide fitoparasita presente em uma lavoura. Como os agricultores começam a usar cultivares resistentes em vez disso, as espécies não combatidas pela resistência podem se tornar problemas preocupantes.

5. Fontes de resistência a *Meloidogyne incognita*

Fontes de resistência a *M. incognita* em germoplasma de *G. hirsutum* foram publicadas em sínteses anteriores (Robinson, 2008; Robinson *et al.*, 2001). A principal fonte de resistência a *M. incognita* usada hoje é derivada do germoplasma RNR altamente resistente Auburn 623, que foi criado através da combinação de dois genótipos com resistência moderada, Clevewilt 6-3-5 e Wild Mexican Jack Jones (PI 593649, também conhecido como México Wild, TX-2516 ou TEX 2516), (Shepherd, 1974). O loco de resistência no Chr. 11 foi herdado do Clevewilt 6-3-5 (Shen *et al.*, 2006; 2010), enquanto que o loco no Chr. 14 foi herdado do Wild Mexican Jack Jones (Gutiérrez *et al.*, 2010; He *et al.*, 2014). A resistência de *M. incognita* a Auburn 623 RNR foi retrocruzada em Auburn 56, que em si é moderadamente resistente ao *M. incognita* (Smith, 1964), para criar Auburn 634 RNR e Auburn 612 RNR (Shepherd, 1982b). A base genética para a resistência em Auburn 56 é desconhecida.

as the primary means of nematode control (Starr *et al.*, 2007). Although nematicides are typically applied to manage a specific nematode species, nematicides have a suppressive effect against any plant-parasitic nematode present in a field. As farmers begin to use resistant cultivars instead, species not controlled by the resistance may become significant problems.

5. Sources of resistance to *Meloidogyne incognita*

Sources of resistance to *M. incognita* in *G. hirsutum* germplasm have been published in previous reviews (Robinson, 2008; Robinson *et al.*, 2001). The primary source of resistance to *M. incognita* used today is derived from highly resistant Auburn 623 RNR germplasm, which was created by combing the two moderately resistant genotypes Clevewilt 6-3-5 and Wild Mexican Jack Jones (PI 593649, also known as Mexico Wild, TX-2516, or TEX 2516) (Shepherd, 1974). The resistance locus on Chr. 11 was inherited from the Clevewilt 6-3-5 parent (Shen *et al.*, 2006; 2010), whereas the locus on Chr. 14 was inherited from the Wild Mexican Jack Jones parent (Gutiérrez *et al.*, 2010; He *et al.*, 2014). The *M. incognita* resistance from Auburn 623 RNR was backcrossed into Auburn 56, which itself is moderately resistant to *M. incognita* (Smith, 1964), to create Auburn 634 RNR and Auburn 612 RNR (Shepherd, 1982b). The genetic basis for the resistance in Auburn 56 is unknown. Auburn 623 RNR also was backcrossed with Coker 201, which is susceptible, to create Auburn 566 RNR (Shepherd, 1982b). Auburn 634 RNR was the source of resistance used to create Aub 82 RNR, Aub 244 RNR, and Aub 299 RNR (Shepherd, 1987) as well as MS-01RKN, MS-24RKN, MS-30RKN, MS-33RKN, MS-35RKN, and MS-37RKN (Creech *et al.*, 2007), which are all highly resistant. Auburn 634 RNR also was the resistant parent used to create a series of highly-resistant, agronomically-improved germplasm lines often referred to as the M-lines: M-92 RNR, M-120 RNR, M-155 RNR, M-240 RNR, M-249 RNR, M-272 RNR, M-315 RNR, M-331 RNR, and M-725 RNR (Shepherd *et al.*, 1996). The M-lines became the preferred source of *M. incognita* resistance and

Auburn 623 RNR também foi retrocruzada com Coker 201, que é suscetível, para criar Auburn 566 RNR (Shepherd, 1982b). Auburn 634 RNR foi a fonte de resistência usada para criar Aub 82 RNR, Aub 244 RNR e Aub 299 RNR (Shepherd, 1987), bem como o MS-01RKN, MS-24RKN, MS-30RKN, MS-33RKN, MS-35RKN e MS-37RKN (Creech *et al.*, 2007), que são todos altamente resistentes. Auburn 634 RNR também foi usado para criar uma série de linhas de germoplasma agronomicamente melhoradas e altamente resistentes, muitas vezes identificadas como linhas "M": M-92 RNR, M-120 RNR, M-155 RNR, M-240 RNR, M-249 RNR, M-272 RNR, M-315 RNR, M-331 RNR e M-725 RNR (Shepherd *et al.*, 1996). As linhas "M" tornaram-se a fonte preferida de resistência a *M. incognita* e têm sido usadas para criar linhas moderadamente resistentes, incluindo Arkot-9111 (Bourland & Jones, 2005); GA96-211 (May *et al.*, 2004); TAM 2561 RKNR, TAM 2562 RKNR e TAM 2571 RKNR (Starr & Smith, 1999); TAM RKRNR-9 e TAM RKRNR-12 (Starr *et al.*, 2011.); e linhas de alta resistência, tais como GA 120R1B3 (Davis *et al.*, 2011).

Acredita-se que vários genótipos com resistência moderada tenham originado sua resistência a *M. incognita* da fonte Clevewilt e, portanto, provavelmente compartilham um dos genes que está em Auburn 623 RNR. Porque Clevewilt está na genealogia destes genótipos, presume-se que Clevewilt seja a fonte de sua resistência a *M. incognita*. Provavelmente o mais conhecido destes genótipos é LA 887 (Jones *et al.*, 1991) e Paymaster 1560 (anteriormente Hartz 1560), que estão estreitamente relacionados e têm um nível moderado de resistência (Calhoun *et al.*, 1997; Robinson, 2008). A resistência de LA 887 e Paymaster 1560 vem de LA-434 RKR (Calhoun *et al.*, 1997; Jones *et al.*, 1991). A resistência de LA-434 RKR vem de Bayou 7769, que descende de Clevewilt (Calhoun *et al.*, 1997; Jones *et al.*, 1988). LA-434 RKR também tem resistência a *R. reniformis* (Jones *et al.*, 1991).

Outros genótipos cuja resistência provavelmente se origina de Clevewilt são RN96425, RN96527 e RN96625-1. RN 96425 herdou resistência a *M. incognita* de N-320-2-91 (Cook & Robinson, 2005), N-320-2-91 herdou resistência de LA RN 4-4 (Cook *et al.*, 1997a), LA RN 4-4 herdou resistência de LA-434 RKR (Jones *et al.*, 1988). Tal como descrito acima, Clevewilt foi o genitor de resistência a *M. incognita* de LA-434 RKR. RN96527 pegou sua re-

have been used to create moderately-resistant lines including Arkot 9111 (Bourland and Jones, 2005); GA96-211 (May *et al.*, 2004); TAM 2561 RKNR, TAM 2562 RKNR, and TAM 2571 RKNR (Starr and Smith, 1999); and TAM RKRNR-9 and TAM RKRNR-12 (Starr *et al.*, 2011); and highly resistant lines such as GA 120R1B3 (Davis *et al.*, 2011).

Several moderately resistant genotypes are believed to have derived their resistance to *M. incognita* from the Clevewilt source and therefore likely share one of the genes that is in Auburn 623 RNR. Because Clevewilt is in the pedigree of these genotypes, it is assumed that Clevewilt is the source of their resistance to *M. incognita*. Probably the best known of these genotypes are LA 887 (Jones *et al.*, 1991) and Paymaster (formerly Hartz) 1560, which are closely related and have a moderate level of resistance (Calhoun *et al.*, 1997; Robinson, 2008). LA 887 and Paymaster 1560 derive resistance from LA 434-RKR (Calhoun *et al.*, 1997; Jones *et al.*, 1991). LA 434-RKR derives resistance from Bayou 7769, which derives resistance from Clevewilt (Calhoun *et al.*, 1997; Jones *et al.*, 1988). LA 434-RKR also expresses resistance to *R. reniformis* (Jones *et al.*, 1991).

Additional genotypes that likely derive their resistance from Clevewilt are RN96425, RN96527, and RN96625-1. RN96425 inherited resistance to *M. incognita* from N-320-2-91 (Cook and Robinson, 2005), N-320-2-91 inherited resistance from LA RN 4-4 (Cook *et al.*, 1997a), LA RN 4-4 inherited resistance from LA 434-RKR (Jones *et al.*, 1988). As described above, Clevewilt was the original *M. incognita*-resistant ancestor of LA 434-RKR. RN96527 derives its resistance from N-220-1-91 (Cook and Robinson, 2005), which derives its resistance from LA RN910 (Cook *et al.*, 1997a), which derives its resistance from LA 434-RKR (Jones *et al.*, 1988). RN96625-1 gets *M. incognita* resistance from N222-1-91 (Cook and Robinson, 2005), which inherited resistance from RN910 (Cook *et al.*, 1997a), which derives resistance from LA 434-RKR (Jones *et al.*, 1988).

Acala NemX (also written Nem-X) may represent a unique source of resistance to *M. incognita* that is different from that in Auburn 623 RNR, although that has not been conclusively

sistência de N-220-1-91 (Cook & Robinson, 2005), que a obteve de LA RN910 (Cook *et al.*, 1997a), que por sua vez herdou sua resistência de LA 434-RKR (Jones *et al.* 1988). RN96625-1 recebeu resistência a *M. incognita* de N222-1-91 (Cook & Robinson, 2005), que herdou a resistência de RN910 (Cook *et al.*, 1997a), cujo genitor de resistência é LA 434-RKR (Jones *et al.*, 1988).

Acala NemX (também escrito Nem-X) pode representar uma fonte específica de resistência a *M. incognita*, diferente da Auburn 623 RNR, apesar de que isso não foi conclusivamente demonstrado. A genealogia da Acala NemX não é completamente conhecida, no entanto, uma fonte de resistência na genealogia de Acala NemX é Auburn 56 (Roberts & Ulloa, 2010), uma linha moderadamente resistente (Smith, 1964), que também está na genealogia de Auburn 623 RNR, assim tem potencialmente uma fonte comum de resistência. Acala NemX provavelmente herdou a maior parte da sua resistência de N6072 (Roberts & Ulloa, 2010; Robinson *et al.*, 2001), cuja genealogia é incerta, mas não é conhecida por ter uma fonte comum de resistência com Auburn 623 RNR. Um dos genitores de N6072, a linha Missouri FBCx-2, foi considerada resistente, e o outro genitor (AXTE 22) também era suspeito de contribuir com genes de resistência (Roberts & Ulloa, 2010). A cultivar sul-africana Gamka tem resistência a *M. incognita* e foi desenvolvida a partir de N9311, que pode ter vindo do mesmo programa de melhoramento que produziu Acala NemX, mas não se sabe se Gamka apresenta fonte diferente de resistência que Acala NemX (Robinson, 2008).

Alguns genótipos com resistência a *M. incognita* desenvolvidos no Brasil têm apenas Auburn 56 como fonte de resistência comum, embora muito moderada, com Auburn 623 RNR e pode, portanto, representar fontes únicas de resistência (Robinson, 2008). Tais genótipos incluem a altamente resistente IAC / 414 (Carneiro *et al.*, 2005), as moderadamente resistentes IAC98 / 708 e IAC98 / 732 (Carneiro *et al.*, 2005), e o tolerante CD405 (Belot *et al.*, 2005). Outros genótipos do Instituto Agronômico de Campinas (IAC) que expressam um alto nível de resistência incluem IAC 23 (Cia *et al.*, 2002; Zanella *et al.*, 2005), IAC 24 (Cia *et al.*, 2002), IAC 25 RMD (Galbieri *et al.*, 2009) e IAC 96/414, com IAC20-233 e IAC 98/409 RR que possuem resistência moderada (Carneiro *et al.*, 2005). A resistência identificada em outros genótipos no Brasil não tem nenhuma relação conhecida com fontes de resistência previamente

documented. The pedigree of Acala NemX is not completely known, however, one source of resistance in the pedigree of Acala NemX is Auburn 56 (Roberts and Ulloa, 2010), a moderately resistant line (Smith, 1964) which is also in the pedigree of Auburn 623 RNR, so there is potentially a common source of resistance. Acala NemX probably derives most of its resistance from N6072 (Roberts and Ulloa, 2010; Robinson *et al.*, 2001), whose pedigree is uncertain but is not known to have a common source of resistance with Auburn 623 RNR. One parent of N6072, the Missouri breeding line FBCX-2, was found to be resistant, and the other parent (AXTE 22) also was suspected of contributing resistance genes (Roberts and Ulloa, 2010). A South African cultivar, Gamka, has resistance to *M. incognita* and was developed from N9311, which is believed to have come from the same breeding program that produced Acala NemX, but it is not known if Gamka represents a different source of resistance from Acala NemX (Robinson, 2008).

Some genotypes developed in Brazil with resistance to *M. incognita* have only Auburn 56 as a common, although very moderate, source of resistance with Auburn 623 RNR and may therefore represent unique sources of resistance (Robinson, 2008). Such genotypes include the highly resistant IAC/414 (Carneiro *et al.*, 2005), the moderately resistant, IAC98/708 and IAC98/732 (Carneiro *et al.*, 2005), and the tolerant CD405 (Bélot *et al.*, 2005). Other IAC genotypes (Instituto Agronômico, de Campinas) consistently expressing a high level of resistance include IAC 23 (Cia *et al.*, 2002; Zanella *et al.*, 2005), IAC 24 (Cia *et al.*, 2002), IAC 25 RMD (Galbieri *et al.*, 2009), and IAC 96/414, with IAC20-233 and IAC RR 98/409 expressing moderate resistance (Carneiro *et al.*, 2005). The resistance identified in other genotypes in Brazil has no known relation to previously identified sources of resistance, including the highly resistant CIR1343, CIR1348, and Fai Mui and the moderately resistant MT123 no. 3 (Mota *et al.*, 2013) as well as IPR 140 and IPR JATAI (Galbieri *et al.*, 2009). Mocó cotton (*G. hirsutum* race *marie-galante*) is a unique and genetically diverse type of cotton in Brazil that was reported to express near immunity to *M. incognita* (Ponte, 1979), although a later study found that only one out of

identificadas, incluindo as altamente resistentes CIR1343, CIR1348 e Fai Mui e o MT123 n.3, que é moderadamente resistente (Mota *et al.*, 2013), bem como IPR 140 e IPR Jataí (Galbieri *et al.*, 2009). O algodão mocó (*G. hirsutum* raça *marie-galante*) é um tipo de algodão único do Brasil, geneticamente diversificado, que possui quase imunidade total a *M. incognita* (Ponte, 1979), apesar de um estudo posterior ter revelado que apenas um em cada oito genótipos de algodoeiro mocó testados foi resistente (Ponte *et al.*, 1998). Populações de *Gossypium mustelinum*, uma espécie de algodão alotetraploide que ocorre naturalmente no Brasil, foram consideradas uma fonte nova de genes para resistência a *M. incognita* (Menezes *et al.*, 2014). Três linhas de algodão não comerciais com resistência a *M. incognita* foram re-selecionadas a partir do germoplasma MD 25 (PI 659508), que tem uma genealogia única e complexa que inclui as contribuições de ambos, *G. barbadense* e *G. mustelinum* (Meredith, 2013), mas a fonte de resistência é desconhecida.

Algodão primitivo pode fornecer fontes novas de resistência a *M. incognita*. Uma avaliação em grande escala de 471 acessos de raça primitiva de algodão mostrou que 18 (3,8%) foram resistentes (Shepherd, 1983). As linhagens resistentes foram coletadas no México e na Guatemala. Embora nenhuma das linhas fossem tão resistentes quanto Auburn 634 RNR, algumas estavam perto e todas foram significativamente mais resistentes do que Clevewilt (Shepherd, 1983). As linhas resistentes eram fotoperiódicas, mas foram usadas para criar 12 linhas não fotoperiódicas que foram posteriormente disponibilizadas (PI número 517927 a 517938), (Shepherd *et al.*, 1988). Acessos de algodão do México TX-1174, TX-1440, TX-2076, TX-2079 e TX-2107 mostraram níveis de resistência a *M. incognita* maior do que Clevewilt (Robinson & Percival, 1997), e os genes de resistência desses acessos são, provavelmente, diferentes daqueles da Auburn 623 RNR (Starr *et al.*, 2010). Além disso, TX-25, TX-1828, e TX-1860 expressaram níveis significativos de resistência a *M. incognita* (Robinson *et al.*, 2004).

6. Fontes de resistência a *Rotylenchulus reniformis*

Várias sínteses sobre o desenvolvimento de resistência a *R. reniformis* no algodão têm sido publicadas (Koenning *et al.* 2004;

eight mocó cotton genotypes tested was resistant (Ponte *et al.*, 1998). *Gossypium mustelinum* populations, an allotetraploid cotton species that occurs naturally in Brazil, were reported to be a unique source of genes for resistance to *M. incognita* (Menezes *et al.*, 2014). Three noncommercial cotton lines with resistance to *M. incognita* were reselected from the MD 25 germplasm line (PI 659508), which has a very unique and complex pedigree that includes contributions from both *G. barbadense* and *G. mustelinum* (Meredith, 2013), but the source of resistance is unknown.

Primitive cotton may provide unique sources of resistance to *M. incognita*. A large-scale evaluation of 471 primitive race stocks of cotton found that 18 (3.8%) were resistant (Shepherd, 1983). The resistant lines were collected from Mexico and Guatemala. Although none of the lines were as resistant as Auburn 634 RNR, some were close and all were significantly more resistant than Clevewilt (Shepherd, 1983). The resistant lines were photoperiodic, but they were used to create 12 non-photoperiodic lines which were subsequently released (PI numbers 517927 through 517938) (Shepherd *et al.*, 1988). Cotton accessions from Mexico TX-1174, TX-1440, TX-2076, TX-2079, and TX-2107 expressed levels of resistance to *M. incognita* greater than that in Clevewilt (Robinson and Percival, 1997), and the resistance genes in those accessions are probably different from those in Auburn 623 RNR (Starr *et al.*, 2010). Additionally, TX-25, TX-1828, and TX-1860 express significant levels of resistance to *M. incognita* (Robinson *et al.*, 2004).

6. Sources of resistance to *Rotylenchulus reniformis*

Several reviews on the development of resistance to *R. reniformis* in cotton have been published (Koenning *et al.*, 2004; Robinson, 2007; Robinson *et al.*, 2008; Starr *et al.*, 2007). In the late 1990s, Robinson *et al.* (1999) reported that there were no commercial cotton cultivars available with resistance to *R. reniformis*, and this remains the case in 2015. Extensive efforts have been made to identify useful levels of *R. reniformis*

Robinson, 2007; Robinson *et al.*, 2008; Starr *et al.*, 2007). No final de 1990, Robinson *et al.* (1999) relataram que não havia cultivares de algodão comerciais disponíveis com resistência a *R. reniformis*, e este continua a ser o caso em 2015. Grandes esforços têm sido feitos para identificar níveis úteis de resistência a *R. reniformis* em *G. hirsutum* e outras espécies de *Gossypium*. Mais de 3.000 acessos de *Gossypium* foram selecionados quanto à resistência a *R. reniformis* com base na infecção das raízes por *R. reniformis*, ou na alteração da população dos nematoides ao longo de um intervalo definido (Robinson *et al.*, 1999, 2004, 2008; Robinson & Percival, 1997; Starr *et al.*, 2007; Weaver *et al.*, 2007; Yik & Birchfield, 1984).

A principal razão para a falta de cultivares resistentes a *R. reniformis* é a falta de altos níveis de resistência a esse nematoide em *G. hirsutum*. Um estudo com mais de 1.800 acessos primitivos de *G. hirsutum* vindos do banco de germoplasma dos Estados Unidos encontrou somente seis que eram moderadamente resistentes (Robinson *et al.*, 2004). Apesar da presença limitada de resistência em algodão Upland, linhas de germoplasma e cultivares com níveis moderados de resistência derivada de *G. hirsutum* têm sido desenvolvidas e lançadas (*Tabela 1*). A maioria destas linhas tem produtividades comparáveis a testemunhas e qualidade de fibra aceitáveis, além de resistência a *R. reniformis* (Cook *et al.*, 1997c; Jones *et al.*, 1988, 1991); no entanto, as três linhas derivadas do acesso primitivo T2468 (MT2468 Ren1, MT2468 Ren2 e MT2468 Ren3), (McCarty *et al.*, 2012), tiveram rendimentos mais baixos e cápsulas menores do que o controle, quando testadas em áreas não infestadas com *R. reniformis*.

Ambos, *G. hirsutum* e *G. barbadense*, são tetraploides e podem ser cruzados com relativamente pouca dificuldade, embora *G. hirsutum* pertença ao grupo genômico (AD) 1 e *G. barbadense* ao grupo genômico (AD) 2 (Endrizzi *et al.*, 1984). Em um estudo que avaliou 900 acessos primitivos de *G. barbadense*, apenas 17 mostraram alguma resistência ao nematoide, com a resistência mais forte expressa em GB713 (Robinson *et al.*, 2004). Resistência em *G. barbadense* TX 110 também foi relatada (Yik & Birchfield, 1984). Em um estudo de germoplasma mexicano selvagem de *G. barbadense* (Robinson & Percival, 1997), os acessos TX-1347 e TX-1348 demonstraram níveis moderados de resistência a *R. reniformis*.

resistance in *G. hirsutum* and other *Gossypium* species. More than 3,000 accessions of *Gossypium* have been screened for resistance to *R. reniformis* based on either assessment of root infection by *R. reniformis* or changes in the soil population of the nematodes over a defined interval (Robinson *et al.*, 1999, 2004, 2008; Robinson and Percival, 1997; Starr *et al.*, 2007; Weaver *et al.*, 2007; Yik and Birchfield, 1984).

The primary reason for the lack of *R. reniformis* resistant cultivars is the lack of high levels of resistance to this nematode in *G. hirsutum*. A survey of more than 1,800 primitive *G. hirsutum* accessions obtained from the U.S. Cotton Germplasm Collection and found only six that were moderately resistant (Robinson *et al.*, 2004). In spite of the limited availability of resistance in upland cotton, germplasm lines and cultivars with moderate levels of resistance derived from *G. hirsutum* have been developed and released (*Table 1*). Most of these lines were reported to have yields comparable to control cultivars and acceptable fiber properties in addition to *R. reniformis* resistance (Cook *et al.*, 1997c; Jones *et al.*, 1988, 1991); however, the three lines derived from primitive accession T2468 (MT2468 Ren1, MT2468 Ren2, and MT2468 Ren3; McCarty *et al.*, 2012) had lower yields and smaller bolls than the control when tested in fields not infested with *R. reniformis*.

Both *G. hirsutum* and *G. barbadense* are tetraploids and can be crossed with relatively little difficulty, though *G. hirsutum* belongs to genomic group (AD) 1 and *G. barbadense* is in genomic group (AD) 2 (Endrizzi *et al.*, 1984). In a study evaluating 900 primitive *G. barbadense* accessions, only 17 showed some resistance to *R. reniformis*, with the strongest resistance expressed in accession GB713 (Robinson *et al.*, 2004). Resistance in *G. barbadense* accession TX 110 also was reported (Yik and Birchfield, 1984). In a survey of wild Mexican *G. barbadense* germplasm (Robinson and Percival, 1997), accessions TX-1347 and TX-1348 demonstrated moderate levels of *R. reniformis* resistance.

Studies have reported delayed development of nematodes in *G. barbadense* accessions TX110 and GB713 (Starr *et al.*, 2011; Stetina, 2015), which decreases the rate at which subse-

Tabela 1. Linhas de germoplasma e cultivares de algodão Upland com resistência ao *Rotylenchulus reniformis* derivado de *Gossypium hirsutum.*

Nome	Número de registro[a]	Tipo	Lançado por	Ano de lançamento	Referência
La. RN 4-4	PI 510684	germplasm	Louisiana Agricultural Experiment Station	1987	Jones *et al.*, 1988
La. RN 909	PI 510685	germplasm	Louisiana Agricultural Experiment Station	1987	Jones *et al.*, 1988
La. RN 910	PI 510686	germplasm	Louisiana Agricultural Experiment Station	1987	Jones *et al.*, 1988
La. RN 1032	PI 510687	germplasm	Louisiana Agricultural Experiment Station	1987	Jones *et al.*, 1988
LA 887	PI 547084	cultivar	Louisiana Agricultural Experiment Station, LSU Agricultural Center	1990	Jones *et al.*, 1991
N220-1-91	PI 592295	germplasm	USDA ARS, Texas Agricultural Experiment Station	1995	Cook *et al.*, 1997a
N222-1-91	PI 592296	germplasm	USDA ARS, Texas Agricultural Experiment Station	1995	Cook *et al.*, 1997a
N320-2-91	PI 592297	germplasm	USDA ARS, Texas Agricultural Experiment Station	1995	Cook *et al.*, 1997a
N419-1-91	PI 592298	germplasm	USDA ARS, Texas Agricultural Experiment Station	1995	Cook *et al.*, 1997a
MT2468 Ren1	PI 663908	germplasm	USDA ARS, Mississippi Agricultural and Forestry Experiment Station	2011	McCarty *et al.*, 2012
MT2468 Ren2	PI 663909	germplasm	USDA ARS, Mississippi Agricultural and Forestry Experiment Station	2011	McCarty *et al.*, 2012
MT2468 Ren3	PI 663910	germplasm	USDA ARS, Mississippi Agricultural and Forestry Experiment Station	2011	McCarty *et al.*, 2012

[a] Número de registro do Germplasm Resources Information Network do USDA (www.ars-grin.gov).

Table 1. Germplasm lines and cultivars of upland cotton with resistance to *Rotylenchulus reniformis* derived from *Gossypium hirsutum*.

Name	Accession number[a]	Type	Released by	Year released	Reference
La. RN 4-4	PI 510684	germ-plasm	Louisiana Agricultural Experiment Station	1987	Jones *et al.*, 1988
La. RN 909	PI 510685	germ-plasm	Louisiana Agricultural Experiment Station	1987	Jones *et al.*, 1988
La. RN 910	PI 510686	germ-plasm	Louisiana Agricultural Experiment Station	1987	Jones *et al.*, 1988
La. RN 1032	PI 510687	germ-plasm	Louisiana Agricultural Experiment Station	1987	Jones *et al.*, 1988
LA 887	PI 547084	cultivar	Louisiana Agricultural Experiment Station, LSU Agricultural Center	1990	Jones *et al.*, 1991
N220-1-91	PI 592295	germ-plasm	USDA ARS, Texas Agricultural Experiment Station	1995	Cook *et al.*, 1997a
N222-1-91	PI 592296	germ-plasm	USDA ARS, Texas Agricultural Experiment Station	1995	Cook *et al.*, 1997a
N320-2-91	PI 592297	germ-plasm	USDA ARS, Texas Agricultural Experiment Station	1995	Cook *et al.*, 1997a
N419-1-91	PI 592298	germ-plasm	USDA ARS, Texas Agricultural Experiment Station	1995	Cook *et al.*, 1997a
MT2468 Ren1	PI 663908	germ-plasm	USDA ARS, Mississippi Agricultural and Forestry Experiment Station	2011	McCarty *et al.*, 2012
MT2468 Ren2	PI 663909	germ-plasm	USDA ARS, Mississippi Agricultural and Forestry Experiment Station	2011	McCarty *et al.*, 2012
MT2468 Ren3	PI 663910	germ-plasm	USDA ARS, Mississippi Agricultural and Forestry Experiment Station	2011	McCarty *et al.*, 2012

[a] Accession number in the Germplasm Resources Information Network of the United States Department of Agriculture (www.ars-grin.gov)

Estudos têm relatado atraso no desenvolvimento dos nematoides em *G. barbadense* TX110 e GB713 (Starr *et al.*, 2011; Stetina, 2015), o que diminui a taxa na qual as gerações posteriores podem se desenvolver. O número de ovos produzidos por fêmea nunca foi reduzido (Starr *et al.*, 2011; Stetina, 2015). Fatores químicos ou fisiológicos específicos que contribuem para o atraso no desenvolvimento das fêmeas após a criação do sítio de alimentação são desconhecidos.

O elevado nível de resistência de *G. barbadense* foi transferido com sucesso para linhas de germoplasma de *G. hirsutum* (Robinson *et al.*, 2008). Em 2010, duas linhagens de algodão, TAM RKRNR-9 (PI 662039) e TAM RKRNR-12 (PI 662040), com resistência a *R. reniformis* derivada de *G. barbadense* TX 110 (PI 163608), foram disponibilizadas (Starr *et al.*, 2011). *Gossypium barbadense* GB713 (PI 608139) era a fonte de resistência a *R. reniformis* em outras quatro linhas de germoplasma, as quais foram disponibilizadas em 2012. Três linhas, M713 Ren1 (PI 665928), M713 Ren2 (PI 665929) e M713 Ren5 (PI 665930), foram desenvolvidas a partir de um cruzamento entre o GB713 e a cultivar *G. hirsutum* SureGrow 747 (McCarty *et al.*, 2013). A quarta linha de germoplasma, BARBREN-713 (PI671965), foi desenvolvida através do cruzamento de *G. barbadense* GB713 com a cultivar Acala NemX (Bell *et al.*, 2015). Os rendimentos de BARBREN-713 são comparáveis aos das testemunhas comerciais em solos com baixas densidades populacionais de *R. reniformis*, e superiores aos das testemunhas comerciais em talhões com altas densidades populacionais de *R. reniformis* em estudos no Texas (Bell *et al.*, 2015) e Alabama (Sikkens *et al.*, 2012). GB 713 tem três QTLs associados à resistência ao nematoide; dois estão localizados no cromossoma 21 (Ren^{barb1} e Ren^{barb2}) e um está localizado no cromossoma 18 (Ren^{barb3}), (Gutierrez *et al.*, 2011). Os marcadores moleculares são disponíveis para todos os QTLs e podem ser utilizados em seleção assistida por marcadores; estes marcadores foram utilizados até agora para o desenvolvimento das quatro linhas de germoplasma usando essa fonte de resistência (Bell *et al.*, 2015; McCarty *et al.*, 2013).

Um desafio maior é a exploração dos elevados ou muito elevados níveis de resistência encontrados em acessos diploides de *Gossypium* (*Tabela 2*). A imunidade a *R. reniformis* foi relatada em *G. longicalyx*; altos níveis de resistência em *G. somalense, G. stocksii, G. raimondii, G. arboreum, G. herbaceum*; e níveis

quent generations can develop. The number of eggs produced per female was not reduced for either accession (Starr *et al.*, 2011; Stetina, 2015). Specific chemical or physiological factors contributing to the delay in development of females after feeding site establishment are unknown.

The high level of resistance from *G. barbadense* has been successfully transferred into *G. hirsutum* germplasm lines (Robinson *et al.*, 2008). In 2010, two breeding lines of cotton, TAM RKRNR-9 (PI 662039) and TAM RKRNR-12 (PI 662040), with *R. reniformis* resistance derived from *G. barbadense* TX 110 (PI 163608) were released (Starr *et al.*, 2011). *Gossypium barbadense* accession GB713 (PI 608139) was the source of *R. reniformis* resistance in four other germplasm lines, all of which were released in 2012. Three lines, M713 Ren1 (PI 665928), M713 Ren2 (PI 665929), and M713 Ren5 (PI 665930), were developed from a cross between GB713 and the *G. hirsutum* cultivar SureGrow 747 (McCarty *et al.*, 2013). The fourth germplasm line, BARBREN-713 (PI671965), was developed by crossing *G. barbadense* GB713 with the cultivar Acala NemX (Bell *et al.*, 2015). Yields of BARBREN-713 were reported to be comparable to commercial controls in plots with low *R. reniformis* population densities, and superior to those of commercial controls in plots with high *R. reniformis* population densities in studies in Texas (Bell *et al.*, 2015) and Alabama (Sikkens *et al.*, 2012). GB 713 has three QTLs associated with resistance to *R. reniformis*; two are located on chromosome 21 (Ren^{barb1} and Ren^{barb2}) and one is located on chromosome 18 (Ren^{barb3}) (Gutiérrez *et al.*, 2011). Molecular markers are available for all of the QTLs and can be used in marker assisted breeding; these markers were utilized in the development of all four germplasm lines developed to date from this resistance source (Bell *et al.*, 2015; McCarty *et al.*, 2013).

A greater research challenge is the exploitation of the high to very high levels of *R. reniformis* resistance found in diploid *Gossypium* accessions (*Table 2*). Immunity to *R. reniformis* was reported in *G. longicalyx*; high levels of resistance in *G. somalense, G. stocksii, G. raimondii, G. arboreum*, *G. herbaceum*; and moderate levels of resistance in *G. thurberi* and *G. anomalum* (Yik and Birchfield, 1984). Independent reports (Carter, 1981; Stewart and Robbins, 1995) provide further evidence of resistance to *R.*

moderados de resistência em *G. thurberi* e *G. anomalum* (Yik & Birchfield, 1984). Relatórios independentes (Carter, 1981; Stewart & Robbins, 1995) fornecem mais evidências de resistência a *R. reniformis* em *G. arboreum*. Altos níveis de resistência a *R. reniformis* foram relatados em *G. aridum* (Sacks & Robinson, 2009; Romano *et al.*, 2009). Com a exceção de *G. longicalyx*, em que todos os acessos testados até agora têm exibido imunidade (Stewart & Robbins, 1996; Yik & Birchfield, 1984), existe variação na resistência a *R. reniformis* dentro das espécies *Gossypium* diploides. No entanto, os registros que são altamente resistentes (mostram menos de 10% dos níveis de infecção ou de reprodução em relação às testemunhas suscetíveis de *G. hirsutum*) ou resistentes (11% a 30% dos níveis de infecção ou de reprodução observados em testemunhas suscetíveis de *G. hirsutum*) foram identificados (*Tabela 2*).

Enquanto bons níveis de resistência ao nematoide existem nestas espécies diploides, transferir a resistência a uma espécie tetraploide é complicado devido às dificuldades de emparelhamento de cromossomo (Beasley, 1940, 1941) e às barreiras para polinização cruzada (Ganesh Ram *et al.*, 2008). As barreiras que impedem cruzamentos entre as diferentes espécies incluem mecanismos que impedem a fertilização ou que inibem o desenvolvimento de sementes viáveis de fertilizações bem-sucedidas (Brubaker *et al.*, 1999; Ganesh Ram *et al.*, 2008; Mehetre *et al.*, 2003; Mehetre & Aher, 2004). Nos raros casos em que os cruzamentos são bem-sucedidos, a sobrevivência de plantas a partir de tais cruzamentos é baixa, e recuperar características agronômicas adequadas é pouco frequente (Chapala *et al.*, 2011; Meyer, 1974). Além disso, as dificuldades de emparelhamento cromossômico resultam frequentemente em elevados níveis de esterilidade de pólen na planta híbrida (Brubaker *et al.*, 1999).

Metodologias de melhoramento foram desenvolvidas para superar tais limitações, no entanto, o sucesso na transferência da resistência do algodão *Upland* ao *R. reniformis* tem sido modesto. As técnicas envolvem a realização de amplos cruzamentos associados com cultura do óvulo e resgate de embriões, utilizados para recuperar a planta híbrida, seguidos de duplicação cromossômica para desenvolver linhagens compatíveis. Hexaploides também podem ser utilizados como pontes para mediar a transferência da

reniformis among *G. arboreum* accessions. High levels of resistance to *R. reniformis* were reported in *G. aridum* (Sacks and Robinson, 2009; Romano *et al.*, 2009). With the exception of *G. longicalyx*, in which all accessions tested to date have exhibited immunity (Stewart and Robbins, 1996; Yik and Birchfield, 1984), variability in resistance to *R. reniformis* exists within the diploid *Gossypium* species. However, accessions that are highly resistant (support less than 10% of the levels of infection or reproduction seen on susceptible *G. hirsutum* controls) or resistant (support 11% to 30% of the levels of infection or reproduction seen on susceptible *G. hirsutum* controls) have been identified (*Table 2*).

While good levels of resistance to the nematode exist in these diploid species, transferring resistance to a tetraploid species is complicated by chromosome pairing difficulties (Beasley, 1940, 1942) and barriers to cross pollination (Ganesh Ram *et al.*, 2008). Barriers that prevent crosses between the different species include mechanisms that prevent fertilization or that inhibit the development of viable seed from successful fertilizations (Brubaker *et al.*, 1999; Ganesh Ram *et al.*, 2008; Mehetre *et al.*, 2003; Mehetre and Aher, 2004). In the rare instances where crosses are successful, the survival of plants from such crosses is low, and successfully recovering agronomically suitable offspring is infrequent (Chapala *et al.*, 2011; Meyer, 1974). Additionally, the chromosome pairing difficulties frequently result in high levels of pollen sterility in the hybrid plant (Brubaker *et al.*, 1999).

Breeding methodology has been developed to overcome these limitations; however, success in transferring *R. reniformis* resistance to *Upland* cotton has been modest. The techniques involve conducting wide crosses with ovule culture and embryo rescue used to recover the hybrid plant followed by chromosome doubling to develop compatible breeding lines. Hexaploids also can be utilized as bridging lines to mediate the transfer of resistance from diploid species to tetraploid breeding lines, and this approach has been used to transfer *R. reniformis* resistance into *Upland* cotton (Konan *et al.*, 2007; Robinson *et al.*, 2007; Sacks and Robinson, 2009). Backcrossing is usually required to restore fertility, and multiple generations of backcrossing are often needed to recover the desirable tetraploid phenotype.

High levels of *R. reniformis* resistance from *G. longicalyx*

Tabela 2. Níveis de resistência ao nematoide reniforme (porcentagem de infecção ou de reprodução comparada ao *G. hirsutum* suscetível). O nível de resistência do acesso mais resistente de cada espécie em cada estudo está listado na tabela.

Espécies	Grupo genômico[a]	Nível de resistência	Referência
G. anomalum	B_1	38% (moderadamente resistente)	Yik & Birchfield, 1984
G. arboreum	A_2	<1% (altamente resistente)	Carter, 1981
G. arboreum	A_2	<5% (altamente resistente)	Stewart & Robbins, 1995
G. arboreum	A_2	6% (altamente resistente)	Sacks & Robinson, 2009
G. arboreum	A_2	10% (altamente resistente)	Yik & Birchfield, 1984
G. aridum[b]	D_4	10% (altamente resistente)	Sacks & Robinson, 2009
G. herbaceum	A_1	16% (resistente)	Yik & Birchfield, 1984
G. longicalyx	F_1	0% (imune)	Yik & Birchfield, 1984
G. longicalyx	F_1	0% (imune)	Stewart & Robbins, 1996
G. raimondii	D_5	20% (resistente)	Yik & Birchfield, 1984
G. somalense	E_2	6% (altamente resistente)	Yik & Birchfield, 1984
G. stocksii	E_1	5% (altamente resistente)	Yik & Birchfield, 1984
G. thurberi	D_1	36% (moderadamente resistente)	Yik & Birchfield, 1984

[a] Endrizzi *et al.*, 1984.

[b] Testado como componente da linha exaploide G 371 (Maréchal, 1983).

Table 2. Levels of resistance to reniform nematode (percent of infection or reproduction as compared to susceptible *G. hirsutum*) reported within diploid *Gossypium* accessions. The resistance level of the most resistant accession from each species in each study is listed in the table.

Species	Genomic group[a]	Level of resistance	Reference
G. anomalum	B_1	38% (moderately resistant)	Yik and Birchfield, 1984
G. arboreum	A_2	<1% (highly resistant)	Carter, 1981
G. arboreum	A_2	<5% (highly resistant)	Stewart and Robbins, 1995
G. arboreum	A_2	6% (highly resistant)	Sacks and Robinson, 2009
G. arboreum	A_2	10% (highly resistant)	Yik and Birchfield, 1984
G. aridum[b]	D_4	10% (highly resistant)	Sacks and Robinson, 2009
G. herbaceum	A_1	16% (resistant)	Yik and Birchfield, 1984
G. longicalyx	F_1	0% (immune)	Yik and Birchfield, 1984
G. longicalyx	F_1	0% (immune)	Stewart and Robbins, 1996
G. raimondii	D_5	20% (resistant)	Yik and Birchfield, 1984
G. somalense	E_2	6% (highly resistant)	Yik and Birchfield, 1984
G. stocksii	E_1	5% (highly resistant)	Yik and Birchfield, 1984
G. thurberi	D_1	36% (moderately resistant)	Yik and Birchfield, 1984

[a] Endrizzi *et al.*, 1984.

[b] Tested as a component of hexaploid bridging line G 371 (Maréchal, 1983).

resistência das espécies diploides para linhagens tetraploides, e esta abordagem tem sido utilizada para transferir resistência de *R. reniformis* para algodão Upland (Konan *et al.*, 2007; Robinson *et al.*, 2007; Sacks & Robinson, 2009). Retrocruzamento é geralmente necessário para restaurar a fertilidade, e várias gerações de retrocruzamento são muitas vezes necessárias para recuperar o fenótipo tetraploide desejável.

Altos níveis de resistência a *R. reniformis* de *G. longicalyx* foram transferidos com sucesso desenvolvendo uma linhagem ponte hexaploide utilizada para gerar um híbrido tri-específico tetraploide [(*G. hirsutum* x *G. longicalyx*)^2 x *G. armourianum*], (Robinson *et al.*, 2007). Duas linhas de germoplasma, LONREN-1 e LONREN-2, foram desenvolvidas a partir desta população e disponibilizadas em 2007 (Bell *et al.*, 2014). Os marcadores moleculares são disponíveis para a resistência a *R. reniformis* em LONREN-1 e LONREN-2, que é conferido pelo único gene dominante Ren^{lon} (Dighe *et al.*, 2009).

Outro híbrido tri-específico, [(*G. hirsutum* x *G. thurberi*)^2 x *G. longicalyx*], (Konan *et al.*, 2007), foi desenvolvido com a resistência de *G. longicalyx*. Avaliação das progênies de BC1 até BC3 desta população para resistência a *R. reniformis* e da segregação associada dos marcadores moleculares BNL 0836_215 e BNL 3279_114 sugere que a resistência de *G. thurberi* pode estar presente na descendência juntamente com a resistência de *G. longicalyx* (Mergeai *et al.*, 2010). Um híbrido tri-espécie foi desenvolvido por Sacks & Robinson (2009), através do cruzamento do acesso *G. arboreum* A_2-190 resistente ao *R. reniformis* (PI 615699) com a linha-ponte hexaploide G371 [(*G. hirsutum* x *G. aridum*)^2], (Maréchal, 1983). Todas as sementes autofecundadas de G371 que foram avaliadas para reação a *R. reniformis* eram resistentes; uma vez que níveis elevados de resistência não têm sido encontrados em *G. hirsutum*, acredita-se que a resistência venha de *G. aridum* e isto foi confirmado num teste independente (Fang & Stetina, 2011). A localização genômica de um único gene dominante de *G. aridum* que confere resistência a *R. reniformis* (Ren^{ari}) foi identificada, juntamente com marcadores moleculares associados (Romano *et al.*, 2009). A resistência do acesso de *G. arboreum* A_2-190 (PI 615699) é conferida por um único gene dominante (Sacks & Robinson, 2009). A resistência do *G. arboreum*

were successfully transferred in the development of a hexaploid bridging line used to generate a tetraploid tri-species hybrid [(*G. hirsutum* x *G. longicalyx*)^2 x *G. armourianum*] (Robinson *et al.*, 2007). Two germplasm lines, LONREN-1 and LONREN-2, were developed from this introgression population and released in 2007 (Bell *et al.*, 2014). Molecular markers are available for the *R. reniformis* resistance in LONREN-1 and LONREN-2, which is conferred by the single dominant gene Ren^{lon} (Dighe *et al.*, 2009).

Another tri-species hybrid, [(*G. hirsutum* x *G. thurberi*)^2 x *G. longicalyx*] (Konan *et al.*, 2007), has been developed with the *G. longicalyx* resistance. Evaluation of BC1 through BC3 progeny from this population for reaction to *R. reniformis* and associated segregation of molecular markers BNL 0836_215 and BNL 3279_114 suggest that resistance from *G. thurberi* may be present in the progeny along with resistance from *G. longicalyx* (Mergeai *et al.*, 2010). A tri-species hybrid was developed by Sacks and Robinson (2009) by crossing *R. reniformis* resistant *G. arboreum* accession A_2-190 (PI 615699) with hexaploid bridging line G371 [(*G. hirsutum* x *G. aridum*)^2] (Maréchal, 1983). All of the selfed seeds of G371 that were screened for *R. reniformis* reaction were resistant; since high levels of resistance have not been found in *G. hirsutum*, the resistance was postulated to come from *G. aridum* and this was confirmed in an independent test (Fang and Stetina, 2011). The genomic location of a single dominant gene from *G. aridum* conferring *R. reniformis* resistance (Ren^{ari}) was identified, along with associated molecular markers (Romano *et al.*, 2009). The resistance from *G. arboreum* accession A_2-190 (PI 615699) was conferred by a single dominant gene (Sacks and Robinson, 2009). Resistance from *G. arboreum* accession A_2-19 (PI 129723) was introgressed into *Upland* cotton (Avila *et al.*, 2005), though no germplasm lines from this program have been released to date. Genetic studies determined that, like *G. arboreum* accession A_2-190, resistance in *G. arboreum* accession A_2-19 was conferred by a single dominant gene. Recently, resistance controlled by a single recessive gene was reported in *G. arboreum* accession A_2-100 (PI 529728) (Erpelding and Stetina, 2013), presenting

A_2-19 (PI 129723) foi introgredida em algodão *Upland* (Avila *et al.*, 2005), embora nenhuma linha de germoplasma deste programa tenha sido disponibilizada até agora. Estudos genéticos determinaram que, assim como *G. arboreum* A_2-190, a resistência do *G. arboreum* A_2-19 foi conferida por um único gene dominante. Recentemente, a resistência controlada por um único gene recessivo foi relatada em acesso de *G. arboreum* A_2-100 (PI 529728), (Erpelding & Stetina, 2013), apresentando uma oportunidade de utilizar uma nova fonte de resistência desta espécie em futura pesquisa de introgressão.

A identificação de resistência ao *R. reniformis* dentro do gênero *Gossypium* e a incorporação desta resistência em fundo genético *G. hirsutum* adaptado são um primeiro passo crítico na luta contra *R. reniformis* usando a resistência de plantas hospedeiras. Por causa dos problemas de intolerância associados aos genes de resistência de *G. longicalyx*, as linhagens LONREN caíram em desuso. No presente momento, o único recurso dos melhoristas de algodão é utilizar materiais com resistência oriunda de *G. barbadense*. Por essa razão, esforços contínuos serão necessários para introgredir elevados níveis de resistência a *R. reniformis* de outras espécies.

Conclusões

O desenvolvimento de cultivares de algodão com resistência e tolerância a *M. incognita* e *R. reniformis* irá proporcionar aos agricultores uma ferramenta simples de usar, consistentemente eficaz e de baixo custo para o controle do nematoide. O desenvolvimento nos últimos anos de marcadores de DNA para QTL de resistência ao nematoide reduz muito o tempo e o trabalho necessários à seleção da resistência, permitindo assim que o melhoramento para resistência ao nematoide seja economicamente viável para as empresas obtentoras. Como resultado, os principais produtores de sementes de algodão estão agora desenvolvendo cultivares resistentes aos nematoides: cultivares resistentes a *M. incognita* foram lançadas e cultivares resistentes a *R. reniformis* estão em desenvolvimento.

A identificação e desenvolvimento de novas fontes de resistên-

an opportunity to utilize a unique source of resistance from this species in future introgression research.

Identification of resistance to *R. reniformis* within the genus *Gossypium* and incorporation of that resistance into an adapted *G. hirsutum* background is a critical first step in combating *R. reniformis* using host plant resistance. Because of the intolerance issues associated with the *G. longicalyx* source of resistance, the LONREN breeding lines have fallen out of favor. At the present time, the cotton breeders' only recourse is to utilize materials with resistance from *G. barbadense*. For this reason, continued efforts to introgress high levels of *R. reniformis* resistance from other species are needed.

Conclusions

The development of cotton cultivars with resistance and tolerance to *M. incognita* and *R. reniformis* will provide farmers with a simple to use, consistently effective, and inexpensive tool for nematode management. The development in recent years of DNA markers for nematode-resistance QTLs greatly reduces the time and labor required to select for resistance thereby allowing breeding for nematode resistance to be economically viable for companies. As a result, major cotton seed producers are now developing and nematode-resistant cultivars: *M. incognita*-resistant cultivars have been released and *R. reniformis*-resistant cultivars are in development.

The identification and development of new sources of resistance to *M. incognita* and *R. reniformis* will be increasingly important as nematode-resistant cultivars are more widely grown. Reliance on only one or two genes for resistance, as we do currently, will increase selection pressure on nematode populations thereby increasing the likelihood of developing populations that can overcome the resistance. Combining new resistance genes that have different modes of action should prolong the effectiveness of the genes. When searching for unique resistance genes, genotypes with only moderate levels of resistance should be considered; the very high level of resistance to *M. incognita* in Auburn 623 RNR was achieved by com-

cia a *M. incognita* e *R. reniformis* serão cada vez mais importantes à medida que cultivares resistentes a nematoide serão amplamente cultivadas. A dependência em apenas um ou dois genes de resistência, como fazemos atualmente, irá aumentar a pressão de seleção sobre as populações de nematoides, aumentando assim a probabilidade de desenvolver populações que possam superar a resistência. Combinando genes de resistência com novos que tenham diferentes modos de ação deve prolongar a eficácia dos genes. Buscando genes de resistência novos, genótipos com apenas níveis moderados de resistência devem ser tomados em consideração; o nível muito elevado de resistência a *M. incognita* em Auburn 623 RNR foi conseguido através da combinação de dois genes que conferem apenas uma resistência moderada. Fontes de resistência para ambos, *M. incognita* e *R. reniformis*, que não têm nenhuma relação conhecida com as fontes utilizadas em programas de melhoramento têm sido identificadas, e essas fontes devem ser avaliadas para determinar se elas são novas. À medida que novas fontes de resistência são identificadas e utilizadas em programas de melhoramento, estratégias de uso dos genes de resistência devem ser desenvolvidas para determinar a maneira mais eficaz de reduzir as populações de nematoides, minimizando o risco de desenvolvimento de populações de nematoides virulentas. Estratégias a serem avaliadas podem incluir a rotação de genes de resistência em culturas subsequentes, combinando todos os genes de resistência em um único genótipo, ou incluindo genótipos suscetíveis para reduzir a pressão de seleção sobre os nematoides.

bining two genes that each imparted only moderate resistance. Sources of resistance to both *M. incognita* and *R. reniformis* that have no known relationship to the sources currently used in breeding programs have been identified, and those sources should be evaluated to determine whether they are unique. As additional, unique sources of resistance are identified and utilized in breeding programs, resistance gene deployment strategies should be developed to determine the most effective way to use the genes to suppress nematodes while minimizing the risk of developing virulent nematode populations. Strategies to be evaluated could include rotation of resistance genes in succeeding crops, combining all resistance genes into a single genotype, or including susceptible genotypes to reduce selection pressure on the nematodes.

References | Referências

AGUDELO, P. A.; ROBBINS, R. T.; KIM, K. S.; STEWART, J. M. Histological changes in *Gossypium hirsutum* associated with reduced reproduction of *Rotylenchulus reniformis*. **Journal of Nematology**, 37:185-189, 2005a.

AGUDELO, P. A.; ROBBINS, R. T.; STEWART, J. M.; BELL, A. A.; ROBINSON, A. F. Histological observations of *Rotylenchulus reniformis* on *Gossypium longicalyx* and interspecific cotton hybrids. **Journal of Nematology**, 37:444-447, 2005b.

AGUDELO, P. A.; ROBBINS, R. T.; STEWART, J. M.; SZALANSKI, A. L. Intraspecific variability of *Rotylenchulus reniformis* from cotton-growing regions in the United States. **Journal of Nematology**, 37:105-114, 2005c.

ANAND, S. C.; KOENNING, S. R. Tolerance of soybean to *Heterodera glycines*. **Journal of Nematology**, 18:195-199, 1986.

ARIAS, R. S.; STETINA, S. R.; TONOS, J. L.; SCHEFFLER, J. A.; SCHEFFLER, B. A. Microsatellites reveal genetic diversity in *Rotylenchulus reniformis*. **Journal of Nematology**, 41:146-156, 2009.

ARNTZEN, F. K.; VISSER, J. H. M.; WOUTERS, T. C. A. E.; HOOGENDOORN, J. Inheritance of tolerance of *Globodera pallida* and the relationship between tolerance and resistance to *Globodera pallida* in potatoes. **Potato Research**, 37:65-76, 1994.

ARNTZEN, F. K.; WOUTERS, T. C. A. E. Assessing the tolerance to *Globodera pallida* of resistant potato genotypes by means of field and pot tests. **Potato Research**, 37:51-63, 1994.

ASMUS, G. L. Ocorrência de nematoides fitoparasitos em algodoeiro no estado de Mato Grosso do Sul. **Nematologia Brasileira**, 28:77-86, 2004.

ATKINSON, H. J.; URWIN, P. E.; McPHERSON, M. J. Engineering plants for nematode resistance. **Annual Review of Phytopathology**, 41:615-639, 2003.

AVILA, C. A.; STEWART, J. M.; ROBBINS, R. T. Transfer of reniform nematode resistance from diploid cotton species to tetraploid cultivated cotton. P. 182 *in* Proceedings of the Beltwide Cotton Conferences, New Orleans, LA, USA, 4-7 January 2005. (**Abstr.**), 2005.

BAKKER, J.; FOLKERTSMA, R. T.; ROUPPE VAN DER VOORT, J. N. A. M.; DE BOER, J. M.; GOMMERS, F. J. Changing concepts and molecular approaches in the management of virulence genes in potato cyst nematodes. **Annual Review of Phytopathology**, 31:169-190, 1993.

BARKER, K. R. Resistance/tolerance and related concepts/terminology in plant nematology. **Plant Disease**, 77:111-113, 1993.

BEASLEY, J. O. The production of polyploids in *Gossypium*. **Journal of Heredity**, 31:39-48, 1940.

BEASLEY, J. O. Meiotic chromosome behavior in species, species hybrids, haploids and induced polyploids in *Gossypium*. **Genetics**, 27:25-54, 1942.

BELL, A. A.; ROBINSON, A. F.; QUINTANA, J.; DIGHE, N. D.; MENZ, M. A.; STELLY, D. M.; ZHENG, X.; JONES, J. E.; OVERSTREET, C.; BURRIS, E.; CANTRELL, R. G.; NICHOLS, R. L. Registration of LONREN-1 and LONREN-2 germplasm lines of Upland cotton resistant to reniform nematode. **Journal of Plant Registrations**, 8:187-190, 2014.

BELL, A. A.; ROBINSON, A. F.; QUINTANA, J.; DUKE, S. E.; STARR, J. L.; STELLY, D. M.; ZHENG, X.; PROM, S.; SALADINO, V.; GUTIÉRREZ, O. A.; STETINA, S. R.; NICHOLS, R. L. Registration of BARBREN-713 germplasm line of Upland cotton resistant to reniform and root-knot nematodes. **Journal of Plant Registrations**, 9:89-93, 2015.

BELL, A. A.; STARR, J. L.; JONES, J. E.; LEMON, R.; NICHOLS, R. L.; OVERSTREET, C.; STELLY, D. M. Nematode resistant and agronomic performance of LONREN and NEMSTACK lines. In: Proceedings of the Beltwide Cotton Conferences, San Antonio, TX, USA, 5-8 January 2009. (**Abstr.**), 2009. p 178.

BELOT, J.-L. ; CARRARO, I. M. ; VILELA, P. C. A. ; PUPIM, O. ; MARTIN, J. ; SILVIE, P. ; MARQUIE, C. De nouvelles variétés de cotonnier obtenues au Brésil: 15 ans de collaboration entre la coopérative centrale de recherche agricole (Coodetec) et le Cirad. **Cahiers Agricultures**, 14:249-254, 2005.

BLESSITT, J. A.; STETINA, S. R.; WALLACE, T. P.; SMITH, P. T.; SCIUMBATO, G. L. Cotton (*Gossypium hirsutum*) cultivars exhibiting tolerance to the reniform nematode (*Rotylenchulus reniformis*). **International Journal of Agronomy**, doi:10.1155/2012/893178, 2012.

BOERMA, H. R.; HUSSEY, R. S. Tolerance to *Heterodera glycines* in soybean. **Journal of Nematology**, 16:289-296, 1984.

BOERMA, H. R.; HUSSEY, R. S. Breeding plants for resistance to nematodes. **Journal of Nematology**, 24:242-252, 1992.

BOURLAND, F. M.; JONES, D. C. Registration of Arkot 9111 germplasm of cotton. **Crop Science**, 45:2127-2128, 2005.

BRUBAKER, C. L.; BROWN, A. D. H.; STEWART, J. M.; KILBY, M. J.; GRACE, J. P. Production of fertile hybrid germplasm with diploid Australian *Gossypium* species for cotton improvement. **Euphytica**, 108:199-213, 1999.

CALHOUN, D. S.; BOWMAN, D. T.; MAY, O. L. Pedigrees of upland and pima cotton cultivars released between 1970 and 1995. **Mississippi Agricultural and Forestry Experiment Station Bulletin 1069**. Mississippi State University: Mississippi State, Mississippi, 1997.

CALLAHAN, F. E.; ZHANG, X.-D.; MA, D.-P.; JENKINS, J. N.; HAYES, R. W.; TUCKER, M. L. Comparison of MIC-3 protein accumulation in response to root-knot nematode infection in cotton lines displaying a range of resistance levels. **Journal of Cotton Science**, 8:186-190, 2004.

CARNEIRO, R. M. D. G.; DAS NEVES, D. I.; FALCÃO, R.; PAES, N. S.; CIA, E.; GROSSI-DE-SÁ, M. F. Resistência de genótipos de algodoeiro a *Meloidogyne incognita* raça 3: Reprodução e histopatologia. **Nematologia Brasileira**, 29:1-10, 2005.

CARTER, W. W. Resistance and resistant reaction of *Gossypium arboreum* to the reniform nematode, *Rotylenchulus reniformis*. **Journal of Nematology**, 13:368-374, 1981.

CARTER, W. W. Influence of soil temperature on *Meloidogyne incognita* resistant and susceptible cotton, *Gossypium hirsutum*. **Journal of Nematology**, 14:343-346, 1982.

CASTAGNONE-SERENO, P.; BONGIOVANNI, M.; DALMASSO, A. Stable virulence against the tomato resistance Mi gene in the parthenogenetic root-knot nematode *Meloidogyne incognita*. **Phytopathology**, 83:803-805, 1993.

CASTAGNONE-SERENO, P.; WAJNBERG, E.; BONGIOVANNI, M.; LEROY, F. M.; DALMASSO, A. Genetic variation in *Meloidogyne incognita* virulence against the tomato Mi resistance gene: evidence from isofemale line selection studies. **Theoretical and Applied Genetics**, 88:749-753, 1994.

CHAPALA, M. M.; WEAVER, D. B.; VAN SANTEN, E.; SHARPE, R. R.; CAMPBELL, T. B. Exotic germplasm introgression effects on adapted cotton genotypes. Pp. 699-704. In: Proceedings of the Beltwide Cotton Conferences, Atlanta, GA, USA, 4-7 January 2011 (**Abstr.**), 2011.

CIA, E.; FUZATTO, M. G.; PIZZINATTO, M. A.; BORTOLETTO, N. Uma escala para classificação da resistência de cultivares a doenças do algodoeiro. **Summa Phytopathologica**, 28:28-32, 2002.

COLYER, P. D.; KIRKPATRICK, T. L.; CALDWELL, W. D.;VERNON, P. R. Influence of nematicide application on the severity of the root-knot nematode-*Fusarium* wilt complex in cotton. **Plant Disease**, 81:66-70, 1997.

COOK, C. G.; MULLIN, B. A. Growth response of kenaf cultivars in root-knot nematode/soil-borne fungi infested soil. **Crop Science**, 34:1455-1457, 1994.

COOK, C. G.; NAMKEN, L. N.; ROBINSON, A. F. Registration of N220-1-91, N222-1-91, N320-2-91, and N419-1-91 nematode-resistant cotton germplasm lines. **Crop Science**, 37:1028-1029, 1997a.

COOK, C. G.; NAMKEN, L. N.; SCOTT, A. W. Jr.; ROBINSON, A. F. Registration of C221-91, C224-91, C300-91, and C306-91 cotton germplasm lines. **Crop Science**, 37:1029, 1997b.

COOK, C. G.; ROBINSON, A. F. Registration of RN96425, RN96527, and RN96625-1 nematode-resistant cotton germplasm lines. **Crop Science**, 45:1667-1668, 2005.

COOK, C. G.; ROBINSON, A. F.; NAMKEN, L. N. Tolerance to *Rotylenchulus reniformis* and resistance to *Meloidogyne incognita* race 3 in high-yielding breeding lines of Upland cotton. **Journal of Nematology**, 29:322-328, 1997c.

COOK, C. G.; SCOTT, A. W., Jr. Registration of C21S781-2 cotton germplasm. **Crop Science**, 35:598, 1995.

COOK, R.; EVANS, K. Resistance and tolerance. Pp. 179-231 In:R. H. Brown and B. R. Kerry, eds., **Principles and Practice of Nematode Control in Crops**. Marrickville, NSW, Australia: Academic Press, 1987. p.179-231.

CREECH, R. G.; JENKINS, J. N.; McCARTY, J. C.; HAYES, R.; CREECH, J. B.; HAIRE, D.; CANTRELL, R. Registration of MS-01RKN, MS-24RKN, MS-30RKN, MS-33RKN, MS-35RKN, and MS-37RKN cotton germplasm lines with resistance to root-knot nematode. **Journal of Plant Registrations**, 1:147-148, 2007.

CREECH, R. G.; JENKINS, J. N.; TANG, B.; LAWRENCE, G. W.; McCARTY, J. C. Cotton resistance to root-knot nematode: I. Penetration and reproduction. **Crop Science**, 35:365-368, 1995.

DALE, M. F. B.; PHILLIPS M. S.; AYRES, R. M.; HANCOCK, M.; HOLLIDAY, M.; MACKAY, G. R.; JONES, S. J. The assessment of the tolerance of partially resistant potato clones to damage by the potato cyst nematode *Globodera pallida* at different sites and in different years. **Annals of Applied Biology**, 113:79-88, 1988.

DASGUPTA, D. R.; SESHADRI, A. R. Reproduction, hybridization, and host adaptation in physiological races of the reniform nematode, *Rotylenchulus reniformis*. **Indian Journal of Nematology**, 1:128-144, 1971.

DAVIS, R. F.; CHEE, P. W.; LUBBERS, E. L.; MAY, O. L. Registration of GA 120R1B3 germplasm line of cotton. **Journal of Plant Registrations**, 5:384-387, 2011.

DAVIS, R. F.; KEMERAIT, R. C. The multi-year effect of growing cotton with moderate resistance to *Meloidogyne incognita*. **Journal of Nematology**, 41:140-145, 2009.

DAVIS, R. F.; MAY, O. L. Relationships between tolerance and resistance to *Meloidogyne incognita* in cotton. **Journal of Nematology**, 35:411-416, 2003.

DIGHE, N. D.; ROBINSON, A. F.; BELL, A. A.; MENZ, M. A.; CANTRELL, R. G.; STELLY, D. M. Linkage mapping of resistance to reniform nematode in cotton following introgression from *Gossypium longicalyx*. **Crop Science**, 49:1151-1164, 2009.

ELLIOT, C. L.; LEWIS, S. A. ; MUELLER, J. D. Galling of South Carolina *Meloidogyne incognita* populations on resistant cotton genotypes. Pp. 145-146 *in* Proceedings of the Beltwide Cotton Conferences, San Diego, CA, USA, 5-9 January 1998 (**Abstr.**), 1998.

ENDRIZZI, J. E.; TURCOTTE, E. L.; KOHEL, R. J. Qualitative genetics, cytology, and cytogenetics. In: Kohel, R. J. & Lewis, C. F. (Eds). **Cotton**, Agronomy Monograph No. 24. American Society of Agronomy, Madison, WI, USA, 1984. p. 81-129.

ERPELDING, J. E.; STETINA, S. R. Genetics of reniform nematode resistance in *Gossypium arboreum* germplasm line PI 529728. **World Journal of Agricultural Research**, 1:48-53, 2013.

EVANS, K.; HAYDOCK, P. P. J. A review of tolerance by potato plants of cyst nematode attack, with consideration of what factors may confer tolerance and methods of assaying and improving it in crops. **Annals of Applied Biology**, 117:703-740, 1990.

FANG, D. D.; STETINA, S. R. Improving cotton (*Gossypium hirsutum*) plant resistance to reniform nematodes by pyramiding Ren1 and Ren2. **Plant Breeding**. Online. doi:10.1111/j.1439-0523.2011.01889.x, 2011.

FASKE, T. R.; STARR, J. L. Mechanisms of resistance to *Meloidogyne incognita* in resistant cotton genotypes. **Nematropica**, 39:281-288, 2009.

FERRIS, H. Density-dependent nematode seasonal multiplication rates and overwinter survivorship: a critical point model. **Journal of Nematology**, 17:93-100, 1985.

GALBIERI, R.; FUZATTO, M. G.; CIA, E.; LÜDERS, R. R.; MACHADO, A. C. Z.; BOLDT, A. F. Reação de cultivares de algodoeiro a *Meloidogyne incognita* em condições de campo e casa de vegetação no estado de Mato Grosso. **Tropical Plant Pathology**, 34:18-23, 2009.

GANESH RAM, S.; HARI RAMAKRISHNAN, S.; THIRUVENGADAM, V.; KANNAN BAPU, J. R. Prefertilization barriers to interspecific hybridization involving *Gossypium hirsutum* and four diploid wild species. **Plant Breeding**, 127:295-300, 2008.

GIBSON, P. B. Registration of SC-1 white clover germplasm. **Crop Science**, 13:131, 1973.

GUTIÉRREZ, O. A.; JENKINS, J. N.; McCARTY, J. C.; WUBBIN, M. J.; HAYES, R. W.; CALLAHAN, F. E. SSR markers closely associated with genes for resistance to root-knot nematode on chromosomes 11 and 14 of Upland cotton. **Theoretical and Applied Genetics**, 121:1323-1337, 2010.

GUTIÉRREZ, O. A.; ROBINSON, A. F.; JENKINS, J. N.; MCCARTY, J. C.; WUBBEN, M. J.; CALLAHAN, F. E.; NICHOLS, R. L. Identification of QTL regions and SSR markers associated with resistance to reniform nematode in *Gossypium barbadense* L. accession GB713. **Theoretical and Applied Genetics**, 122:271-280, 2011.

HE, Y.; KUMAR, P.; SHEN, X.; DAVIS, R. F.; VAN BECELAERE, G.; MAY. O. L.; NICHOLS, R. L.; CHEE, P. W. Re-evaluation of the inheritance for root-knot nematode resistance in the Upland cotton germplasm line M-120 RNR revealed two epistatic QTLs conferring resistance. **Theoretical and Applied Genetics**, 127:1343-1351, 2014.

HUSSEY, R. S.; BOERMA, H. R. Tolerance in maturity group V-VIII soybean cultivars to *Heterodera glycines*. **Supplement to the Journal of Nematology**, 21:686-692, 1989.

HUSSEY, R. S.; JANSSEN, G. J. W. Root-knot nematodes: *Meloidogyne* species. In: J. L. Starr, R. Cook, and J. Bridge, eds. **Plant resistance to parasitic nematodes**. Wallingford, UK: CABI Publishing, 2002. p. 43-70.

JENKINS, J. N.; CREECH, R. G.; TANG, B.; LAWRENCE, G. W.; McCARTY, J. C. Cotton resistance to root-knot nematode: II. Post-penetration development. **Crop Science**, 35:369-373, 1995.

JONES, J. E.; BEASLEY, J. P.; DICKSON, J. I.; CALDWELL, W. D. Registration of four cotton germplasm lines with resistance to reniform and root-knot nematodes. **Crop Science**, 28:199-200, 1988.

JONES, J. E.; DICKSON, J. I.; AGUILLARD, W.; CALDWELL, W. D.; MOORE, S. H.; HUTCHINSON, R. L.; ROGERS, R. L. Registration of 'LA 887' cotton. **Crop Science**, 31:1701, 1991.

KIRKPATRICK, T. L.; SASSER, J. N. Parasitic variability of *Meloidogyne incognita* populations on susceptible and resistant cotton. **Journal of Nematology**, 15:302-307, 1983.

KOENNING, S. R.; BARKER, K. R.; BOWMAN, D. T. Tolerance of selected cotton lines to *Rotylenchulus reniformis*. **Supplement to the Journal of Nematology**, 32:519-523, 2000.

KOENNING, S. R.; BARKER, K. R.; BOWMAN, D. T. Resistance as a tactic for management of *Meloidogyne incognita* on cotton in North Carolina. **Journal of Nematology**, 33:126-131, 2001.

KOENNING, S. R.; EDMISTEN, K. L. Rotation with corn and soybean for management of *Meloidogyne incognita* in cotton. **Journal of Nematology**, 40:258-265, 2008.

KOENNING, S. R.; KIRKPATRICK, T. L.; STARR, J. L.; WRATHER, J. A.; WALKER, N. R.; MULLER, J. D. Plant-parasitic nematodes attacking cotton in the United States: Old and emerging production challenges. **Plant Disease**, 88:100-113, 2004.

KONAN, O. N.; HONT, A. D.; BAUDOIN, J.-P.; MERGEAI, G. Cytogenetics of a new trispecies hybrid in cotton: [(*Gossypium hirsutum* L. x *G. thurberi* Tod.)2 x *G. longicalyx* Hutch. & Lee.] **Plant Breeding**, 126:176-181, 2007.

LAWRENCE, K. S.; OLSEN, M.; FASKE, T.; HUTMACHER, R.; MUELLER, J.; MAROIS, J.; KEMERAIT, B.; OVERSTREET, C.; PRICE, P.; SCIUMBATO, G.; LAWRENCE, G.; ATWELL, S.; THOMAS, S.; KOENNING, S.; BOMAN, R.; YOUNG, H.; WOODWARD, J.; MEHL, H. L. Cotton disease loss estimate committee report, 2014. In:Proceedings of the Beltwide Cotton Conferences, San Antonio, TX, USA, 5-7 January 2015 (**Abstr.**), 2015. p. 188-190.

MAI, W. F.; ABAWI, G. S. Interactions among root-knot nematodes and *Fusarium* wilt fungi on host plants. **Annual Review of Phytopathology**, 25:317-338, 1987.

MARECHAL, R. Une collection d'hybrides interspécifique du genre *Gossypium*. **Coton et Fibres Tropicales**, 38:240–246, 1983.

MAY, O. L.; DAVIS, R. F.; BAKER, S. H. Registration of GA96-211 upland cotton germplasm line. **Crop Science**, 44:700-701, 2004.

McCARTY, J. C., Jr.; JENKINS, J. N.; WUBBEN, M. J.; GUTIÉRREZ, O. A.; HAYES, R. W.; CALLAHAN, F. E.; DENG, D. Registration of three germplasm lines of cotton derived from *Gossypium barbadense* accession GB713 with resistance to the reniform nematode. **Journal of Plant Registrations**, 7:220-223, 2013.

McCARTY, J. C., Jr.; JENKINS, J. N.; WUBBEN, M. W.; HAYES, R. W.; LAFOE, J. M., II. Registration of three germplasm lines of cotton derived from *Gossypium hirsutum* L. accession T2468 with moderate resistance to the reniform nematode. **Journal of Plant Registrations**, 6:85-87, 2012.

McCLURE, M. A. *Meloidogyne incognita*: a metabolic sink. **Journal of Nematology**, 9:88-90; 1977.

McGAWLEY, E. C.; PONTIF, M. J.; OVERSTREET, C. Variation in reproduction and pathogenicity of geographic isolates of *Rotylenchulus reniformis* on cotton. **Nematropica**, 40:275-288, 2010.

McKENRY, M. V.; ROBERTS, P. A. **Phytonematology study guide.** Publication 4405. Oakland, CA: University of California Press, 1985.

McPHERSON, M. G.; JENKINS, J. N.; MCCARTY, J. C.; WATSON, C. E. Combining ability analysis of root-knot nematode resistance in cotton. **Crop Science**, 35:373-375, 1995.

McSORLEY, R. Alternative practices for managing plant-parasitic nematodes. **American Journal of Alternative Agriculture**, 13:98-104, 1998.

MEHETRE, S. S.; AHER, A. R. Embryo rescue: a tool to overcome incompatible interspecific hybridization in *Gossypium* Linn. – a review. **Indian Journal of Biotechnology**, 3:29-36, 2004.

MEHETRE, S. S.; AHER, A. R.; GAWANDE, V. L.; PATIL, V. R.; MOKATE, A. S. Induced polyploidy in *Gossypium*: a tool to overcome interspecific incompatibility of cultivated tetraploid and diploid cottons. **Current Science**, 84:1510-1512, 2003.

MELAKEBERHAN, H.; FERRIS, H. Growth and energy demand of *Meloidogyne incognita* on susceptible and resistant *Vitis vinifera* cultivars. **Journal of Nematology**, 20:545-554, 1988.

MELAKEBERHAN, H.; FERRIS, H. Impact of *Meloidogyne incognita* on physiological efficiency of *Vitis vinifera*. **Journal of Nematology**, 21:74-80, 1989.

MENEZES, I. P. P. De; GAIOTTO, F. A.; SUASSUNA, N. D.; HOFFMAN, L. V.; BARROSO, P. A. V. Susceptibility of *Gossypium mustelinum* populations to the main cotton diseases in Brazil. **Journal of Agricultural Science**, 6:39-47, 2014.

MEREDITH, W. R. Registration of MD25-26ne, MD25-27, and MD25-87 germplasm lines of cotton with superior yield, fiber quality, and pest resistance. **Journal of Plant Registrations**, 7:327-333, 2013.

MERGEAI, G. G.; BAUDOIN, J. P.; KONAN, O. N. Development of upland cotton plants highly resistant to the reniform nematode from the *G. hirsutum* x *G. thurberi* x *G. longicalyx* hybrid. p. 797. In: Proceedings of the 2010 Beltwide Cotton Conferences, New Orleans, LA, USA, 4-7 January 2010. (**Abstr.**), 2010.

MEYER, V. G. Interspecific cotton breeding. **Economic Botany**, 28:56–60, 1974.

MILTNER, E. D.; KARNOK, K. J.; HUSSEY, R. S. Root response of tolerant and intolerant soybean cultivars to soybean cyst nematodes. **Agronomy Journal**, 83:571-576, 1991.

MOENS, M.; PERRY, R. N.; STARR, J. L. *Meloidogyne* species – a diverse group of novel and important plant parasites. In: M. Moens, R. N. Perry, and J. L. Starr eds., **Root-Knot Nematodes.** Cambridge, Massachusetts: CAB International, 2009. p. 1-17.

MOTA, F. C.; ALVES, G. C. S.; GIBAND, M.; GOMES, A. C. M. M.; SOUSA, F. R.; MATTOS, V. S.; BARBOSA, V. H. S.; BARROSA, P. A. V.; NICOLE, M.; PEIXOTO, J. R.; ROCHA, M. R.; CARNIERO, R. M. D. G. New sources of resistance to *Meloidogyne incognita* race 3 in wild cotton accessions and histological characterization of the defense mechanisms. **Plant Pathology**, 62:1173-1183, 2013.

NAKASONO, K. Studies on morphological and physio-ecological variations of the reniform nematode, *Rotylenchulus reniformis* Linford and Oliveira, 1940 with an emphasis on differential geographic distribution of amphimictic and parthenogenetic populations in Japan. **Journal of Nematology**, 36:356-420, 2004.

NICHOLS, R. L.; BELL, A.; STELLY, D.; DIGHE, N.; ROBINSON, F.; MENZ, M.; STARR, J.; AGUDELO, P.; JONES, J.; OVERSTREET, C.; BURRIS, E.; COOK, C.; LEMON, R.; FANG, D.. Phenotypic and genetic evaluation of LONREN germplasm. Pp. 798-799. In: Proceedings of the Beltwide Cotton Conferences, New Orleans, LA, USA, 4-7 January 2010. (**Abstr.**), 2010.

NIU, C.; HINCHLIFFE, D. J.; CANTRELL, R. G.; WANG, C. L.; ROBERTS, P. A.; ZHANG, J. F. Identification of molecular markers associated with root-knot nematode resistance in upland cotton. **Crop Science**, 47:951–960, 2007.

NORRIS, R. F.; CASWELL-CHEN, E. P.; KOGAN, M. **Concepts in integrated pest management.** Prentice Hall: Upper Saddle River, NJ, 2003. 586p.

NYCZEPIR, A. P. Nematode management strategies in stone fruits in the United States. **Journal of Nematology**, 23:334-341, 1991.

OAKLEY, S. R. CPCSD Acala C-225: A new nematode-resistant Acala variety for California's San Joaquin Valley. P. 39. In: Proceedings of the 1995 Beltwide Cotton Conferences, San Antonio, TX, USA, 4-7 January 1995 (**Abstr.**), 1995.

OGALLO, J. L.; GOODELL, P. B.; ECKERT, J.; ROBERTS, P. A. Evaluation of NemX, a new cultivar of cotton with high resistance to *Meloidogyne incognita*. **Journal of Nematology**, 29:531-537, 1997.

OGALLO, J. L.; GOODELL, P. B.; ECKERT, J.; ROBERTS, P. A. Management of root-knot nematodes with resistant cotton cv. NemX. **Crop Science**, 39:418-421, 1999.

PARKHI, V.; KUMAR, V.; CAMPBELL, L.M.; BELL, A. A.; SHAH, J.; RATHORE, K. S. Resistance against various fungal pathogens and reniform nematode in transgenic cotton plants expressing *Arabidopsis* NPR1. **Transgenic Research**, 19:959-975, 2010.

PHILLIPS, M. S.; TRUDGILL, D. L.; HACKET, C. A.; HANCOCK, M.; HOLLIDAY, J. M.; SPAULL, A. M. A basis for predictive modelling of the relationship of potato yields to population density of the potato cyst nematode, *Globodera pallida*. **Journal of Agricultural Science**, 130:45-51, 1998.

PONTE, J. J. Da. Associação *Meloidogyne* – algodoeiro in vitro: Resistência e susceptibilidade de duas variedades de *Gossypium hirsutum* ao parasitismo. **Fitopatologia Brasileira**, 4:441-444, 1979.

PONTE, J. J. Da; SILVEIRA FILHO, J.; LORDELLO, R. R. A.; LORDELLO, A. I. L. Sinopse da literature brasileira sobre *Meloidogyne* em algodão. **Summa Phytopathologica**, 24:101-104, 1998.

POTTER, J. W.; DALE, A. Wild and cultivated strawberries can tolerate or resist root-lesion nematode. **HortScience**, 29:1074-1077, 1994.

RADCLIFFE, D. E.; HUSSEY, R. S.; MCCLENDON, R. W. Cyst nematode vs. tolerant and intolerant soybean cultivars. **Agronomy Journal**, 82:855-860, 1990.

REESE, P. F.; BOERMA, H. R.; HUSSEY, R. S. Heritability of tolerance to soybean cyst nematode in soybean. **Crop Science**, 28:594-598, 1988.

ROBERTS, P. A. Conceptual and practical aspects of variability in root-knot nematodes related to host plant resistance. **Annual Review of Phytopathology**, 33:199-221, 1995.

ROBERTS, P. A. Concepts and consequences of resistance. Pp. 23-41 In: J. L. Starr, R. Cook, and J. Bridge eds., **Plant Resistance to Parasitic Nematodes.** Wallingford, UK: CABI Publishing, 2002. p. 23-41.

ROBERTS, P. A.; ULLOA, M. Introgression of root-knot nematode resistance into tetraploid cottons. **Crop Science**, 50:940-951, 2010.

ROBINSON, A. F. Reniform in U.S. cotton: When, where, why, and some remedies. **Annual Review of Phytopathology**, 45:263-288, 2007.

ROBINSON, A. F. Nematode management in cotton. In: A. Ciancio and K. G. Mukerji, eds., **Integrated Management and Biocontrol of Vegetable and Grain Crops Nematodes**. Dordrecht, The Netherlands: Springer, 2008. p. 149-182.

ROBINSON, A. F.; AGUDELO, P.; AVILA, C. A.; BELL, A. A.; CALLAHAN, F. E.; COOK, C. G.; DIGHE, N. D.; GUTIÉRREZ, O. A.; HAYES, R. W.; JENKINS, J. N.; JOHNSON, J. T.; KANTETY, R.; LAWRENCE, G. W.; LAWRENCE, K. S.; MANGINENI, L.; McCARTY, J. C.; MENZ, M. A.; MEREDITH, W. R., Jr.; NICHOLS, R. N.; ROBBINS, R. T.; SACKS, E.; SCHEFFLER, B.; SCIUMBATO, G. L.; SMITH, C. W.; STARR, J. L.; STELLY, D. M.; STETINA, S. R.; STEWART, J. M.; THAXTON, P. M.; WALLACE, T. P.; WEAVER, D. B.; WUBBEN, M. J.; YOUNG, L. D. Development of reniform nematode resistance in upland cotton. Paper 1320. In: Proceedings of the World Cotton Research Conference-4, 10-14 September 2007. Lubbock, TX, USA. 2008, (**Abstr.**), CDROM. https://wcrc.confex.com/wcrc/2007/techprogram/P1320.HTM , 2008.

ROBINSON, A. F.; AKRIDGE, J. R.; BRADFORD, J. M.; COOK, C. G.; GAZAWAY, W. S.; MCGAWLEY, E. C.; STARR. J. L.; YOUNG, L. D. Suppression of *Rotylenchulus reniformis* 122-cm deep endorses resistance introgression in *Gossypium*. **Journal of Nematology**, 38:195-209, 2006.

ROBINSON, A. F.; BELL. A. A.; DIGHE, N. D.; MENZ, M. A.; NICHOLS, R. L.; STELLY, D. M. Introgression of resistance to nematode *Rotylenchulus reniformis* into upland cotton (*Gossypium hirsutum*) from *Gossypium longicalyx*. **Crop Science**, 47:1865-1877, 2007.

ROBINSON, A. F.; BOWMAN, D. T.; COOK, C, G.; JENKINS, J. N.; JONES, J. E.; MAY. L. O.; OAKLY, S. R.; OLIVER, M. J.; ROBERTS, P. A; ROBINSON, M.; SMITH, C. W.; STARR, J. L; STEWART, J. M. Nematode resistance. In: **Compendium of Cotton Diseases**, 2nd Ed. T. L. Kirkpatrick and C. S. Rothrock, eds. St. Paul, MN: The American Phytopathological Society, 2001. p. 68-72.

ROBINSON, A. F.; BRIDGES, A. C.; PERCIVAL, A. E. New sources of resistance to the reniform (*Rotylenchulus reniformis*) and root-knot (*Meloidogyne incognita*) nematode in upland (*Gossypium hirsutum*) and sea island (*G. barbadense*) cotton. **Journal of Cotton Science**, 8:191-197, 2004.

ROBINSON, A. F.; COOK, C. G.; PERCIVAL, A. E. Resistance to *Rotylenchulus reniformis* and *Meloidogyne incognita* race 3 in the major cotton cultivars planted since 1950**. Crop Science**, 39:850-858, 1999.

ROBINSON, A. F.; COOK. C. G.; WESTPHAL, A.; BRADFORD, J. M. *Rotylenchulus reniformis* below plow depth suppresses cotton yield and root growth. **Journal of Nematology**, 37:285-291, 2005.

ROBINSON, A. F.; PERCIVAL, A. E. Resistance to *Meloidogyne incognita* race 3 and *Rotylenchulus reniformis* in wild accessions of *Gossypium hirsutum* and *G. barbadense* from Mexico. **Journal of Nematology**, 29:746-755, 1997.

ROMANO, G. B.; SACKS, E. J.; STETINA, S. R.; ROBINSON, A. F.; FANG, D. D.; GUTIÉRREZ, O. A.; SCHEFFLER, J. A. Identification and genomic location of a reniform nematode (*Rotylenchulus reniformis*) resistance locus (Renari) introgressed from *Gossypium aridum* into upland cotton (*G. hirsutum*). **Theoretical and Applied Genetics**, 120:139-150, 2009.

SACKS, E. J.; ROBINSON, A. F. Introgression of resistance to reniform nematode (*Rotylenchulus reniformis*) into upland cotton (*Gossypium hirsutum*) from *Gossypium arboreum* and a *Gossypium hirsutum*/*Gossypium aridum* bridging line. **Field Crops Research**, 112:1-6, 2009.

SEINHORST, J. W. Dynamics of populations of plant parasitic nematodes. **Annual Review of Phytopathology**, 8:131-156, 1970.

SHANER, G.; STROMBERG, E. L.; LACY, G. H.; BARKER, K. R.; PIRONE, T. P. Nomenclature and concepts of pathogenicity and virulence. **Annual Review of Phytopathology**, 30:47-66, 1992.

SHEN, X. L.; VAN BECELAERE, G.; KUMAR, P.; DAVIS, R. F.; MAY, O. L.; CHEE, P. W. QTL mapping for resistance to root-knot nematodes in the M-120 RNR Upland cotton line (*Gossypium hirsutum* L.) of the Auburn 623 RNR source. **Theoretical and Applied Genetics**, 113:1539–1549, 2006.

SHEN, X. L.; HE, Y. J.; LUBBERS, E. L.; DAVIS, R. F.; NICHOLS, R. L.; CHEE, P. W. Fine mapping QMi-C11 a major QTL controlling root-knot nematodes resistance in Upland cotton. **Theoretical and Applied Genetics**, 121:1623–1631.

SHEPHERD, R. L. 1974. Registration of Auburn 623 RNR cotton germplasm (Reg. no. GP20). **Crop Science**, 46:911, 2010.

SHEPHERD, R. L. Genetic resistance and its residual effects for control of the root-knot nematode-*Fusarium* wilt complex in cotton. **Crop Science**, 22:1151-1155, 1982a.

SHEPHERD, R. L. Registration of three germplasm lines of cotton (reg. nos. GP 164 to GP 166). **Crop Science**, 22:692, 1982b.

SHEPHERD, R. L. New sources of resistance to root-knot nematodes among primitive cottons. **Crop Science**, 23:999-1002, 1983.

SHEPHERD, R. L. Registration of three root-knot resistant cotton germplasm lines. **Crop Science**, 27:153, 1987.

SHEPHERD, R. L.; McCARTY, J. C.; JENKINS, J. N.; PARROTT, W. L. Registration of twelve nonphotoperiodic lines with root-knot nematode resistant primitive cotton germplasm. **Crop Science**, 28:868-869, 1988.

SHEPHERD, R. L.; McCARTY, J. C.; JENKINS, J. N.; PARROTT, W. L. Registration of nine cotton germplasm lines resistant to root-knot nematode. **Crop Science**, 36:820, 1996.

SIKKENS, R. B.; BELL, A. A.; WHEELER, T. A.; OVERSTREET, C.; WEAVER, D. B; LAWRENCE, K. S.; NICHOLS, R. L. Performance evaluation of LONREN and BARBREN reniform nematode resistant germplasm lines. Pp. 761-767 In: Proceedings of the Beltwide Cotton Conferences, Orlando, FL, USA, 3-6 January 2012 (**Abstr.**), 2012.

SIKKENS, R. B.; WEAVER, D. B.; LAWRENCE, K. S.; MOORE, S. R.; VAN SANTEN, E. LONREN Upland cotton germplasm response to *Rotylenchulus reniformis* inoculum level. **Nematropica**, 41:68-74, 2011.

SIPES, B. S.; SCHMITT, D. P. Evaluation of pineapple, Ananas comosus, for host-plant resistance and tolerance to *Rotylenchulus reniformis* and *Meloidogyne javanica*. **Nematropica**, 24:113-121, 1994.

SMITH, A. L. Registration of Auburn 56 Cotton (Reg. No. 45). **Crop Science**, 4:446, 1964.

SORIANO, I. R. S.; PROT, J.-C.; MATIAS, D. M. Expression of tolerance for *Meloidogyne graminicola* in rice cultivars as affected by soil type and flooding. **Journal of Nematology**, 32:309-317, 2000.

SPITTERS, C. J. T.; WARD, S. A. Evaluation of breeding strategies for resistance to potato cyst nematodes using a population dynamic model. **Euphytica**, S:87-98, 1988.

STARR, J. L. Cotton. In: K. R. Barker, G. A. Pederson, and G. L. Windham, eds., **Plant Nematode Interactions**. Madison, Wisconsin: American Society of Agronomy, 1998. p. 359-379.

STARR, J. L.; BRIDGE, J.; COOK, R. Resistance to plant-parasitic nematodes, history, current use, and future potential. In: J. L. Starr, R. Cook, and J. Bridge eds., **Plant Resistance to Parasitic Nematodes**. Wallingford, UK: CABI Publishing, 2002. p. 1-22.

STARR, J. L.; KOENNING, S. R.; KIRKPATRICK, T. L.; ROBINSON, A. F.; ROBERTS, P. A.; NICHOLS, R. L. The future of nematode management in cotton. **Journal of Nematology**, 39:283-294, 2007.

STARR, J. L.; MORESCO, E. R.; SMITH, C. W.; NICHOLS, R. L.; ROBERTS, P. A.; CHEE, P. Inheritance of resistance to *Meloidogyne incognita* in primitive cotton accessions from Mexico. **Journal of Nematology**, 42:352-358, 2010.

STARR, J. L.; ROBERTS, P. A. Resistance to plant-parasitic nematodes. In: Z. X. Chen, S. Y. Chen, and D. W. Dickson, eds. **Nematology Advances and Perspectives, Volume 2: Nematode Management and Utilization**. Wallingford, UK: CABI Publishing, 2004. p. 879-907.

STARR, J. L.; SMITH, C. W. Registration of three root-knot nematode resistant germplasm lines of upland cotton. **Crop Science**, 39:303, 1999.

STARR, J. L.; SMITH, C. W.; RIPPLE, K.; ZHOU E.; NICHOLS, R. L.; FASKE, T. R. Registration of TAM RKRNR-9 and TAM RKRNR-12 germplasm lines of upland cotton resistant to reniform and root-knot nematodes. **Journal of Plant Registrations**, 5:393-396, 2011.

STETINA, S. R. Development of *Rotylenchulus reniformis* differs on resistant *Gossypium barbadense* accessions TX 110 and GB 713. **Journal of Nematology**, 47:In press. (Abstr.), 2015.

STETINA, S. R.; MOLIN, W. T. *Gossypium* lines resistant to *Rotylenchulus reniformis* vary in sensitivity to the herbicide fluometuron. **Journal of Cotton Science**, 18:348-354, 2014.

STETINA, S. R.; SCIUMBATO, G. L.; YOUNG, L. D.; BLESSITT, J. A. Cotton cultivars evaluated for tolerance to reniform nematode. **Plant Health Progress**, doi:10.1094/PHP-2009-0312-01-RS, 2009.

STEWART, J. M.; ROBBINS, R. T. Evaluation of Asiatic cottons for resistance to reniform nematode. In: D. M. Oosterhuis (ed.) Proceedings of the 1994 Cotton Research Meeting and 1994 Summaries of Cotton Research in Progress. Special Report 166. Arkansas Agricultural Experiment Station, Fayetteville, AR (**Abstr.**), 1995. p. 165-168.

STEWART, J. M.; ROBBINS, R. T. Identification and enhancement of resistance to reniform nematode in cotton germplasm. In: Proceedings of the Beltwide Cotton Conferences, Nashville, TN, USA, 9-12 January 1996 (**Abstr.**), 1996. p.225

TAYLOR, A. L.; SASSER, J. N. **Biology, identification and control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* species)**. Raleigh, N.C.: North Carolina State University Graphics, 1978.

TRUDGILL, D. L. Resistance to and tolerance of plant parasitic nematodes in plants. **Annual Review of Phytopathology**, 29:167-192, 1991.

TRUDGILL, D. L.; COTES, L. M. Differences in the tolerance of potato cultivars to potato cyst nematodes (*Globodera rostochiensis* and *G. pallida*) in field trials with and without nematicides. **Annals of Applied Biology**, 102:373-384, 1983.

TRUDGILL, D. L.; PHILLIPS, M. S.; HACKETT, C. A. The basis of predictive modelling for estimating yield loss and planning potato cyst nematode management. **Pesticide Science**, 47:89-94, 1996.

URWIN, P. E.; LEVESLEY, A.; MCPHERSON, M. J.;ATKINSON, H. J. Transgenic resistance to the nematode *Rotylenchulus reniformis* conferred by *Arabidopsis* thaliana plants expressing proteinase inhibitors. **Molecular Breeding**, 6:257-264, 2000.

USERY, S. R., Jr.; LAWRENCE, K. S.; LAWRENCE, G. W.; BURMESTER, C. H. Evaluation of cotton cultivars for resistance and tolerance to *Rotylenchulus reniformis*. **Nematropica**, 35:121-133, 2005.

WEAVER, D. B.; LAWRENCE, K. S.; VAN SANTEN, E. Reniform nematode resistance in upland cotton germplasm. **Crop Science**, 47:19-24, 2007.

WEAVER, D. B.; SIKKENS, R. B.; LAWRENCE, K. S.; SÜRMELIOĞLU, Ç.; VAN SANTEN, E.; NICHOLS, R. L. REN^{lon} and its effects on agronomic and fiber traits in Upland cotton. **Crop Science**, 53:913-920, 2013.

WEAVER, D. B.; SIKKENS, R. B.; SHARPE, R. R.; MOORE, S. R.; LAWRENCE, K. S. LONREN x FM966 progeny evaluation in a field infested with reniform nematode. In: **Proceedings of the Beltwide Cotton Conferences**, Atlanta, GA, USA, 4-7 January 2011 (Abstr.), 2011. p. 737-741.

WHEELER, T. A.; SIDERS, K. T.; ANDERSON, M. G.; RUSSELL, S. A.; WOODWARD, J. E.; MULLINIX, B. G. Management of *Meloidogyne incognita* with chemicals and cultivars in cotton in a semi-arid environment. **Journal of Nematology**, 46:101–107, 2014.

WUBBEN, M.J.; CALLAHAN, F.E.; HAYES, R.W.; JENKINS, J.N. Molecular characterization and temporal expression analyses indicate that the MIC (*Meloidogyne* Induced Cotton) gene family represents a novel group of root-specific defense-related genes in upland cotton (*Gossypium hirsutum* L.). **Planta**, 228:111–123, 2008.

WUBBEN, M. J.; CALLAHAN, F. E.; VELTEN, J.; BURKE, J. J.; JENKINS, J. N. Overexpression of MIC-3 indicates a direct role for the MIC gene family in mediating Upland cotton (*Gossypium hirsutum*) resistance to root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*). **Theoretical and Applied Genetics** 128:199–209, 2015.

YIK, C.-P.; BIRCHFIELD, W. Resistant germplasm in *Gossypium* species and related plants to *Rotylenchulus reniformis*. **Journal of Nematology**, 16:146-153, 1984.

YNTURI, P.; JENKINS, J. N.; McCARTY, J. C.; GUTIÉRREZ, O. A.; SAHA, S. Association of root-knot nematode resistance genes with simple sequence repeat markers on two chromosomes in cotton. **Crop Science**, 46:2670–2674, 2006.

YOUNG, L. D. Breeding for nematode resistance. In: K. R. Barker, G. A. Pederson, and G. L. Windham, eds. **Plant Nematode Interactions**. Madison, WI: American Society of Agronomy, 1998. p. 187-207.

YOUNG, L. D.; HARTWIG, E. E. Problems and strategies associated with long-term use of resistant cultivars. **Journal of Nematology**, 24:228-233, 1992.

ZANELLA, C. S.; GAVASSONI, W. L.; BACCHI, L. M. A.; DE CARVALHO, F. C. Resistência de cultivares de algodoeiro ao nematoide das galhas. **Acta Scientiarum Agronomy**, 27:655-659, 2005.

ZHANG J., X.-D.; CALLAHAN, F. E.; JENKINS, J. N.; MA, D.-P.; KARAKA, M.; SAHA, S.; CREECH, R. G. A novel root-specific gene, MIC-3, with increased expression in nematode-resistant cotton (*Gossypium hirsutum* L.) after root-knot nematode infection. **Biochimica et Biophysica Acta**, 1576:214–218, 2002.

ZHOU E.; STARR, J. L. A comparison of the damage functions, root galling, and reproduction of *Meloidogyne incognita* on resistant and susceptible cotton cultivars. **Journal of Cotton Science**, 7:224-230, 2003.

ZHOU E.; WHEELER, T. A.; STARR, J. L. Root galling and reproduction of *Meloidogyne incognita* isolates from Texas on resistant cotton genotypes. **Journal of Nematology**, 32:513-518, 2000.

CAPÍTULO 6

Melhoramento genético do algodoeiro para resistência aos nematoides: seleção assistida por marcadores moleculares

Nelson Dias Suassuna
Embrapa Algodão - Goiânia/GO

Leonardo Bitencourt Scoz
IMA - Primavera do Leste/MT

Marc Giband
Cirad - UMR Agap/França e Embrapa Algodão - Goiânia/GO

1. Introdução

A importância de doenças e pragas na cultura do algodoeiro no Brasil aumenta a cada ano, em razão das perdas provocadas pela ação dos patógenos e da necessidade de implantação de medidas preventivas e/ou curativas que elevam o custo de produção. Das pragas, as três espécies de fitonematoides que causam danos e perdas econômicas à cultura, em ordem de importância: *Meloidogyne incognita* (nematoide-das-galhas), *Rotylenchulus reniformis* (nematoide reniforme) e *Pratylenchus brachyurus* (nematoide das lesões radiculares).

No Brasil, atualmente, o manejo de fitonematoides em algodoeiro é realizado preferencialmente por meio de rotação de culturas e uso de variedades com níveis intermediários de tolerância. O controle químico com nematicidas, utilizado no passado, não se aplica à realidade atual da cotonicultura brasileira, em razão de sua ineficácia e dos danos ambientais causados por esses produtos. Portanto, o uso de variedades resistentes é considerado a maneira mais eficaz, de baixo custo e de menor dano ambiental para controle de doenças e pragas. Infelizmente, há poucas cultivares comerciais de algodoeiro com níveis satisfatórios de resistência aos nematoides e com bom potencial de produção e qualidade de fibra adequada, o que se deve principalmente à falta de material genético com altos níveis de resistência e desempenho agronômico aceitável para uso nos programas de melhoramento, ao desconhecimento da herança desse caráter e também à dificuldade em selecionar material com alto nível de resistência.

Há altos níveis de resistência ao nematoide-das-galhas e ao nematoide reniforme em material não adaptado e em espécies silvestres de algodoeiro, que são fontes de genes para os melhoristas. Avanços na área da genética molecular e na identificação de marcadores moleculares associados aos loci de resistência permitiram a recente disponibilização de linhagens de elite, com altos níveis de resistência a um ou outro nematoide, e, em alguns casos, a ambos.

2. Fontes de resistência aos fitonematoides do algodoeiro para o melhoramento

2.1 Fontes de resistência ao nematoide-das-galhas

Por conta da importância para a cotonicultura mundial, numerosos trabalhos procuraram identificar fontes de resistência ao nematoide-das-galhas em acessos de algodoeiro herbáceo e em outras espécies do gênero *Gossypium* (Robinson & Percival, 1997; Robinson *et al.*, 2004; Starr *et al.*, 2010; Mota *et al.*, 2013). Nos Estados Unidos, caracterizaram-se três principais fontes de resistência ao nematoide-das-galhas em algodoeiro herbáceo: as variedades Acala NemX e Stoneville LA887 e o acesso Auburn 623 RNR.

A fonte de resistência moderada da cultivar Acala NemX é de

origem desconhecida; a resistência moderada da cultivar Stoneville LA887 é oriunda do acesso Clevewilt 6, enquanto o alto nível de resistência do acesso Auburn 623 RNR é oriundo da segregação transgressiva do cruzamento entre dois acessos moderadamente resistentes, Clevewilt 6 e o silvestre Wild Mexican Jack Jones (Shepherd, 1974; Robinson *et al.*, 2001). A resistência do acesso Auburn 623 RNR foi incorporada a diversas linhagens melhoradas por cruzamento, gerando a série de linhagens "M" (M-120 RNR, M-240 RNR, M-315 RNR etc.) (Shepherd, 1982; Robinson *et al.*, 2001).

Apesar de apresentarem altos níveis de resistência ao nematoide-das-galhas, essas linhagens nunca foram lançadas como variedades por serem agronomicamente inferiores (Koenning *et al.*, 2001). Recentemente, foi lançada a linhagem GA 120R1B3, que combina o alto nível de resistência encontrado no acesso M-120 RNR, derivado de Auburn 623 RNR, e a qualidade de fibra igual à de materiais comerciais (Davis *et al.*, 2011).

No Brasil, a base dos trabalhos iniciais conduzidos pelo IAC para incorporação de resistência ao complexo nematoide-das-galhas e mancha de *fusarium* foi a cultivar Auburn 56 (Gridi-Papp *et al.*, 1984), que apresenta resistência moderada a *M. incognita*. Esse trabalho permitiu a obtenção de cultivares com resistência moderada ao complexo nematoide-*Fusarium* (cultivares IAC 17, IAC 20, IAC 23 e IAC 24). Porém, Auburn 56 possui apenas resistência moderada e foi substituída por material com alto nível de resistência. Atualmente, os diversos programas de melhoramento do Brasil estão utilizando a linhagem Auburn 623 RNR — ou material derivado dela — como fonte de altos níveis de resistência.

2.2 Fontes de resistência ao nematoide reniforme

Até o momento, não se identificaram fontes de resistência ao nematoide reniforme na espécie *G. hirsutum*. Após exaustiva busca em 1.866 acessos primitivos de *G. hirsutum* e 907 de *G. barbadense*, nenhum deles apresentou resistência completa (Robinson *et al.*, 2004). Entretanto, alta resistência foi encontrada em um ou mais acessos de *G. longicalyx* J. B. Hutch. & B .J. S. Lee, *G. somalense* (Gürke) J. B. Hutch., *G. stocksii* Mast., *G. arboreum* L. e *G. barbadense* L. (Yik & Birchfield, 1984).

Quatro acessos de *G. longicalyx* impediram a reprodução do nematoide e foram classificados como imunes (Yik & Birchfield, 1984). A resistência presente em *G. longicalyx* foi introgredida em cultivares comerciais de algodoeiro (Robinson *et al.*, 2007) e, como consequência, foram desenvolvidas as linhagens LONREN-1 e LONREN-2 (Bell *et al.*, 2014). Apesar de não permitirem a multiplicação do nematoide, essas linhagens sofrem danos nas raízes pela penetração de juvenis em solos com alta infestação de *R. reniformis*, o que leva a um desenvolvimento inicial mais lento, com ciclo da cultura alongado (Sikkens *et al.*, 2011). Logo, essa fonte de resistência foi abandonada.

Cinco acessos de *G. barbadense* (GB-49, GB-13, GB-264, GB-171 e GB-713), foram classificados como resistentes por reduzirem drasticamente a reprodução de *R. reniformis*, principalmente o acesso GB-713 (Robinson *et al.*, 2004). Por conta do alto nível de resistência encontrado nesse acesso, ele foi utilizado para transferir tais genes de resistência para *G. hirsutum*, o que resultou no desenvolvimento da linhagem BARBREN-713 (Bell *et al.*, 2015).

Além de *G. longicalyx* e *G. barbadense*, também encontrou-se resistência ao nematoide reniforme nas espécies diploides *G. aridum* (Sacks & Robinson, 2009) e *G. arboreum* (Avila *et al.*, 2005; Sacks & Robinson, 2009; Erpelding & Stetina, 2013).

3. Marcadores moleculares e seleção assistida por marcadores

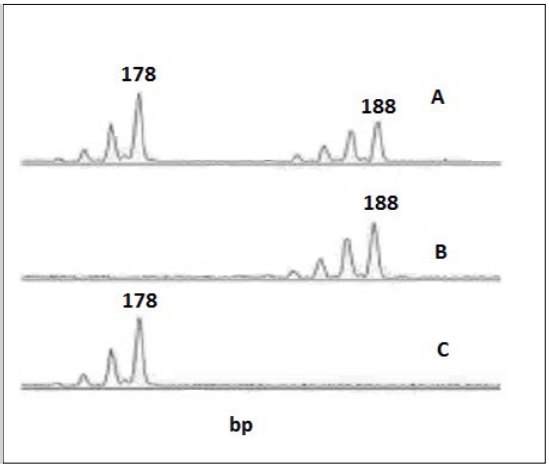
Apesar de fontes de resistência ao nematoide-das-galhas e ao nematoide reniforme terem sido identificadas há décadas, só recentemente que material melhorado ou linhagens avançadas com altos níveis de resistência e desempenho agronômico comparável ao de variedades atualmente no mercado foram postos à disposição dos melhoristas. A falta do conhecimento das bases genéticas da resistência aos nematoides, como a grande dificuldade em selecionar material resistente — e não simplesmente tolerante — tem sido um obstáculo de difícil superação. Selecionar para resistência aos nematoides a campo, em condições de infestação natural, é ineficiente, por conta de o inóculo naturalmente presente no solo ser distribuído de forma desigual, havendo assim a possibilidade de

ocorrerem “escapas”, ou seja, plantas que não foram expostas ao patógeno. Em vez disso, a seleção operada em condições controladas é muito mais precisa, mas extremamente trabalhosa. Plantas semeadas em casa de vegetação ou em telado devem ser individualmente inoculadas e avaliadas, o que impede o uso generalizado e em grande escala dessas metodologias de seleção.

Nos últimos anos, novas ferramentas baseadas em análise do DNA foram desenvolvidas para contornar essas limitações, em particular no caso de caracteres de difícil avaliação fenotípica, como é o caso da resistência aos nematoides. Diferenças nas sequencias do DNA de plantas individuais refletem diferenças no comportamento — resistência ou suscetibilidade a uma doença ou patógeno — dessas plantas. Uma vez que uma alteração na sequencia do DNA, ou polimorfismo, pode ser associada a uma modificação do caráter, será possível selecionar plantas no genótipo — a sequência do DNA — e não mais no fenótipo — a expressão do caráter. Os chamados marcadores moleculares permitem detectar e revelar de forma simples o polimorfismo entre individuais, e, portanto, podem ser utilizados para prever o comportamento destes. Assim, um marcador molecular associado à resistência a uma doença ou aos nematoides pode ser utilizado para selecionar material resistente sem necessidade de avaliação fenotípica. A seleção assistida por marcadores (SAM) refere-se a metodologias de seleção baseadas na detecção de polimorfismos na sequencia de DNA que expliquem variações na expressão dos caracteres.

Diversas técnicas, ou tipo de marcadores moleculares, têm sido desenvolvidas para revelar os polimorfismos de sequência e são utilizadas em rotina na seleção assistida por marcadores. Os microssatélites, ou marcadores SSR (do inglês *Simple Sequence Repeat*) (*Figura 1*), são sequências simples repetidas, presentes no genoma das plantas. O polimorfismo entre dois individuais se dá pelo número diferente de repetições presentes nestes. Nesse caso, o tamanho (número de bases) de um alelo pode ser associado à resistência (188 pares de bases, no exemplo da *Figura 1*), enquanto que o alelo associado à suscetibilidade apresenta tamanho diferente (178 pares de bases, no exemplo da *Figura 1*). Selecionando os indivíduos que apresentam o alelo de 188 pares de bases, é possível selecionar plantas que serão resistentes à doença a que o marcador SSR está associado.

Figura 1. Exemplo de detecção de polimorfismo com o uso de um marcador do tipo SSR. Cada conjunto de picos representa o tamanho da sequência repetitiva presente. A - Amostras heterozigotas, ainda em processo de segregação com ambos os alelos (178 e 188bp). B - Amostras com um alelo específico (188bp), que poderia estar ligado à resistência. C - Amostra que apresenta um segundo alelo (178bp), que poderia ser de suscetibilidade.



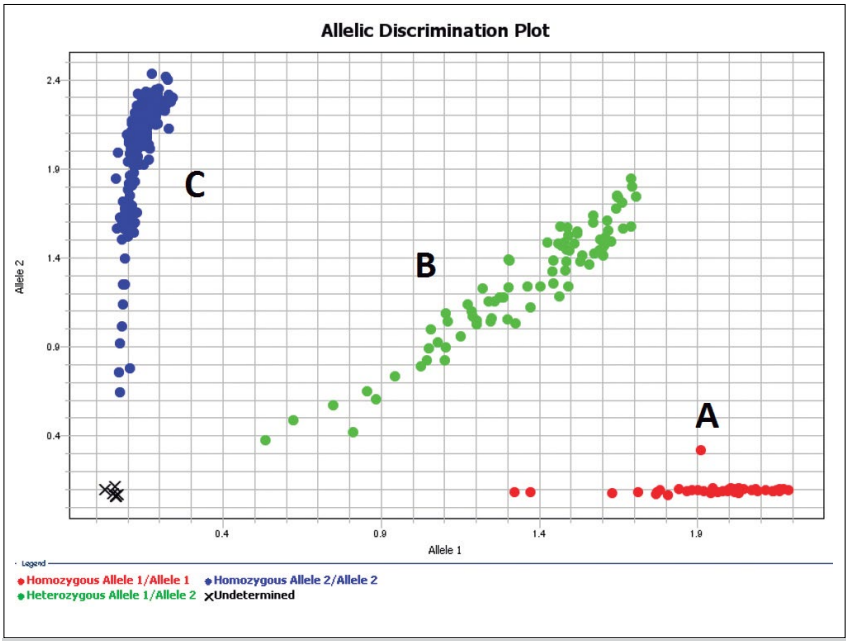


Figura 2. Exemplo de detecção de polimorfismo com o uso de um marcador SNP. Os grupos de pontos representam alelos diferentes. Amostras em vermelho (A) indicam um alelo específico, que poderia estar ligado à resistência. Em azul (C), as que apresentam um segundo alelo, que poderia estar ligado à suscetibilidade. Por fim, as amostras em verde (B) correspondem a plantas heterozigotas, ainda em processo de segregação.

O segundo tipo de marcador comumente utilizado na SAM é o SNP (do inglês *Single Nucleotide Polymorphism*) (*Figura 2*). Os SNPs são polimorfismos de base única presentes naturalmente nas sequências de DNA. Essas modificações de sequência podem ser responsáveis por determinado caráter, ou simplesmente associados a ele. Em ambos os casos, a presença de uma base particular em uma localização particular da sequência de DNA pode ser usada para prever o comportamento (resistente — pontos em vermelho, ou suscetível — pontos em azul na *Figura 2*) frente a uma doença ou patógeno.

Marcadores moleculares são herdáveis, o que permite, no caso de caracteres de controle genético simples, inferir quais indivíduos de uma descendência expressarão o caráter desejado. Além disso, a seleção baseada no DNA oferece numerosas vantagens quando comparada à seleção fenotípica. A principal é sua independência em relação a fatores ambientais e externos. Dessa forma, não é preciso inocular as plantas com o organismo causador de uma doença para selecionar as plantas resistentes. Da mesma forma, as resistentes podem ser selecionadas em qualquer estágio de crescimento; inclusive sementes podem ser selecionadas antes de serem semeadas. Dessa forma, a implantação da seleção assistida por marcadores permite maior precisão e economia de tempo.

Outra vantagem desse procedimento é a possibilidade de selecionar material para diversos caracteres (resistência a diversas doenças e patógenos) simultaneamente. Assim, em apenas uma análise molecular, é possível selecionar plantas resistentes ao nematoide-das-galhas, ao nematoide reniforme e a diversas doenças, como a doença azul e a mancha angular — sem necessidade de inocular ou desafiar as plantas a serem testadas com os patógenos causadores das doenças. Finalmente, o uso de marcadores moleculares para seleção, em particular o uso dos marcadores SNP, permite selecionar material rapidamente e com precisão em escala impossível de alcançar com a seleção fenotípica. Milhares de pontos de genotipagem — cada um correspondente à avaliação de um individual para a reação de resistência/suscetibilidade a uma determinada doença ou a um determinado patógeno — podem ser gerados em pouco tempo.

É por todas essas razões que a seleção assistida por marcadores tem sido incorporada de forma rotineira aos programas de

melhoramento. Anteriormente reservada a poucas empresas capazes de financiar e montar infraestruturas onerosas, a seleção assistida por marcadores "democratizou-se" nos últimos anos por conta da diminuição dos custos envolvidos.

4. Identificação de marcadores moleculares associados à resistência aos nematoides em algodoeiro

Um dos pré-requisitos importantes para que os marcadores moleculares sejam utilizados com eficiência nos programas de melhoramento é eles estarem intimamente associados ao fenótipo de resistência. A associação entre a presença do alelo de resistência no *locus* marcador (188 pares de bases na *Figura 1*; ponto vermelho na *Figura 2*) e o fenótipo de resistência tem de ser perfeita, mesmo quando se trabalha com grandes populações. A falta dessa associação pode resultar na seleção de "falsos positivos", indivíduos apresentando o alelo de resistência para o marcador, mas demostrando suscetibilidade ao patógeno.

Por conta da grande dificuldade em selecionar material resistente a nematoides por meio da seleção fenotípica, diversos trabalhos tiveram como objetivo a identificação de marcadores moleculares associados à resistência ao nematoide-das-galhas e ao nematoide reniforme.

4.1 Marcadores moleculares associados à resistência ao nematoide-das-galhas

A primeira fonte de altos níveis de resistência ao nematoide-das-galhas identificada foi o acesso Auburn 623 RNR (Shepherd, 1974; Robinson *et al.*, 2001). Ainda hoje, ela é usada nos programas de melhoramento visando resistência a *M. incognita*; elucidou-se a herança da resistência nesse acesso. Tal herança é condicionada por dois genes de efeito principal, um dominante e outro com efeito aditivo (McPherson *et al.*, 1995). A resistência foi transmitida facilmente às linhagens derivadas de Auburn 623 RKN, como M-315 RNR, M19-RNR, M25-RNR, M75-RNR, M78RNR, M188-RNR e M487-RNR. Esses dois genes foram nomeados Mi1 (dominante) e Mi2 (aditivo) (McPherson *et al.*, 2004). Vários tra-

balhos subsequentes usando germoplasma derivado de Auburn 623 RNR chegaram às mesmas conclusões (Zhou *et al.*,1999; Ynturi *et al.*, 2006); adicionalmente, Ynturi *et al.* (2006) relataram que ao menos um gene localizado no cromossomo 11 e outro no cromossomo 14 estavam envolvidos na resistência.

Trabalhos conduzidos com uma fonte de resistência oriunda de Auburn 623 RNR, a linhagem M-120 RNR, relatam que o marcador SSR CIR316 está associado à resistência e localiza-se no cromossomo 11 (Shen *et al.*, 2006). Utilizando outra linhagem oriunda de Auburn 623 RNR, outros marcadores SSR também foram identificados tanto no cromossomo 11 (marcador BNL1231) quanto no cromossomo 14 (marcadores BNL3661, BNL3644 e BNL3545) (Ynturi *et al.*, 2006).

Ao usar a abordagem de linhagens endogâmicas recombinantes (RILs), a fonte de resistência Auburn 623 RNR, um dos seus genitores (Clevewilt 6), e uma cultivar suscetível (Stoneville 213), confirmou-se a associação do marcador CIR 316 com o gene de resistência localizado no cromossomo 11. O alelo CIR 316_201 também foi encontrado em Clevewilt 6, e, nesse caso, a resistência ocorre por causa do menor número de galhas produzidas (Gutiérrez *et al.*, 2010). O segundo gene de resistência, localizado no cromossomo 14, está associado a dois marcadores tipo SSR, BNL3545-118 e BNL3661-185. Esses dois marcadores não estão presentes em Clevewilt 6, mas ocorrem em Wild Mexican Jack Jones, o outro genitor de Auburn 623 RNR. Esse segundo gene é responsável pela redução na produção de ovos por fêmeas do nematoide (Gutiérrez *et al.*, 2010; He *et al.*, 2014).

A identificação de marcadores moleculares associados à resistência para nematoide-das-galhas oriundos da fonte Auburn 623 RNR e linhagens derivadas e a confirmação da associação íntima entre os marcadores e o caráter de resistência constituem grande avanço para o melhoramento. Os marcadores permitiram não somente confirmar a natureza do controle genético da resistência e o efeito de cada um dos loci envolvidos na expressão da resistência, mas são, sobretudo, ferramentas preciosas para auxiliar o melhoramento visando a incorporação de altos níveis de resistência à *M. incognita* em material elite.

Os marcadores CIR 316, associado ao *locus* de resistência localizado no cromossomo 11, e BNL 3661, no cromossomo 14, são atualmente usados em rotina em diversos programas de melhoramento.

4.2 Marcadores moleculares associados à resistência ao nematoide reniforme

O desenvolvimento de material elite com resistência ao nematoide reniforme é dificultado por não haver fontes de resistência em acessos de algodoeiro herbáceo. Os primeiros trabalhos visando incorporar resistência ao nematoide reniforme valeram-se do acesso silvestre diploide *G. longicalyx* como doador de resistência (Robinson *et al.*, 2007; Bell *et al.*, 2014). Os marcadores moleculares SSR BNL 3279_114, BNL1066_156 e BNL836_215, localizados no cromossomo 11 e associados ao gene de resistência Ren^{lon}, responsável pelo alto nível de resistência, foram identificados (Dighe *et al.*, 2009) e utilizados para facilitar a introgressão da resistência pelo processo de retrocruzamento. As linhagens resultantes, LONREN-1 e LONREN-2 (Bell *et al.*, 2014), apresentaram rendimento e qualidade de fibra muito semelhantes ao parental Fibermax 958, com o adicional de redução da população de nematoide reniforme na taxa de 50-90% em ensaios a campo. No entanto, com frequência, essas mesmas linhagens também apresentaram nanismo e perda na produtividade; essa fonte de resistência foi abandonada pela maioria dos programas de melhoramento.

Mais recentemente, foram desenvolvidos marcadores moleculares associados à resistência ao nematoide reniforme oriunda do acesso de *G. barbadense* GB 713 (Gutiérrez *et al.*, 2011). A resistência do acesso GB 713, que deu origem à linhagem BARBREN 713 (Bell *et al.*, 2015), está associada a três QTLs, dois no cromossomo 21 e um QTL no cromossomo 18, nomeados Ren^{barb1}, Ren^{barb2} e Ren^{barb3}, respectivamente (Gutiérrez *et al.*, 2011). Os marcadores SSR BNL1551_162 e GH 132_199 estão associados a Ren^{barb1}, BNL4011_155 e BNL 3279_106 associados a Ren^{barb2} e BNL 1721_178 e BNL 569_131, associados a Ren^{barb3} (Gutiérrez *et al.*, 2011). Na linhagem BARBREN 713, para a seleção assistida por marcadores para o gene Ren2GB713, localizado no cromossomo 21 (Renbarb2), além do marcador tipo SSR BNL 3279_106, também foi desenvolvido o marcador tipo SNP Gl-187401 (Bell *et al.*, 2015).

Com a identificação dessa fonte de resistência ao nematoide reniforme e o desenvolvimento de marcadores SSR e SNP utilizáveis para auxiliar a introgressão da resistência, espera-se que variedades melhoradas sejam postas à disposição em futuro próximo.

5. Considerações finais

Pelas particularidades das condições ambientais a que está sujeita a cultura algodoeira brasileira, o melhoramento genético do algodoeiro — e particularmente aquele visando resistência a patógenos e pragas — vem tendo grande importância. Para algumas doenças de alta relevância, obtiveram-se avanços importantes por meio do melhoramento "clássico". Todavia, no caso da resistência a *M. incognita* e *R. reniformis*, os principais nematoides responsáveis por danos e perdas econômicas à cultura algodoeira, os avanços foram mais lentos. A falta de fontes de altos níveis de resistência ou do conhecimento das bases genéticas da resistência e, sobretudo, a dificuldade em selecionar material resistente com precisão e em escala suficiente são dificuldades.

A disponibilização recente de marcadores moleculares associados à resistência presentes nas principais fontes de resistência aos nematoides-das-galhas e aos reniformes constitui poderosa ferramenta que permitirá superar as dificuldades. Enquanto a seleção clássica apresenta grandes dificuldades em explorar o alto nível de resistência ao nematoide-das-galhas identificado no acesso Auburn 623 RNR desde 1974 (Shepherd, 1974), o uso de marcadores moleculares tem sido fundamental no desenvolvimento de linhagens melhoradas com altos níveis de resistência (GA 120R1B3) (Davis *et al.*, 2011). Da mesma forma, a seleção assistida por marcadores permitiu desenvolver a linhagem BARBREN-713, material com resistência ao nematoide-das-galhas e ao nematoide reniforme (Bell *et al.*, 2015).

Hoje em dia, os marcadores moleculares estão sendo incorporados à rotina por muitos programas de melhoramento, com grandes benefícios. Entretanto, o potencial dos marcadores somente será alcançado se essa tecnologia estiver associada a esforços aplicados ao melhoramento clássico e na identificação e na caracterização de novas fontes de genes ou loci a serem futuramente incorporados aos programas de melhoramento.

Referências

AVILA, C. A.; STEWART, J. M.; ROBBINS, R. T. Transfer of reniform nematode resistance from diploid cotton species to tetraploid cultivated cotton. in: Proceedings of the Beltwide Cotton Conferences, Nova Orleans, Estados Unidos, 4-7 January 2005. (**Abstr.**), 2005. p.182.

BELL, A. A.; ROBINSON, A. F.; QUINTANA, J.; DIGHE, N. D.; MENZ, M. A.; STELLY, D. M.; ZHENG X.; JONES, J. E.; OVERSTREET, C.; BURRIS, E.; CANTRELL, R. G.; NICHOLS, R. L. Registration of LONREN-1 and LONREN-2 germplasm lines of Upland cotton resistant to reniform nematode. **Journal of Plant Registrations**, 8:187-190, 2014.

BELL, A. A.; ROBINSON, A. F.; QUINTANA, J.; DUKE, S. E.; STARR, J. L.; STELLY, D. M.; ZHENG X.; PROM, S.; SALADINO, V.; GUTIÉRREZ, O. A.; STETINA, S. R.; NICHOLS, R. L. Registration of BARBREN-713 germplasm line of Upland cotton resistant to reniform and root-knot nematodes. **Journal of Plant Registrations**, 9:89-93, 2015.

DAVIS, R. F.; CHEE, P. W.; LUBBERS, E. L.; MAY, O. L. Registration of GA 120R1B3 germplasm line of cotton. **Journal of Plant Registrations**, 5:384-387, 2011.

DIGHE, N. D.; ROBINSON, A. F.; BELL, A. A.; MENZ, M. A.; CANTRELL, R. G.; STELLY, D. M. Linkage mapping of resistance to reniform nematode in cotton following introgression from *Gossypium longicalyx*. **Crop Science**, 49:1151-1164, 2009.

ERPELDING, J. E.; STETINA, S. R. Genetics of reniform nematode resistance in *Gossypium arboreum* germplasm line PI 529728. **World Journal of Agricultural Research**, 1:48-53, 2013.

GRIDI-PAPP, I. L.; FUZATTO, M. G.; CAVALERI, P. A.; CIA, E.; SILVA, N. M.; FERRAZ, C. A. M.; SCHMIDT, W.; NEVES, O. S.; RODRIGUES FILHO, F. S. O.; CHIAVEGATO, E. J.; SABINO, N. P.; MARTINELLI, E. S.; LAZZARINI, J. F.; CORRÊA, F. A.; GROSSI, J. M. M. Melhoramento do algodoeiro no Estado de São Paulo: obtenção das variedades IAC RM3, IAC RM4, IAC 16 e IAC 17. **Bragantia**, 43(2), 405-423, 1984.

GUTIÉRREZ, O. A.; JENKINS, J. N.; McCARTY, J. C.; WUBBEN, M. J.; HAYES, R. W.; CALLAHAN, F. E. SSR markers closely associated with genes for resistance to root-knot nematode on chromosomes 11 and 14 of Upland cotton. **Theoretical and Applied Genetics**, 121:1323-1337, 2010.

GUTIÉRREZ, O. A.; ROBINSON, A. F.; JENKINS, J. N.; McCARTY, J. C.; WUBBEN, M. J.; CALLAHAN, F. E.; NICHOLS, R. L. Identification of QTL

regions and SSR markers associated with resistance to reniform nematode in *Gossypium barbadense* L. accession GB713. **Theoretical and Applied Genetics**, 122:271-280, 2011.

HE Y.; KUMAR, P.; SHEN X.; DAVIS, R. F.; VAN BECELAERE, G.; MAY. O. L.; NICHOLS, R. L.; CHEE, P. W. Re-evaluation of the inheritance for root-knot nematode resistance in the Upland cotton germplasm line M-120 RNR revealed two epistatic QTLs conferring resistance. **Theoretical and Applied Genetics**, 127:1343-1351, 2014.

KOENNING, S. R.; BARKER, K. R.; BOWMAN, D. T. Resistance as a tactic for management of *Meloidogyne incognita* on cotton in North Carolina. **Journal of Nematology**, 33:126-131, 2001.

McPHERSON, M. G.; JENKINS, J. N.; McCARTY, J. C.; WATSON, C. E. Combining ability analysis of root-knot nematode resistance in cotton. **Crop Science**, 35:373-375, 1995.

McPHERSON, G.R.; JENKINS, J.N.; WATSON, C.E.; McCARTY JR, J.C. Inheritance of root-knot nematode resistance in M-315 RNR and M78-R-NR cotton. **Journal of Cotton Science**, 8:154-161, 2004.

MOTA, F. C.; ALVES, G. C. S.; GIBAND, M.; GOMES, A. C. M. M.; SOUSA, F. R.; MATTOS, V. S.; BARBOSA, V. H. S.; BARROSA, P. A. V.; NICOLE, M.; PEIXOTO, J. R.; ROCHA, M. R.; CARNIERO, R. M. D. G. New sources of resistance to *Meloidogyne incognita* race 3 in wild cotton accessions and histological characterization of the defence mechanisms. **Plant Pathology**, 62:1173-1183, 2013.

ROBINSON, A. F.; PERCIVAL, A. E. Resistance to *Meloidogyne incognita* race 3 and *Rotylenchulus reniformis* in wild accessions of *Gossypium hirsutum* and *G. barbadense* from Mexico. **Journal of Nematology**, 29:746-755, 1997.

ROBINSON, A. F.; BOWMAN, D. T.; COOK, C, G.; JENKINS, J. N.; JONES, J. E.; MAY. L. O.; OAKLY, S. R.; OLIVER, M. J.; ROBERTS, P. A.; ROBINSON, M.; SMITH, C. W.; STARR, J. L; STEWART, J. M. Nematode resistance. In: T. L. Kirkpatrick e C. S. Rothrock (eds). **Compendium of Cotton Diseases**, 2nd Ed. The American Phytopathological Society: St. Paul, Estados Unidos, 2001. p. 68-72.

ROBINSON, A. F.; BRIDGES, A. C.; PERCIVAL, A. E. New sources of resistance to the reniform (*Rotylenchulus reniformis*) and root-knot (*Meloidogyne incognita*) nematode in upland (*Gossypium hirsutum*) and sea island (*G. barbadense*) cotton. **Journal of Cotton Science**, 8:191-197, 2004.

ROBINSON, A. F.; BELL. A. A.; DIGHE, N. D.; MENZ, M. A.; NICHOLS, R. L.; STELLY, D. M. Introgression of resistance to nematode *Rotylenchulus reniformis* into upland cotton (*Gossypium hirsutum*) from *Gossypium longicalyx*. **Crop Science**, 47:1865-1877, 2007.

SACKS, E. J.; ROBINSON, A. F. Introgression of resistance to reniform nematode (*Rotylenchulus reniformis*) into upland cotton (*Gossypium hirsutum*) from *Gossypium arboreum* and a *Gossypium hirsutum*/*Gossypium aridum* bridging line. **Field Crops Research**, 112:1-6, 2009.

SHEN X. L.; VAN BECELAERE, G.; KUMAR, P.; DAVIS, R. F.; MAY, O. L.; CHEE, P. W. QTL mapping for resistance to root-knot nematodes in the M-120 RNR Upland cotton line (*Gossypium hirsutum* L.) of the Auburn 623 RNR source. **Theoretical and Applied Genetics**, 113:1539–1549, 2006.

SHEPHERD, R. L. Registration of Auburn 623 RNR cotton germplasm (Reg. no. GP20). **Crop Science**, 46:911, 1974.

SHEPHERD, R. L. Registration of three germplasm lines of cotton (reg. nos. GP 164 to GP 166). **Crop Science**, 22:692, 1982.

SIKKENS, R. B.; WEAVER, D. B.; LAWRENCE, K. S.; MOORE, S. R.; VAN SANTEN, E. LONREN Upland cotton germplasm response to *Rotylenchulus reniformis* inoculum level. **Nematropica**, 41:68-74, 2011.

STARR, J. L.; MORESCO, E. R.; SMITH, C. W.; NICHOLS, R. L.; ROBERTS, P. A.; CHEE, P. Inheritance of resistance to *Meloidogyne incognita* in primitive cotton accessions from Mexico. **Journal of Nematology**, 42:352-358, 2010.

YIK, C.-P.; BIRCHFIELD, W. Resistant germplasm in *Gossypium* species and related plants to *Rotylenchulus reniformis*. **Journal of Nematology**, 16:146-153, 1984.

YNTURI, P.; JENKINS, J. N.; McCARTY, J. C.; GUTIÉRREZ, O. A.; SAHA, S. Association of root-knot nematode resistance genes with simple sequence repeat markers on two chromosomes in cotton. **Crop Science**, 46:2670–2674, 2006.

ZHOU E.; STARR, J.L.; SMITH, C.W. Inheritance of resistance to *Meloidogyne incognita* in cotton cultivar Acala NemX. **Journal of Nematology**, 31: 584-585, 1999.

CAPÍTULO 7

Manejo cultural de nematoides

Mário Massayuki Inomoto
Esalq/USP - Piracicaba/SP

O manejo cultural engloba as formas de manejo relacionadas às práticas ou às etapas do ciclo de uma cultura agrícola, a saber: preparo de solo, adubação, semeadura, manejo das plantas invasoras, colheita, eliminação dos restos culturais, sucessão e rotação de culturas, etc. Por conseguinte, os métodos de manejo cultural de fitonematoides são aqueles em que as práticas agrícolas são modificadas com objetivo de controlar a densidade desses parasitas ou reduzir sua ação negativa sobre as culturas.

Cada uma das práticas agrícolas é conformada por uma série de fatores, tais como: topografia, fertilidade do solo, características físicas do solo, disponibilidade de insumos, equipamentos agrícolas etc. O efeito sobre a densidade de fitonematoides é, portanto, somente uma das razões que definirão como será cada uma dessas práticas e, eventualmente, será a razão determinante para tal definição. É o caso típico da decisão pela sucessão de culturas, que, muitas vezes, é determinada em função da necessidade de manejar os fitonematoides em uma propriedade agrícola.

Vantagens do manejo cultural

A principal vantagem do manejo cultural de nematoides é a liberdade usufruída pelos agricultores em relação à disponibili-

dade de insumos necessários para a prática. O uso de um método cultural depende principalmente de conhecimento e decisão, ou seja, da existência de informações sobre a eficácia do método e da decisão do agricultor por sua adoção.

Em contrapartida, no método genético, ou seja, com o uso de cultivares de algodoeiro resistentes ou tolerantes, o agricultor depende, antes de qualquer coisa, da disponibilidade de materiais genéticos com essas características. Igualmente, para utilizar nematicidas químicos ou biológicos, não basta a decisão do agricultor; é necessário também que produtos dessas naturezas estejam à disposição no mercado local ou nacional.

Outra vantagem importante é a grande previsibilidade sobre a eficácia dos métodos, pois suas validações técnicas normalmente são abertas ao público, por meio de trabalhos experimentais de divulgação livre. O fato de o controle ter por base métodos muito tradicionais, alguns deles utilizados desde os primórdios da agricultura, e que já foram, portanto, intensamente testados, também contribui para essa previsibilidade.

Desvantagens do manejo cultural

Historicamente, no manejo de nematoides de importância agrícola, os métodos culturais tiveram papel de grande destaque, com claro e gradual decréscimo de importância desde a década de 1950, na mesma proporção em que ocorreu o aumento da relevância de outros métodos, principalmente o genético e o químico. Atualmente, seja na cultura do algodoeiro ou em outras, os métodos culturais têm participação modesta dentro do manejo de fitonematoides, dentro do panorama mundial.

No entanto, o cenário atual no Brasil é certamente diferente, principalmente em função da crescente utilização de plantas não hospedeiras ou resistentes como culturas de sucessão para o manejo do nematoide-das-lesões, *Pratylenchus brachyurus*. Trata-se, sem dúvida, de uma exceção à regra, e essa regra justifica-se pelas desvantagens do manejo cultural.

Uma das principais desvantagens, quiçá a principal, é a necessidade de mudar a rotina dos procedimentos agrícolas, e qualquer mudança de rotina é uma decisão e também uma tarefa difícil. Todas as pessoas sentem-se confortáveis com a rotina, e elas pre-

cisam ser fortemente convencidas para tomar a decisão de alterá-la. Por exemplo, se realmente ficar claro ao agricultor que é vantajoso alterar a sucessão de cultura vigente, por exemplo, de soja-algodoeiro para amendoim-algodoeiro, é provável que ele considere seriamente essa mudança.

Depois disso, é preciso enfrentar as novas tarefas; em outras palavras, as questões operacionais da alteração. Será preciso encontrar e comprar todos os insumos e os equipamentos necessários para a mudança (sementes, defensivos, maquinário etc.), preparar-se para novas pragas e doenças, prover um canal de escoamento para um produto agrícola novo etc. São tais dificuldades que diminuem fortemente a aplicabilidade dos métodos culturais no controle dos fitonematoides.

Finalmente, há uma questão mercadológica importante, que é a falta de patrocínio (ou seja, um defensor com amplos recursos financeiros) dos métodos culturais. Muito diferente é o caso dos métodos genéticos, químicos, e, mais recentemente, dos biológicos.

1. Efeito do pousio sobre os fitonematoides do algodoeiro

O pousio é a manutenção da área agrícola sem nenhum tipo de intervenção durante o período de entressafra. Nesse momento, a área é tomada por plantas invasoras e algodão guaxo, em quantidades e proporções variáveis, dependendo do banco de sementes no solo, da disponibilidade hídrica e da temperatura no período. Assim, o efeito do pousio sobre a densidade de fitonematoides é extremamente variável. Se a quantidade de plantas invasoras hospedeiras de *Meloidogyne incognita*, *Rotylenchulus reniformis* e/ou *P. brachyurus* for muito grande, é de se esperar que a densidade desses fitonematoides mantenha-se ou sofra reduções pouco significativas durante a entressafra. Como resultado, por ocasião da semeadura do algodoeiro, as densidades dos nematoides estarão muito altas, com consequências negativas para a produção de algodão. O risco de esse evento ocorrer é elevado, pois as três espécies de fitonematoides são polífagas, portanto muitas plantas invasoras são hospedeiras de uma ou mais dessas espécies.

A lista de plantas invasoras hospedeiras de *M. incognita* é extensa; alguns exemplos: *Aeschynomene americana* ("american

joinvetch", ou "angiquinho" no Brasil), *Amaranthus palmeri* (caruru-palmer, amarante-peregrino), *A. retroflexus* (bredo, caruru-gigante), *Celosia argentea* (celósia-plumosa), *Cyperus esculentus* (junça, tiriricão), *C. rotundus* (tiririca), *Eleusine indica* (capim-pé-de-galinha, potentilha), *Emilia sonchifolia* (bela-emília, serralhinha), *Ipomea nil* - sin. *I. hederaceae* (corda-de-viola, jetirana), *Jacquemontia tamnifolia* ("smallflower morningglory", sem nome vulgar no Brasil, embora de ocorrência já registrada), *Plantago lanceolata* (tanchagem), *Portulaca oleraceae* (beldroega-comum), *Sida spinosa* (guanxuma-de-espinho, malvinha), *Solanum americanum* (maria-pretinha) (Rich *et al.*, 2008). Algumas dessas invasoras permitem pequena reprodução do nematoide, porém outras, como *A. americana, C. esculentus, Ipomea nil, P. oleraceae* e *S. spinosa* permitem elevada reprodução (Davis & Webster, 2005; Kokalis-Burelle & Rosskopf, 2012).

Entre as invasoras hospedeiras de *R. reniformis*, destacam-se: *Abutilon theophrasti* (juta-da-china, malvão), *Amaranthus retroflexus, Ambrosia artemisiifolia* (carpineira, artemisa-comum, ambrósia-comum), *Cassia obtusifolia* - sin. *Senna obtusifolia* (fedegoso-branco, mata-pasto-liso), *C. occidentalis* - sin. *Senna occidentalis* (balambala, café-negro, fedegoso-verdadeiro), *Commelina benghalensis* (marianinha, trapoeraba), *Desmodium tortuosum* (carrapicho-beiço-de-boi, pega-pega), *I. nil, Mollugo verticillata* (cabelo-de-guia, mofungo), *Polygonum convolvulus* (cipó-enredadeira, cipó-de-veado-de-inverno), *P. lapathifolium, Sesbania punicea* (angiquinho-grande, cambaí-vermelho), *Sida spinosa* (Davis & Webster, 2005; Lawrence *et al.*, 2008).

Atualmente, o pousio é prática adotada em várias propriedades que cultivam algodão safra, principalmente no Estado de Mato Grosso. O pousio é uma prática aceitável somente em locais onde o período de entressafra é muito seco, dificultando o crescimento de plantas invasoras ou de algodão guaxo. Em caso contrário, o pousio é uma prática de risco, do ponto de vista nematológico.

2. Efeito do preparo do solo

Os fitonematoides são essencialmente habitantes do solo. Portanto, qualquer movimentação neste tem algum tipo de efei-

to, geralmente negativo, sobre aqueles. O corte do perfil ou o revolvimento do solo causam trauma mecânico e, principalmente, a destruição de plantas invasoras (muitas das quais hospedeiras dos fitonematoides), a incorporação dos restos de cultura e a exposição da camada subsuperficial do solo ao sol — resultando em seu dessecamento e também no dos nematoides. Provavelmente, grande parte do aumento gradativo da importância dos fitonematoides na agricultura brasileira, visível mais acentuadamente a partir da virada do milênio, acompanhou as mudanças no padrão de preparo do solo. Nos Estados Unidos, a mesma opinião é disseminada entre os nematologistas (Mueller *et al.*, 2012). A aração acompanhada de duas gradagens, que vigorou como regra durante muitos anos, até cerca de quatro décadas atrás, foi sendo substituída por sistemas cada vez menos intervencionistas, ou, em outras palavras, com revolvimentos cada vez menores do solo. Hoje, o revolvimento em áreas de produção de grandes culturas é mínimo.

Assim, em áreas nas quais são adotados sistemas de cultivo mínimo ou plantio direto há vários anos, a utilização de arado, grade ou subsolador provavelmente resultará em rápido decréscimo populacional dos nematoides do solo. Por exemplo, de acordo com Monfort *et al.* (2010), a subsolagem seguida de aração com arado de discos resultou em aumento da produção de algodão em área infestada com *M. incognita*.

Embora seja um método cultural muito efetivo, é importante ponderar que os sistemas de preparo de solo mudaram exatamente porque trouxeram enormes benefícios. A reversão para preparos próximos ao convencional por um lado resultará na desejável redução da densidade de fitonematoides, mas por outro levará a consequências indesejáveis, tais como: aumento da perda de solo e oxidação da matéria orgânica do solo, redução da umidade e da densidade de organismos benéficos do solo (minhocas, enquitreídeos etc.).

Portanto, o uso do arado, da grade e do subsolador para movimentação do solo como método de controle de nematoides, é recomendado somente na impossibilidade de utilização de outros métodos. Por exemplo, infestações mistas são uma situação que dificulta imensamente o manejo de fitonematoides. De acordo com Mueller (1996), a aração profunda é valiosa no manejo das

três principais espécies de fitonematoides (*Hoplolaimus columbus*, *M. incognita* e *R. reniformis*) que assolam a cultura do algodoeiro no estado americano da Carolina do Sul. No Brasil, *H. columbus* não é relevante como patógeno do algodoeiro, mas não é incomum a ocorrência concomitante de *M. incognita* com *P. brachyurus*, *R. reniformis* com *P. brachyurus*, *M. incognita* com *R. reniformis*, ou mesmo das três espécies juntas. Em tais situações, a aração profunda ou a subsolagem podem prestar um papel importante no manejo de nematoides. De acordo com Mueller *et al.* (2012), a densidade de fitonematoides nos 20 cm superficiais de solo pode ser reduzida em até 66% por meio de aração profunda; e em locais altamente infestados e com solo apresentando camada de compactação subsuperficial, a subsolagem resulta em 25-50% de aumento na produção de algodão.

3. Efeito do alqueive

A manutenção do local isento de plantas invasoras ou guaxas é denominado alqueive, e pode ser obtido por meio de herbicidas ou gradagens periódicas. No manejo de fitonematoides, o objetivo do método é eliminá-los por inanição, mas, quando o alqueive é feito por gradagens, soma-se o efeito do alqueive propriamente dito com o do preparo do solo. De acordo com Mueller *et al.* (2012), o alqueive proporciona níveis de controle na faixa de 50-90%.

Como as desvantagens do alqueive são expressivas, sua adoção no manejo de fitonematoides é muito baixa.

4. Efeito da adubação sobre os fitonematoides

Além de fornecer nutrientes às plantas, os fertilizantes aplicados no solo liberam substâncias que podem agir negativamente sobre os fitonematoides. Obviamente, é muito difícil aferir os benefícios à planta advindos do controle dos nematoides, e separá-los dos causados pelo efeito principal dos adubos, que é o fornecimento de nutrientes, mas já está bem documentada a ação deletéria da amônia e, consequentemente, de fertilizantes que liberam amônia, como o sulfato de amônio e a ureia (Rodríguez-

-Kábana, 1986). Por exemplo, de acordo com Silva *et al.* (1997), adubação nitrogenada (ureia) em cobertura reduziu a intensidade da clorose internerval (carijó) causada por *M. incognita* em algodoeiro.

A incorporação de adubos orgânicos é um método tradicional de manejo cultural de fitonematoides. De acordo com Oka (2010), há cinco prováveis ações desse tipo de adubo que justificam seu efeito antagônico sobre os nematoides do solo: (1) presença de compostos nematicidas pré-formados no adubo e que são liberados após sua incorporação ao solo; (2) produção de amônia e ácidos orgânicos (acético, propiônico, butírico etc.), que possuem atividade nematicida, durante a decomposição do adubo; (3) aumento da atividade de microrganismos antagonistas aos nematoides; (4) aumento da tolerância da planta aos nematoides; (5) mudanças nas relações entre os organismos do solo que afetam negativamente a atividade dos nematoides. Apesar do esforço de vários pesquisadores, a importância relativa de cada ação no controle dos fitonematoides ainda não foi definida. Atualmente, é grande o interesse na ação (2), principalmente no uso da biofumigação para manejo de fitonematoides.

Experimentalmente, a incorporação de resíduos orgânicos de granja ("cama de aviário") mostrou-se eficaz na redução da densidade de *M. incognita* e *R. reniformis*, resultando em aumento do crescimento de plantas de algodoeiro (Riegel & Noe, 2000). Vantagem adicional do método é a solução de um grave problema ambiental no meio rural: a destinação para resíduos orgânicos com elevado impacto ambiental. Porém, o uso desse método em larga escala ainda depende de validação em condições de campo e de ajustes na quantidade de material orgânico a ser utilizado. Fazendo uma correspondência direta com as dosagens experimentais, as quantidades a incorporar seriam de 2.500 a 28.000 kg de cama de frango por ha. Provavelmente, a disponibilidade e o transporte do adubo orgânico representam uma dificuldade para a aplicação do método. Outra questão a ser resolvida é a grande variação existente na composição da cama, o que provavelmente terá grande influência no efeito sobre o nematoide e sobre a planta.

Exemplo adicional do uso adequado de materiais que, descartados sem os devidos cuidados, estão associados a passivos ambientais significativos no entorno de agroindústrias é a incorporação

de resíduo de abatedouro de bovinos (mistura de vários materiais, com predomínio de líquido ruminal e restos sólidos de curtume) para o controle de *R. reniformis* (Asmus & Nunes, 2014).

De acordo com a experiência pessoal de um produtor, e informada a este autor, o uso de esterco suíno tem produzido resultados auspiciosos no controle de *M. incognita*, em uma grande propriedade produtora de algodão no oeste da Bahia.

5. Efeito da sucessão e da rotação de culturas sobre os fitonematoides

A sucessão e a rotação de culturas definem uma sequência que tem efeito acentuado sobre a densidade de nematoides, que, muitas vezes, está associado aos problemas nematológicos enfrentados por muitas das propriedades agrícolas. Sequências compostas por culturas hospedeiras de fitonematoides resultaram, em várias propriedades produtoras de algodão do Brasil, em densidades tão elevadas, que alçaram esses parasitas à condição de problemas fitossanitários de primeira grandeza. Por outro lado, é possível corrigir tais problemas por meio da escolha da sucessão que mantenha os nematoides em densidades suficientemente baixas para não causarem perdas.

5.1 Terminologia

A terminologia utilizada na literatura para designar as relações entre as plantas e os fitonematoides é motivo de grande controvérsia entre os pesquisadores. As designações “hospedeira”, “não hospedeira”, “resistente”, “suscetível”, “tolerante” e “intolerante” são usadas para as reações das plantas, com sentidos os mais variados possíveis. Neste capítulo, essas designações serão muito utilizadas e com os seguintes sentidos:

Planta hospedeira (a um nematoide): espécie botânica que é capaz de hospedar o nematoide, ou seja, permite-lhe a colonização e a reprodução.

Planta não hospedeira: espécie botânica que não permite a colonização nem a reprodução do nematoide. Também são chamadas de plantas imunes.

Planta suscetível: planta hospedeira (espécie botânica ou cultivar) na qual reprodução do nematoide é elevada.

Planta resistente: planta hospedeira (espécie botânica ou cultivar) na qual a reprodução do nematoide é baixa.

Planta intolerante: planta (espécie botânica ou cultivar) que sofre muitos danos (alterações morfológicas ou fisiológicas negativas) e/ou perdas (redução da quantidade ou qualidade do produto de valor econômico) quando as raízes são infectadas pelo nematoide. Normalmente, plantas suscetíveis são intolerantes, mas existem exceções.

Planta tolerante: planta (espécie botânica ou cultivar) que sofre poucos danos e/ou perdas quando as raízes são infectadas pelo nematoide. Normalmente, plantas não hospedeiras e as resistentes são tolerantes, mas existem exceções.

5.2 Considerações sobre suscetibilidade e resistência

A sucessão e a rotação, quando planejadas com a finalidade de manejar fitonematoides, devem utilizar, de preferência, plantas não hospedeiras. Porém, para algumas espécies de fitonematoides, há poucas plantas cultivadas que são comprovadamente não hospedeiras. Portanto, é importante considerar as plantas resistentes para tal finalidade. Lembrando a terminologia descrita no item 5.1, plantas resistentes são hospedeiras do nematoide, mas que permitem baixa reprodução do parasita.

Existem plantas cultivadas que apresentam grande variação genética. A mesma espécie botânica pode conter variedades ou cultivares que permitem diferentes graus de reprodução do nematoide.

A principal variável utilizada para avaliar a suscetibilidade e a resistência é o fator de reprodução (FR ou R), que é uma estimativa do aumento ou da redução populacional do nematoide na planta, durante um período experimental pré-determinado (em experimentos de casa de vegetação) ou seu ciclo cultural (em experimentos de campo). Portanto, o FR é uma variável que objetiva caracterizar o genótipo da planta, porém é baseada no fenótipo, que depende tanto do genótipo quanto do ambiente. Por essa razão, é muito importante que experimentos para estimativa de FR sejam efetuados em condições ambientais (principalmente tem-

peratura do ar/solo, mas também textura, pH e umidade) favoráveis à reprodução do nematoide. Sem esse cuidado, obtêm-se FRs excessivamente baixos em plantas suscetíveis. Provavelmente, essa seja a principal razão pela qual existem resultados altamente discrepantes na literatura sobre a caracterização de uma mesma planta (seja ela uma espécie botânica, variedade, cultivar ou híbrido).

O FR é, em geral, subestimado em experimentos de casa de vegetação, pois o fator é uma relação entre a população final (Pf) e a inicial (Pi), e a Pf observada é menor que a real, enquanto a Pi utilizada (= número de nematoides inoculados) é maior que a efetiva (= número de nematoides viáveis). Explique-se: (1) a Pf observada é resultante da contagem dos nematoides extraídos do solo e das raízes, que depende da eficiência dos processos de extração de nematoides, que variam de 30-40% para nematoides no solo e 60-70% para nematoides nas raízes; (2) quando a inoculação é realizada por meio de uma suspensão contendo nematoides, grande parte dos nematoides inoculados (Pi utilizada) é inviabilizada por injúrias durante o processo de obtenção e incorporação do inóculo.

Há, porém, experimentos em que se utiliza solo infestado ou raízes infectadas como inóculo, em vez de suspensão de nematoides. Nesses experimentos, a Pi inoculada é uma estimativa, pois depende da contagem dos nematoides extraídos do solo ou das raízes, e é menor que a Pi efetiva. Portanto, o uso de solo ou raízes como inóculo resulta em FRs maiores que o uso de suspensão de nematoides. Pela mesma razão, FRs obtidos em experimentos de campo geralmente são valores elevados e, muitas vezes, superestimados.

Tradicionalmente, plantas com FR<1 são consideradas resistentes e com FR>1, suscetíveis. No entanto, é altamente arriscado classificar uma planta como resistente ou suscetível com base em apenas um ou dois experimentos, pois o FR obtido é dependente não somente pela característica intrínseca a planta, mas também do ambiente, do tipo de inóculo e da eficiência da extração, como discutido nos parágrafos anteriores. Por essa razão, recomenda-se que as plantas somente sejam classificadas como resistentes e suscetíveis depois de testadas várias vezes.

5.3 Principais sucessões

Sucessões são sequências de duas ou mesmo três culturas que se encerram dentro do mesmo ano agrícola, e que se repetem no ano seguinte. No Brasil, a sucessão mais adotada em culturas de sequeiro é soja (1ª safra) - algodoeiro (2ª safra), cujo efeito sobre os fitonematoides do algodoeiro é discutido em outro capítulo deste boletim. Em culturas irrigadas, as sucessões mais adotadas no Brasil são soja-algodoeiro e milho-algodoeiro.

Outras sucessões em que o algodoeiro figura como partícipe são: (a) milheto-algodoeiro; (b) feijoeiro-algodoeiro; e (c) caupi-algodoeiro. Para elas, serão tecidos os comentários a seguir, sobre seu efeito nas densidades de *M. incognita*, *R. reniformis* e *P. brachyurus*.

5.3.1 Milheto-algodoeiro

É uma sucessão adotada em algodão de primeira safra, em cultura de sequeiro. O milheto é semeado no início do período chuvoso e forma palhada para o algodoeiro, a ser semeado a partir de 10 de dezembro. O milheto é planta não hospedeira de *R. reniformis*, consequentemente seu uso é altamente recomendável para seu manejo (Asmus *et al.*, 2008; Gardiano *et al.*, 2014).

Por outro lado, o milheto é planta hospedeira de *M. incognita* e *P. brachyurus* (Silva & Carneiro, 1992; Asmus *et al.*, 2005; Inomoto *et al.*, 2006). No entanto, há considerável variação na reação das cultivares de milheto a ambas as espécies, que pode ser valiosa no melhoramento dessa poácea visando ao manejo dos nematoides. A regra para *M. incognita* é a suscetibilidade, ou seja, a maioria dos materiais genéticos de milheto é suscetível ao nematoide e, portanto, é previsível uma grande dificuldade para a obtenção de cultivares resistentes. Para *P. brachyurus*, dá-se o inverso.

Em suma, a sucessão milheto-algodoeiro cabe dentro do manejo de *R. reniformis*, independentemente da cultivar de milheto; e similarmente para *P. brachyurus*; esta, porém, com restrições. Para *M. incognita*, essa sucessão não é recomendada, exceto se a cultivar de milheto for resistente. É importante lembrar que a maior parte das sementes de milheto utilizadas no Brasil é salva e sem pureza genética, razão pela qual os re-

sultados obtidos para o manejo de *M. incognita* e *P. brachyurus* poderão ser muito diversos.

5.3.2 Feijoeiro-algodoeiro

Trata-se de outra sucessão comum em cultivos irrigados do oeste baiano, com efeitos desastrosos em áreas infestadas por *M. incognita*, pois esse nematoide se reproduz intensamente e causa perdas elevadas tanto em feijoeiro-comum (*Phaseolus vulgaris*) como em algodoeiro. Não existe cultivar alguma de feijoeiro-comum resistente a *M. incognita*, dentro da conceituação clássica, que é altamente restritiva (FR<1).

O nematoide *R. reniformis* multiplica-se intensamente tanto em feijoeiro-comum como algodoeiro, mas há registros de perdas causadas pelo nematoide somente em algodoeiro. Portanto, em propriedade infestadas por *R. reniformis*, provavelmente a produção de feijão-comum será normal, mas a de algodão será decepcionantemente baixa.

Há elevada reprodução de *P. brachyurus* tanto em feijoeiro-comum como em algodoeiro, mas as perdas são muito pequenas em ambas as culturas. O grande risco dessa sucessão ocorre quando ela é mudada para outra em que as culturas são intolerantes ao nematoide, por exemplo, soja e caupi.

5.3.3 Caupi-algodoeiro

É outra sucessão possível em cultivos irrigados, mas menos recomendada que a própria sucessão feijoeiro-algodão, em áreas infestadas por nematoides. Nessas condições, o caupi (*Vigna unguiculata*) deve ser evitado, pois permite a reprodução de *M. incognita* (*Figura 1*), *R. reniformis* ou *P. brachyurus* e ainda sofre perdas (Siqueira e Inomoto, 2008). Logo, o caupi difere do feijoeiro-comum, que em geral não sofre perdas ou as sofre muito pequenas em áreas infestadas por *R. reniformis* e *P. brachyurus*, conforme discutido do item 5.3.2.

Uma característica do caupi que poderia ser explorada é a existência de material genético resistente a *M. incognita*, que em passado remoto resultou em algumas cultivares resistentes (Ponte *et al.*, 1982; Ponte *et al.*, 1993; Silva *et al.*, 2007). Entretanto, a resistência a nematoides não é característica valorizada nos programas de melhoramento vigentes no Brasil. Por essa razão, dife-

Figura 1. Sintomas de galha causado por *M. incognita* raça 3 em caupi. Raízes coradas com Floxina B. Fonte: Rafael Galbieri.

rentemente do que ocorre em outros países produtores de caupi, não há atualmente disponibilidade de cultivares resistentes a *M. incognita* em nosso país, embora exista uma preocupação para reversão do quadro (Sinimbu, 2014).

5.4 Sucessões para manejo de *M. incognita* e *P. brachyurus*

Das cinco sucessões mais utilizadas nas áreas produtoras de algodão (soja-algodoeiro, milheto-algodoeiro, milho-algodoeiro, caupi-algodoeiro e feijoeiro-algodoeiro), todas são amplamente favoráveis à elevação da densidade de *M. incognita*, e outras quatro a *P. brachyurus* (soja-algodoeiro, milho-algodoeiro, caupi-algodoeiro e feijoeiro-algodoeiro). Por essa razão, os nematoides são encontrados com maior frequência (proporção de talhões ou propriedades infestadas em relação ao total de talhões ou propriedades) e abundância (número médio de nematoides por talhão ou propriedade infestada) em áreas ocupadas com algodoeiro no Brasil. Seguindo o mesmo raciocínio, para o manejo dessas duas espécies, é preciso considerar outras sucessões, compostas de culturas não hospedeiras ou resistentes a *M. incognita* e/ou *P. bra-*

chyurus. Dentre as sucessões em voga na cotonicultura nacional, embora com participação modesta, que têm valor no manejo de *M. incognita*, destacam-se amendoim-algodoeiro, braquiária-algodoeiro, *Panicum maximum*-algodoeiro e *Crotalaria spectabilis*-algodoeiro. A seguir, são apresentados comentários sobre essas quatro sucessões.

5.4.1 Amendoim-algodoeiro

O amendoim é planta não hospedeira de *M. incognita* e resistente a *R. reniformis* (Gardiano *et al.*, 2014). Por outro lado, é planta suscetível a *P. brachyurus*, infectando não somente as raízes, mas também o ginóforo e as vagens. Em infestações mistas (*M. incognita* + *P. brachyurus*, *R. reniformis* + *P. brachyurus*, ou *M. incognita* + *R. reniformis* + *P. brachyurus*) haverá dois efeitos do amendoim, em sentidos opostos: efeito positivo = redução de *M. incognita* e/ou *R. reniformis*, efeito negativo = aumento de *P. brachyurus*. Portanto, tecnicamente, a grande limitação dessa sucessão é o aumento da densidade de *P. brachyurus* e os efeitos resultantes sobre o algodoeiro. No entanto, como as perdas causadas por *M. incognita* e/ou *R. reniformis* em algodoeiro são muito maiores que as perdas por *P. brachyurus*, a resultante desses efeitos tende a ser amplamente positivo, do ponto de vista do manejo de fitonematoides.

Outra questão a considerar são as perdas causadas por *P. brachyurus* em amendoim. O principal efeito é no ginóforo, onde as lesões causadas pelo nematoide podem favorecer seu rompimento durante a colheita, dependendo do equipamento utilizado nessa etapa da cultura. Utilizando as colheitadeiras atuais de amendoim, as perdas geralmente são desprezíveis. Em condições extremas, ou seja, densidades muito elevadas de *P. brachyurus*, a casca do fruto pode ser intensamente atacada e impedir a expansão deste (*Figura 2*). No entanto, grande parte da população de *P. brachyurus* é retirada do campo na colheita, juntamente com as vagens. Nesse ponto, é preciso alertar o beneficiador do amendoim de que a casca deve ter uma destinação que não leve à contaminação de solos agrícolas.

De acordo com Mueller *et al.* (2012), amendoim-algodoeiro é uma das sequências de culturas mais utilizadas nos Estados Unidos para o controle de *M. incognita*, embora seja efetivo também

Figura 2. Sintomas causados por *P. brachyurus* em amendoim. Fonte: Laize Rossini.

contra *R. reniformis* e *Hoplolaimus columbus* (esta última espécie não ocorre no Brasil). No Brasil, o uso de amendoim como cultura de sucessão ao algodoeiro é esporádico, pois o escoamento da produção para os mercados consumidores atualmente não encontra canais apropriados nas regiões cotonicultoras. Entretanto, seu uso é comum, tanto com a finalidade de manejo de nematoides (contra *M. incognita*, *M. javanica* e *Pratylenchus zeae*) como para amortizar os custos do plantio, na renovação da cultura da cana-de-açúcar (Ambrosano *et al.*, 2011), principalmente no Estado de São Paulo, o que demonstra que existem meios de resolver o problema de mercado para o amendoim.

A seguir, é apresentado um exemplo da aplicação da sucessão

Figura 3. Sucessão amendoim-algodoeiro, com algodão guaxo. Fonte: Mário M. Inomoto.

para o controle de nematoides em uma grande propriedade produtora de algodão. Nessa propriedade, em 2003, utilizou-se em toda sua extensão (1.978 ha divididos em 24 talhões) a sucessão milho-algodoeiro, que provocou, como era previsível, a elevação populacional de *M. incognita* e *P. brachyurus*. Em 2004, como tentativa de controle, utilizou-se a sucessão amendoim-algodão nos talhões 7 e 12, que eram dois dos menos produtivos (21º e 22º, respectivamente). Do ponto de vista nematológico, a nova sucessão teve a vantagem de substituir uma planta hospedeira a *M. incognita* (o milho) por uma não hospedeira (o amendoim). Manteve-se o risco oferecido por *P. brachyurus*. Como resultado, apesar das lesões nas cascas das vagens, a produção de amendoim foi elevada e proporcionou renda líquida maior que a do próprio milho. O fato mais importante é que a densidade de *M. incognita* foi reduzida, apesar do controle deficiente do algodão guaxo (*Figura 3*), e a produção do algodão foi altamente beneficiada. Em 2004, a produção dos talhões 7 e 12 aumentou 17,1% em comparação a 2003, enquanto nos outros talhões, a produção caiu 13,3%. Além disso, o talhão 7, que foi o 21º mais produtivo em 2003, passou para o 18º lugar em 2004. O resultado do talhão 12 foi ainda melhor, passou da posição 22 para a 11 (*Tabela 1*).

Embora nesse exemplo os resultados com amendoim tenham sido favoráveis, a experiência foi descontinuada, por decisão pautada no aspecto comercial e relacionada à maior flutuação de preços do amendoim, em comparação aos do milho. De fato, no Brasil, diferentemente dos Estados Unidos, o amendoim é atualmente cultura de importância marginal. Assim, confirma-se que o custo de oportunidade tem sido o principal entrave à adoção da sucessão no controle dos nematoides do algodoeiro no Brasil.

5.4.2 Braquiária-algodoeiro e *Panicum maximum*-algodoeiro

Algumas espécies de braquiárias (*Brachiaria ruziziensis, B. decumbens* e *B. brizantha*) e cultivares de *Panicum maximum* podem ser utilizados para formação de palhada. Além dos efeitos benéficos da palhada, essas forrageiras são muito valiosas no manejo de nematoides do algodoeiro, pois são plantas não hospedeiras de *M. incognita* e *R. reniformis* (Asmus *et al.*, 2008; Dias-Arieira *et al.*, 2003). A única limitação é a suscetibilidade a *P. brachyurus* (Inomoto *et al.*, 2007). Portanto, os comentários sobre o uso do

Tabela 1. Produção em 24 talhões de produção de algodão no município de Serra do Ramalho/BA. Em 22 talhões, a sucessão foi milho-algodão em 2003 e 2004; em dois talhões, a sucessão foi milho-algodão em 2003 e amendoim-algodão em 2004.

Talhão	Produção @/ha	
	2003 milho-algodão	2004 milho-algodão
5	329	224
6	284	245
8	292	246
9	210	181
10	182	217
11	253	206
13	240	265
14	225	168
15	276	250
16	172	176
17	305	185
18	259	200
19	253	260
20	357	270
21	350	280
22	319	281
23	289	257
24	301	317
25	257	232
27	245	231
28	308	250
29	363	323
Média	275,9	239,3
Diferença 2004-2003		**-13,3%**
	Milho-algodão	**Amendoim-algodão**
7	206	216
12	191	249
Média	198,5	232,5
Diferença 2004-2003		**+17,1%**

amendoim para o manejo dos nematoides do algodoeiro, que podem ser consultados no item anterior, são aplicáveis para essas três braquiárias e para *P. maximum*, exceto que não há registros de perdas causadas por *P. brachyurus* nessas forrageiras.

5.4.3 *Crotalaria spectabilis*-algodoeiro

As crotalárias são adubos verdes de grande valor como fonte de nitrogênio orgânico. Entretanto, seu uso cresceu exponencialmente no Brasil no último decênio com outro objetivo, o controle de fitonematoides, graças a uma importante característica diferencial de *Crotalaria spectabilis*: é uma das poucas plantas não hospedeiras de *P. brachyurus* que pode ser utilizada em sucessão com soja (*Figura 4*). Porém, *P. brachyurus* tem importância secundária como patógeno do algodoeiro.

Por outro lado, a literatura registra que *C. spectabilis* é planta não hospedeira de *M. incognita* e *R. reniformis* (Silva *et al.*, 1989;

Figura 4. Sucessão soja-*Crotalaria spectabilis* em Primavera do Leste/MT.
Fonte: Rafael Galbieri.

Leandro & Asmus, 2015), portanto é uma planta capaz de reduzir a densidade das três espécies de fitonematoides consideradas importantes na cotonicultura brasileira. Há outra espécie de crotalária, *C. breviflora*, com igual capacidade de suprimir as densidades de *M. incognita*, *R. reniformis* e *P. brachyurus*.

As demais espécies de crotalárias são menos efetivas no manejo dos nematoides do algodoeiro. Por exemplo, *C. juncea* é hospedeira de *M. incognita* (Silva & Carneiro, 1992) e *P. brachyurus* (Inomoto *et al.*, 2006), e *C. ochroleuca* tem apresentado resultados discrepantes em relação a *M. incognita* (Rosangela Aparecida da Silva, comunicação pessoal).

5.5 Escolha da sucessão e manejo dos nematoides do algodoeiro

Em função das informações disponíveis na literatura sobre a hospedabilidade de plantas aos fitonematoides do algodoeiro, e sumarizadas nos itens anteriores, é possível estabelecer algumas recomendações gerais para a escolha de sucessões visando ao manejo desses parasitas. As sucessões mais recomendáveis para manejo dos nematoides do algodoeiro são:

1. *Crotalaria spectabilis*-algodoeiro e *C. breviflora*-algodoeiro: a mais indicada do ponto de vista nematológico, em razão do grande espectro de nematoides que são controlados.

2. Amendoim-algodoeiro: efetiva no controle de *M. incognita* e *R. reniformis*, mas causa aumento da densidade de *P. brachyurus*, com reflexos negativos na produção do amendoim (risco médio) e do algodão (risco baixo).

3. Braquiárias (*Brachiaria decumbens, B. brizantha* e *B. ruziziensis*) - algodoeiro e *Panicum maximum*-algodoeiro: efetivas no controle de *M. incognita* e *R. reniformis*, mas causam aumento da densidade de *P. brachyurus*, com possíveis reflexos negativos sobre o desenvolvimento da biomassa das forrageiras (risco baixo) e do algodão (risco baixo).

5.6 Principais rotações

No sentido clássico, rotações são sequências de culturas em que há uma alternância anual, ou seja, a mesma cultura não é repetida em anos consecutivos. Costumeiramente, no Brasil, não se adotam rotações clássicas, mas rotações de sucessões. Por exemplo, a sequência soja-milho (ano 1)/algodão-pousio (ano 2) tem sido muito utilizada, e seu efeito sobre os fitonematoides é discutido em outro capítulo deste boletim.

Outras rotações que poderiam ser planejadas envolvendo o algodoeiro são: (a) soja-*Panicum maximum* (ano 1)/algodoeiro-pousio (ano 2), (b) soja-braquiária /, (c) soja-milheto /, (d) soja-crotalárias /, (e) soja – (milheto+crotalárias) / , (f) soja-estilosantes /, (g) soja-girassol /, (h) soja-caupi /, (i) soja-arroz /, (j) soja-trigo /, (k) soja-mamona /, e (l) soja-sorgo.

São, portanto, rotações compostas de duas safras no mesmo ano agrícola, seguidas de uma safra de algodão e um período de pousio no ano seguinte. No primeiro ano, a primeira safra é a soja, que é planta hospedeira de *M. incognita*, *R. reniformis* e *P. brachyurus*. A soja pode contribuir no manejo de *M. incognita* e/ou *R. reniformis*, pois, apesar de ser planta hospedeira de ambas as espécies, apresenta cultivares resistentes. Entre as cultivares mais recentes, BRS 7980, BRS 8180RR e BRS 8280RR são resistentes a *M. incognita* (Anônimo, 2014; Lobato, 2014); Monsoy 7639RR, Monsoy 7739 IPRO, TMG 123RR e TMG 4182 são resistentes a *R. reniformis* (Lobo, 2015). Até o momento, não há cultivares de soja resistentes a *P. brachyurus*, entretanto há materiais com baixos valores de FR, que podem contribuir para o manejo desses fitonematoides. Podem ser citadas as cultivares Anta 82, BRSGO Chapadões, TMG 1179RR, TMG 1188RR, TMG 1288RR, TMG 4182 e TMG 4190 (G4 Sementes, 2014; Moraes *et al.*, 2011).

Em relação ao algodoeiro, há algumas cultivares com baixos FR para *M. incognita*, como FMT 709 (G4 Sementes, 2014).

A seguir, algumas considerações sobre o provável efeito das principais rotações envolvendo algodoeiro no Brasil, com exceção de soja-milho/algodoeiro.

5.6.1 Soja-*Panicum maximum* (ano 1) / algodoeiro-pousio (ano 2), e soja-braquiárias (ano 1) / algodoeiro-pousio (ano 2)

Nessas rotações, há duas culturas (soja e algodoeiro) que são hospedeiras de *M. incognita* e *R. reniformis*, separadas por um período em que a área é ocupada por *P. maximum* ou braquiárias (*B. decumbens, B. brizantha* ou *B. ruziziensis*), que são plantas não hospedeiras desses fitonematoides. Portanto, em um período total de 24 meses, a área estará ocupada com plantas hospedeiras por 14 meses (quatro meses de pousio antes da semeadura da soja + quatro meses soja + seis meses algodão) e não hospedeiras por dez meses (7-8 meses *P. maximum* ou braquiárias + 2-3 meses dessecação antes da semeadura do algodão). O período de dez meses com plantas não hospedeiras, que antecede a semeadura do algodoeiro, é suficiente para significativa redução das densidades de *M. incognita* e *R. reniformis*, com benefício para a cultura do algodoeiro. Esse benefício será maior se a cultivar de soja escolhida for resistente a *M. incognita* ou a *R. reniformis*.

Como contraponto negativo, é preciso lembrar que essas rotações têm todos os elementos que favorecem a elevação populacional de *P. brachyurus*, com reflexos negativos principalmente para a soja. Além disso, caso a cultivar de soja não for resistente a *M. incognita* ou *R. reniformis*, pesará um considerável risco de perdas para a produção de soja, devido ao período de pousio anterior à semeadura dessa cultura.

5.6.2 Soja-milheto (ano 1)/algodoeiro-pousio (ano 2)

As três culturas dessa sequência são hospedeiras de *M. incognita* e *P. brachyurus*, logo é uma rotação a ser evitada em áreas infestadas por qualquer uma das duas espécies, por conta das prováveis perdas tanto em soja (causadas principalmente por *P. brachyurus*, mas também por *M. incognita*) como em algodoeiro (causadas por *M. incognita*), e talvez em milheto. É possível diminuir um pouco o risco de perdas utilizando soja resistente a *M. incognita* e algodão com baixos valores de FR.

Por outro lado, é possível conseguir um manejo eficaz de *R. reniformis* utilizando a presente sequência, pois o milheto é planta não hospedeira do nematoide e, embora soja e algodoeiro também o sejam, é possível escolher cultivares de soja resistentes e de algodoeiro com baixos valores de FR.

5.6.3 Soja-crotalária (ano 1) / algodoeiro-pousio (ano 2)

A inclusão de crotalária traz grandes benefícios à sequência, desde que a espécie seja *C. spectabilis* ou *C. breviflora*, pois ambas são não hospedeiras de *M. incognita*, *R. reniformis* e *P. brachyurus*. Trata-se, portanto, de uma sequência altamente recomendável e que pode ser melhorada do ponto de vista do manejo de fitonematoides, com a escolha de cultivares de soja resistentes a *M. incognita* ou *R. reniformis*, ou com baixos valores de FR para *P. brachyurus*, ou de cultivares de algodoeiro com baixos valores de FR para *M. incognita* ou *R. reniformis*.

Outras espécies de crotalária (*C. juncea, C. ochroleuca* etc.) podem ser utilizadas, porém com restrições.

5.6.4 Soja - (milheto+crotalária) (ano 1) / algodoeiro--pousio (ano 2)

O objetivo da consorciação de milheto com crotalária é resolver as principais limitações de *C. spectabilis* e *C. breviflora* como culturas de coberturas, que são o crescimento inicial muito lento e a palhada de decomposição muito rápida. Como todo consórcio, o efeito sobre os nematoides é uma média do efeito de cada componente, ponderado de acordo com a quantidade relativa de raízes de cada um.

Por exemplo, o milheto é uma planta hospedeira de *M. incognita* (comportamento da maioria das cultivares) e *C. spectabilis*, uma não hospedeira. Os exemplares do nematoide que infectarem as raízes de milheto irão se reproduzir, e os que infectarem as de *C. spectabilis*, não. Portanto, o efeito do consórcio no manejo desse nematoide não será tão ruim como uma cultura solteira de milheto, nem tão bom como em uma solteira de *C. spectabilis*.

Consultar também itens 5.3.1 milheto-algodoeiro e 5.4.3 *Crotalaria spectabilis*-algodoeiro deste capítulo.

5.6.5 Soja-estilosantes (ano 1) / algodoeiro–pousio (ano 2)

Sequências ou consórcios incluindo espécies de estilosantes (*Stylosanthes capitata, S. guianensis* e *S. macrocephala*) têm sido recomendadas para o manejo de *P. brachyurus* na cultura da soja (Santos *et al.*, 2011; Fernandes *et al.*, 2013,), mas também podem ser utilizadas para o manejo de *R. reniformis*, com base

em resultados com *S. capitata* e *S. macrocephala* (Gardiano *et al.*, 2012) e para o de *M. incognita*, com base em resultados com *S. gracilis* (Lordello *et al.*, 1982; Gonzaga & Ferraz, 1994).

5.6.6 Soja-girassol (ano 1) / algodoeiro-pousio (ano 2)

O girassol é planta hospedeira de *M. incognita* (Lordello *et al.*, 1982), *R. reniformis* e *P. brachyurus*. Logo, a presente rotação carrega altíssimo risco de perdas para o algodoeiro e também para a soja e para o próprio girassol. Somente deve ser utilizada em áreas com baixas densidades de *M. incognita*, *R. reniformis* e *P. brachyurus*.

5.6.7 Soja-caupi (ano 1) / algodoeiro-pousio (ano 2)

É rotação de altíssimo risco, somente viável em áreas isentas ou com baixas densidades de *M. incognita*, *R. reniformis* e *P. brachyurus*. Ver comentários do item 5.3.3 caupi-algodoeiro.

5.6.8 Soja-arroz (ano 1)/algodoeiro-pousio (ano 2) e soja-trigo (ano 1) / algodoeiro-pousio (ano 2)

São rotações viáveis somente em áreas infestadas com *R. reniformis*, pois arroz e trigo são plantas não hospedeiras desse nematoide (Monteiro & Ferraz, 1987), lembrando ainda ser altamente recomendável escolher uma cultivar de soja resistente e/ou uma de algodão com baixo valor de FR.

Para *M. incognita* e *P. brachyurus*, por outro lado, o risco de perdas é muito grande, pois é uma sequência composta somente por plantas hospedeiras: soja, arroz ou trigo (Lordello *et al.*, 1982), além do algodoeiro.

5.6.9 Soja-mamona (ano 1) / algodoeiro-pousio (ano 2)

Rotação recomendável para áreas infestadas por *M. incognita* (Lordello *et al.*, 1982; Sá *et al.*, 2015) mas com infestação nula ou muito baixa por *R. reniformis* e *P. brachyurus*, apor conta da suscetibilidade a essas últimas espécies (Stoyanov, 1967).

5.6.10 Soja-sorgo (ano 1) / algodoeiro-pousio (ano 2)

O sorgo (*Sorghum bicolor* - sin. *S. vulgare*) é uma planta com múltiplas aplicações econômicas. O sorgo granífero é geralmente de baixo porte (>1,7 m de altura) e utilizado preferencialmente

para a produção de grãos para alimentação humana ou animal, mas pode ser aproveitado, após a colheita dos grãos, para pastejo e produção de feno. Embora recomendado com reservas, é possível utilizar o sorgo granífero para produção de silagem no período de segunda safra (Miranda & Pereira, 2001; Demarchi, 2002; IPA - Instituto Agronômico de Pernambuco, 2008).

O sorgo forrageiro apresenta grande diversidade, pois existem materiais utilizáveis para produção exclusiva de silagem (forrageiro tradicional, >2,7 m altura, baixa produção de grãos e colmo com alta proporção de açúcares solúveis), silagem e grãos (chamado de duplo-propósito ou forrageiro de alta qualidade, 2,0 m a 2,5 m de altura e boa produção de grãos), e silagem e etanol (3,0 m altura, baixa produção de grãos e colmo com alta proporção de açúcares solúveis) (Miranda & Pereira, 2001; Demarchi, 2002; IPA - Instituto Agronômico de Pernambuco, 2008).

Há ainda o sorgo-vassoura, de importância regionalizada para a produção de vassouras e ainda para aproveitamento dos grãos, como subproduto. (Demarchi, 2002; IPA - Instituto Agronômico de Pernambuco, 2008).

A espécie botânica *S. bicolor* é planta não hospedeira de *R. reniformis*, podendo ser utilizada com sucesso no manejo desse nematoide na cultura do algodoeiro (Asmus *et al.*, 2008). Diferente é a recomendação em áreas infestadas por *M. incognita* e *P. brachyurus*, nematoides aos quais *S. bicolor* é suscetível (*Figura 5*), com algumas exceções. Por exemplo, o híbrido intraespecífico BRS-601 (para si-

Figura 5. Sintomas de galhas em raízes de sorgo. Fonte: Laize Rossini.

lagem) é resistente a *M. incognita* (mas suscetível a *P. brachyurus*).

São merecedores de mais estudos os híbridos interespecíficos entre S. bicolor e S. sudanense (capim-sudão). Os poucos estudos disponíveis mostram que esses híbridos, utilizados para forragem e pastejo, são plantas não hospedeiras ou resistentes a *M. incognita*. Provavelmente, essa característica tenha sido herdada do capim-sudão. Em relação a *R. reniformis* e *P. brachyurus*, não há nenhuma surpresa, pois acompanham a reação de S. bicolor: tanto os híbridos como o capim-sudão são plantas não hospedeiras da primeira espécie e suscetíveis à segunda.

5.7 Escolha da rotação e manejo dos nematoides do algodoeiro

É possível estabelecer algumas recomendações gerais para a escolha de rotações visando ao manejo desses parasitas, à semelhança do que foi feito no item 5.5 para sucessões. As rotações mais recomendáveis para manejo dos nematoides do algodoeiro são:

1. Manejo de infestações mistas contendo *P. brachyurus*: a melhor rotação é soja-*Crotalaria spectabilis* (ano 1)/algodoeiro (ano 2). O uso de estilosantes no lugar de *C. spectabilis* provavelmente é outra boa opção, mas que ainda não foi validada em trabalhos de campo.

2. Manejo de infestação *M. incognita* + *R. reniformis*: são duas as opções, soja-*Panicum maximum* (ano 1)/algodoeiro (ano 2), e soja-braquiárias (ano 1)/algodoeiro (ano 2).

3. Manejo de *M. incognita*: soja-mamona (ano 1)/algodoeiro (ano 2).

4. Manejo de *R. reniformis*: são quatro as opções, soja-milheto (ano 1)/algodoeiro (ano 2), soja-arroz (ano 1)/algodoeiro (ano 2), soja-trigo (ano 1)/algodoeiro (ano 2), e soja-*Sorghum bicolor* (ano 1)/algodoeiro (ano 2).

Referências

AMBROSANO, E. J.; CANTARELLA, H.; AMBROSANO, G. M. B.; SCHAMMAS, E. A.; DIAS, F. L. F.; ROSSI, F.; TRIVELIN, P. C. O.; MURAOKA, T.; SACHS, R. C. C.; AZCÓN, R. Produtividade da cana-de-açúcar após o cultivo de leguminosas. **Bragantia**, 70: 810-818, 2011.

ANÔNIMO. Novidades – cultivares de soja resistentes a nematoides. **Revista Campo & Negócios**, 17 julho 2014. http://www.revistacampoenegocios.com.br/novidade-cultivares-de-sojas-resistentes-a-nematoides/

ASMUS, G. L.; INOMOTO, M. M.; CARGNIN, R. A. Culturas de cobertura para o manejo do nematoide reniforme em algodoeiro: avaliações em casa de vegetação e campo. **Tropical Plant Pathology**, 33: 85-88, 2008.

ASMUS, G. L.; INOMOTO, M. M.; SAZAKI, C. S. S.; FERRAZ, M. A. Reação de algumas culturas de cobertura utilizadas no sistema plantio direto a *Meloidogyne incognita*. **Nematologia Brasileira**, 29: 47-52, 2005.

ASMUS, G. L.; NUNES, W. A. G. A. Use of slaughterhouse waste and tannery-based organic compost for the management of reniform nematodes. **Nematoda**, 1, 2014. http://nematoda.org/doi/10.4322/nematoda.05014

ASMUS, G. L.; SCHIRMANN, M. R. Reação de cultivares de soja recomendadas no Mato Grosso do Sul. **Nematologia Brasileira**, 28: 239-240, 2004.

DAVIS, R. F.; WEBSTER, T. M. Relative host status of selected weeds and crops for *Meloidogyne incognita* and *Rotylenchulus reniformis*. **Journal of Cotton Science**, 8: 41-46, 2005.

DEMARCHI, J. J. A. A. **Sorgo para pastejo - estratégia para enfrentar a estacionalidade de produção das plantas forrageiras sem conservar forragens**. Milkpoint – Radar Técnico. 2002. http://www.milkpoint.com.br/radar-tecnico/conservacao-de-forragens/sorgo-para-pastejo-estrategia-para-enfrentar-a-estacionalidade-de-producao-das-plantas-forrageiras-sem-conservar-forragens-8206n.aspx

DIAS-ARIEIRA, C. R., FERRAZ, S., FREITAS, L. G.; MIZOBUTSI, E. H. Avaliação de gramíneas forrageiras para controle de *Meloidogyne incognita* e *M. javanica* (Nematoda). **Acta Scientiarum**, 25: 473-477, 2003.

FERNANDES, C. D.; QUEIRÓZ, C. D. A.; VERZIGANASSI, J. R.; MALLMANN, G.; BATISTA, M. V.; MULLER, J. D. A. I.; CONTI, B. P.; FALCO, J. D. S.; QUETEZ, F. A. Reação de acessos de Stylosanthes guianensis a *Praty-*

lenchus brachyurus. **CD 46º. Congresso Brasileiro de Fitopatologia**, resumo 725-1, 2013. http://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/bitstream/doc/980008/1/ResumocongressodeFitopatologia.pdf

GARDIANO, C. G.; KRZYZANOWSKI, A. A.; SAAB, O. J. A. Hospedabilidade de plantas melhoradoras de solo à *Rotylenchulus reniformis* Linford e Oliveira, 1940. **Arquivos do Instituto Biológico**, 79: 313-317, 2012.

GARDIANO, C. G.; KRZYZANOWSKI, A. A.; SAAB, O. J. A. Eficiência de espécies de adubos verdes sobre a população do nematoide reniforme. **Semina: Ciências Agrárias**, 35: 719-726, 2014.

GONZAGA, V.; FERRAZ, S. Seleção de plantas antagonistas a *Meloidogyne incognita* raça 3 e *M. javanica*. **Nematologia Brasileira**, 18: 57-63, 1994.

G4 SEMENTES. **Variedades de soja**. 2014.
http://www.g4sementes.com.br/site/variedades-soja/

INOMOTO, M. M.; MACHADO, A. C. Z.; ANTEDOMÊNICO, S. R. Reação de *Brachiaria* spp. e *Panicum maximum* a *Pratylenchus brachyurus*. **Fitopatologia Brasileira**, 32: 341-344, 2007.

INOMOTO, M. M.; MOTTA, L. C. C.; BELUTI, D. B.; MACHADO, A. C. Z. Reação de seis adubos verdes a *Meloidogyne javanica* e *Pratylenchus brachyurus*. **Nematologia Brasileira**, 30: 39-44, 2006.

IPA - INSTITUTO AGRONÔMICO DE PERNAMBUCO. **Cultura do sorgo** (folheto explicativo). Recife, 2008. http://www.ipa.br/resp3.php

KOKALIS-BURELLE, N.; ROSSKOPF, E. N. Susceptibility of some common subtropical weeds to *Meloidogyne arenaria*, *M. incognita* and *M. javanica*. **Journal of Nematology**, 44: 142-147, 2012.

LAWRENCE, K. S.; PRICE, A. J.; LAWRENCE, G. W.; JONES, J. R.; AKRIDGE, J. R. Weed hosts for *Rotylenchulus reniformis* in cotton fields rotated with corn in the Southeast of the United States. **Nematropica**, 38: 13-22, 2008.

LEANDRO, H. M.; ASMUS, G. L. Rotação e sucessão de culturas para o manejo do nematoide reniforme em área de produção de soja. **Ciência Rural**, 45: 945-950, 2015.

LOBATO, B. Embrapa Cerrados e Fundação BA lançam cultivares de soja resistentes a nematoides. **Portal Embrapa**, 2 junho 2014.
https://www.embrapa.br/busca-de-noticias/-/noticia/1764733/embrapa-cerrados-e-fundacao-ba-lancam-cultivares-de-soja-resistentes-a-nematoides

LOBO, K. S. Avaliação da reação de genótipos de soja em solo naturalmente infestado com *Rotylenchulus reniformis* (trabalho de conclusão de curso). Piracicaba: ESALQ, 2015. 20p.

LORDELLO, R. R. A.; LORDELLO, A. I. L.; GONÇALVES, W.; FERNANDES, J. A. R. Plantas hospedeiras de *Meloidogyne incognita* obtida de cafeeiros em Tupi Paulista. **Sociedade Brasileira de Nematologia**, 5: 153-158, 1982.

MIRANDA, J. E. M.; PEREIRA, J. R. **Tipos de sorgo para silagem**. Juiz de Fora: Embrapa Gado de Leite, 2p. 2001.
http://www.cnpgl.embrapa.br/totem/conteudo/Alimentacao_e_manejo_animal/Pasta_do_Produtor/51_Tipos_de_sorgo_para_silagem.pdf

MONFORT, S.; KIRKPATRICK, T. L.; FORTNER, J.; CARROLL, A.; EMERSON, M. Impact of minimum tillage on root-knot nematode management in cotton. Thirteenth Annual National Conservation Systems Cotton & Rice Proceedings Book, (**Abstract**) p.15, 2010.
http://www.cottoninc.com/fiber/Agricultural-Research/Agricultural-Meetings-Conferences/Conservation-Tillage-Conferences/2010-Presentations/Impact-Of-Minimum-Tillage-On-Root-Knot-Nematode-Management.pdf

MONTEIRO, A. R.; FERRAZ, L. C. C. B. Reação de quinze variedades de arroz a *Rotylenchulus reniformis*. **Nematologia Brasileira**, 11: 48-54, 1987.

MORAES, D. B.; ROCHA, M. R.; RIOS, A. D. F.; ALVES, G. C. S.; LOBO, L. M.; BARBOSA, K. A. G. 63a. Reação de cultivares de soja ao nematóide das lesões radiculares. **Anais**, Reunião Annual SBPC, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, 11 a 15 junho 2011.
http://www.sbpcnet.org.br/livro/63ra/conpeex/pivic/trabalhos/DIEGO_BA.PDF

MUELLER, J. D. **Cotton nematode control** (technical bulletin). Clemson: Clemson University, 1996. 4p.

MUELLER, J. D.; KIRKPATRICK, T.; OVERSTREET, C.; KOENNING, S.; KEMERAIT, B.; NICHOLS, B. **Managing nematodes in cotton-based cropping systems** (technical bulletin), 2012. 4p.
http://www.cottoninc.com/fiber/AgriculturalDisciplines/Nematology/2012-Managing-Nematodes/2012-Managing-Nematodes-PDF.pdf

OKA, Y. Mechanisms of nematode suppression by organic soil amendments – a review. **Applied Soil Ecology**, 44: 101-115, 2010.

PONTE, J. J.; SANTOS, C. D. G. Comportamento de novos híbridos de feijão macássar, Vigna unguiculata Walp., em relação ao parasitismo de nematóide das galhas, *Meloidogyne* spp. **Sociedade Brasileira de Nematologia**, 6: 27-31, 1982.

PONTE, J. J.; ALVES, M. E.; ALMEIDA, D. M.; VALEU, C. C. Atributos de resistência à meloidoginose e de produtividade de um novo cultivar de caupi. **Nematologia Brasileira**, 17: 161-167, 1993.

RICH, J. R.; BRITO, J. A.; KAUR, R.; FERRELL, J. A. Weed species as hosts of *Meloidogyne*: a review. **Nematropica**, 39: 157-185, 2008.

RIEGEL, C.; NOE, J. P. Chicken litter soil amendment effect on soilborne microbes and *Meloidogyne incognita* on cotton. **Plant Disease**, 84: 1275-1281, 2000.

RODRÍGUEZ-KÁBANA, R. Organic and inorganic nitrogen amendments to soil as nematode supressants. **Journal of Nematology**, 18: 129-135, 1986.

SÁ, R. O.; GALBIERI, R.; BELOT, J.-L.; ZANOTTO, M. D.; SERGIO G. DUTRA, S. G. **Mamona: opção para rotação de cultura visando a redução de nematoides de galha no cultivo do algodoeiro** (Circular Técnica 15). Primavera do Leste (MT): Instituto Mato-grossense do Algodão, 2015. 12p.

SANTOS, T. F. S.; RIBEIRO, N. R.; POLIZEL, A. C.; MATOS, D. S.; FAGUNDES, E. A. A. Controle de *Pratylenchus brachyurus* em esquema de rotação/sucessão com braquiária e estilosantes. **Enciclopédia Biosfera**, 7: 248-254, 2011. http://www.conhecer.org.br/enciclop/2011b/ciencias%20agrarias/controle%20de%20*Pratylenchus*.pdf

SILVA, J. F.; CARNEIRO, R. G. Reação de adubos verdes de verão e de inverno às raças 1, 2 e 4 de *Meloidogyne incognita*. **Nematologia Brasileira**, 16: 11-18, 1992.

SILVA, G. S.; FREIRE FILHO, F. R. F.; PEREIRA, A. L.; SILVA, C. L. P. Reação de genótipos de feijão-caupi a *Meloidogyne incognita* raça 1. **Nematologia Brasileira**, 31: 85-87, 2007.

SILVA, G. S.; FERRAZ, S.; SANTOS, J. M. Resistance of Crotalaria species to *Rotylenchulus reniformis*. **Nematologia Brasileira**, 13: 87-92, 1989.

SILVA, N. M.; FUZATTO, M. G.; KONDO, J. I.; SABINO, J. C.; PETTINELLI JR., A.; GALLO, P. B. A adubação nitrogenada e o sintoma de nematoides em algodoeiro. **R. Bras. Ci. Solo**, 693-697, 1997.

SINIMBU, F. **Feijão-caupi conquista mercado internacional**. Portal Embrapa. 2014. https://www.embrapa.br/busca-de-noticias/-/noticia/2006738/feijao-caupi-conquista-mercado-internacional

SIQUEIRA, K. M. S.; INOMOTO, M. M. Pathogenicity and reproductive fitness of *Pratylenchus brachyurus* on cowpea. **Nematology**, 10: 495-500, 2008

STOYANOV, D. Additions to host records of *Meloidogyne* sp., *Helicotylenchus multicinctus* and *Rotylenchulus reniformis*. **Nematologica**, 13: 173, 1967.

CAPÍTULO 8

Controle biológico

Andressa Cristina Zamboni Machado
Iapar - Londrina/PR

Lécio Kaneko
Ballagro - Bom Jesus dos Perdões/SP

Zayame Vegette Pinto
Ballagro - Bom Jesus dos Perdões/SP

Introdução

O manejo de nematoides em culturas de grande extensão, como o algodoeiro, tem sido praticado notadamente com nematicidas químicos. Entretanto, considerando-se a necessidade de se praticar uma agricultura mais sustentável, além do fato de que a relação custo-benefício dessa prática nem sempre é satisfatória ao produtor, alternativas de manejo devem ser levadas em consideração.

A utilização do manejo integrado de nematoides, explorando a combinação de várias medidas de controle, vem ganhando destaque no Brasil e no mundo. Tais medidas abrangem a exclusão, a rotação de culturas, a utilização de plantas antagonistas, o controle químico, o uso de cultivares resistentes e o controle biológico. Vários estudos têm demonstrado o potencial do controle biológico de nematoides em diversas culturas agrícolas.

Entende-se por controle biológico de patógenos a total ou parcial redução da população destes por outros organismos, o que ocorre rotineiramente na natureza (Agrios, 2004). Este método

vem sendo considerado uma medida que pode proporcionar reduções na população de nematoides para níveis abaixo do nível de dano econômico (Duncan, 1991). Além disso, segundo Soares (2006), o controle biológico de nematoides apresenta inúmeras vantagens em relação ao controle químico, destacando-se: i) não é prejudicial ao meio ambiente; ii) não deixa resíduos nos produtos colhidos; iii) não favorece a seleção de populações resistentes dos nematoides; iv) não causa desequilíbrio na biota do solo; v) tem menor custo; e vi) é de fácil aplicação.

O controle pode ocorrer por meio de uma série de ações: a introdução de um organismo exótico em uma nova região, tornando-se plenamente estabelecido; a aplicação de indivíduos cultivados em laboratório para compensar a ineficiência da população dos agentes microbianos presentes na área; a inoculação de um antagonista nativo onde este não estiver presente ou, quando introduzido, não sobreviva permanentemente; o cultivo em massa de um agente biológico para uso urgente em períodos críticos para supressão rápida da população de pragas; ou o mesmo do cultivo em massa e a formulação de produtos comerciais para aplicação em áreas infestadas (Kerry & Hominick, 2002).

O controle biológico baseia-se na relação antagônica entre microrganismo e patógeno, podendo ser caracterizado por diferentes modos de ação, tais como: competição por espaço e nutrientes, antibiose, parasitismo e indução de resistência da planta hospedeira (Moraes, 1991; Melo & Azevedo, 1998; Papavizas, 1985).

Mais de 200 diferentes organismos são considerados inimigos naturais dos nematoides. Fungos, bactérias, nematoides predadores e ácaros têm sido encontrados predando ou parasitando nematoides (Soares, 2006). Dentre esses, os fungos têm se destacado como agentes potenciais para controle biológico (Dijksterhuis *et al.*, 1994), seguidos das bactérias. Cerca de 75% dos antagonistas já identificados são fungos e outros 7% são bactérias, encontrados normalmente nos solos e inofensivos às culturas. Parasitam ovos, predam juvenis, adultos ou cistos, ou ainda produzem substâncias tóxicas aos nematoides (Jatala, 1986; Stirling, 1991). A seguir, serão discutidos, em detalhes, os principais agentes de controle biológico de nematoides, entre fungos e bactérias.

1. Fungos nematófagos

Várias espécies de fungos nematófagos, de diferentes gêneros, são capazes de capturar nematoides, constituindo o grupo de inimigos naturais mais estudado (Soares, 2006). São conhecidos cerca de 70 gêneros e 160 espécies que podem alimentar-se de nematoides (Ferraz *et al.*, 2001).

Fungos nematófagos são aqueles com capacidade de capturar, parasitar ou paralisar nematoides em qualquer estágio de seu ciclo de vida. O primeiro fungo nematófago isolado e descrito foi *Arthrobotrys oligospora*, em 1852 (Gray, 1988). O aumento do interesse por esse tipo de controle ocorreu após a demonstração de que algumas espécies de fungos endoparasitas impediam o aumento da população de *Heterodera avenae* e reduziam a população de nematoides das galhas (Jatala *et al.*, 1981; Kerry *et al.*, 1982). No Brasil, os primeiros registros de controle biológico de nematoides foram feitos por Alcântara & Azevedo (1981), que isolaram alguns fungos a partir de nematoides infectados.

Fungos antagonistas de nematoides podem ser divididos em ectoparasitas ou predadores, por capturar os nematoides utilizando hifas modificadas na forma de armadilhas; endoparasitas, por parasitar os nematoides utilizando pequenos conídios que penetram pelas aberturas naturais do corpo destes; oportunistas ou ovicidas (parasitas de ovos, cistos e fêmeas sedentárias) e aqueles que produzem metabólitos tóxicos aos nematoides (Jatala, 1986; Jansson *et al.*, 1997).

Fungos predadores

Os fungos predadores são promissores, destacando-se pela facilidade de estabelecerem-se no solo, pelas suas habilidades saprofíticas, além da facilidade de crescimento in vitro, o que desperta o interesse em sua pesquisa (Gray, 1988). Tais fungos capturam nematoides móveis no solo com estruturas ou armadilhas especializadas formadas ao longo das hifas (*Figura 1*). A morfologia e funcionalidade das armadilhas diferem em função da espécie do fungo, sendo divididas em redes adesivas, nódulos adesivos, ramos adesivos e anéis constritores (Ahren & Tunlid, 2003). Apresentam baixa especificidade de hospedeiros e podem ser mais ou menos especializados ou saprófitas no solo (Pensmark

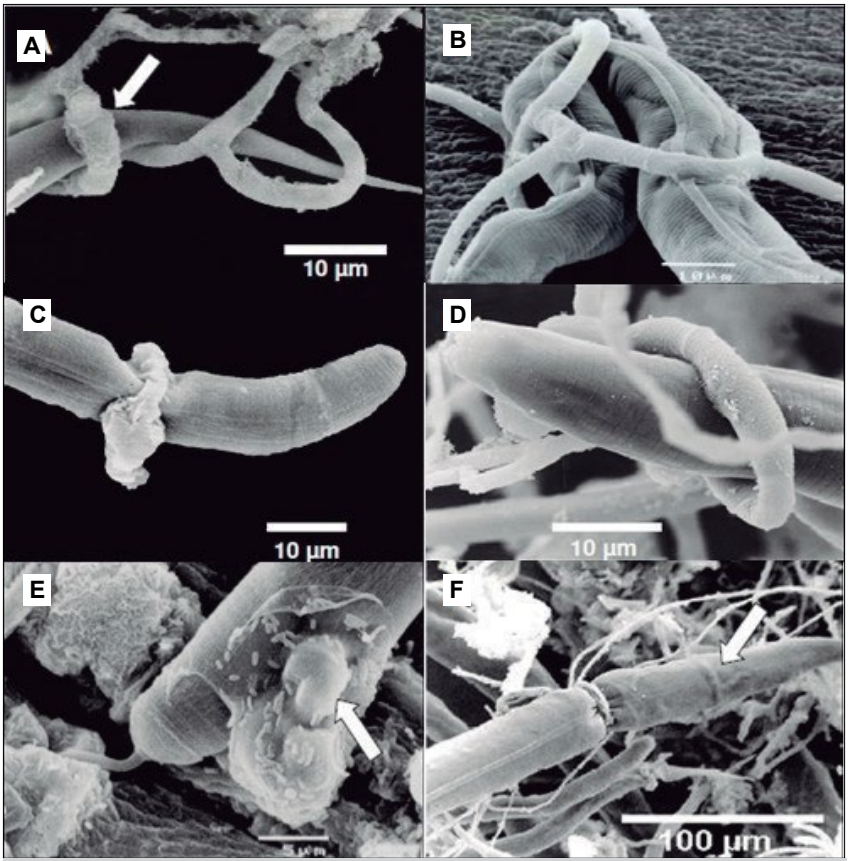


Figura 1. Imagens de nematoides capturados por diferentes estruturas formadas por fungos nematófagos. A e B) Rede tridimensional. C) Anel constritor. D) Anel não constritor. E) Ramo adesivo (seta). F) Anel constritor. Adaptado de Soares (2006).

et al., 1995). Os principais gêneros são Monacrosporium e Arthrobotrys, além de Dactylaria e Dactylella (Mankau, 1980).

Fungos endoparasitas

Os fungos nematófagos endoparasitas não formam armadilhas, porém infectam os nematoides por meio de seus esporos (conídios ou zoósporos), que podem ser ingeridos pelo nematoide ou aderir à cutícula deste quando em contato com o fungo (*Figura 2*). Entretanto, os nematoides parasitas de plantas são incapazes de in-

gerir estes conídios, em função da anatomia da região anterior do esôfago (Siddiqui & Mahmood, 1996). Uma vez em contato com o nematoide, os esporos germinam e emitem hifas que atravessam a cutícula deste. Após a digestão do conteúdo do corpo do nematoide, conídios do fungo são produzidos e liberados no meio externo, quando se aderem a outros nematoides. Alguns fungos produzem zoósporos que migram em direção ao nematoide, aderem à cutícula, geralmente ao redor de orifícios naturais, e, depois, encistam-se. Os zoósporos encistados penetram no corpo do nematoide pelas aberturas naturais e iniciam seu crescimento vegetativo. Depois, as hifas desenvolvem esporângios contendo zoósporos.

Muitos desses fungos são parasitas obrigatórios e passam sua vida vegetativa dentro de nematoides infectados, formando apenas os conídios fora do corpo do hospedeiro. No solo, sobrevivem basicamente por meio desses conídios. Normalmente, têm mais especificidade que os predadores (Jansson *et al.*, 1997). Ovos e fêmeas de nematoides em estágios sedentários de vida podem ser infectados.

Dentre as espécies mais estudadas, estão *Hirsutella rhossiliensis, Catenaria auxiliaris, Nematophthora gynophila, Drechmeria coniospora, Nematoctonus* spp., *Acrostalagmus* spp., *Harposporium* spp., *Myzocytium* spp. e *Haptoglossa* spp. (Chen *et al.*, 2004). Porém, o uso desses fungos no controle biológico é limitado, principalmente por conta da locomoção e da atividade dos zoósporos dependerem da presença de água no solo, da limitação de crescimento in vitro, da pouca sobrevivência saprofítica e da difícil esporulação em meio artificial, que podem limitar seu estabelecimento (Siddiqui & Mahmood, 1996).

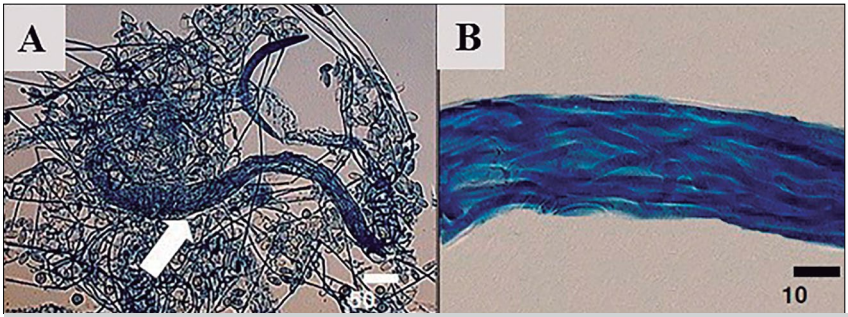


Figura 2. (A) Fotomicrografia de nematoide capturado e com seu interior completamente colonizado pelo fungo *Arthrobotrys oligospora* (seta). (B) Interior do corpo do nematoide completamente colonizado pelas hifas do fungo. Adaptado de Soares (2006).

Fungos ovicidas

Dentre os fungos nematófagos, os ovicidas ou oportunistas estão entre os mais promissores, tanto pela capacidade saprofítica quanto pelo fácil crescimento in vitro. Também exibem acentuado crescimento na rizosfera. Podem ser muito eficientes para o controle de nematoides de galhas, uma vez que a massa de ovos formada por esses nematoides é composta por matriz gelatinosa, facilitando a colonização (Barron, 1977).

Os fungos ovicidas consomem todo o conteúdo dos ovos. Ao estabelecer contato com o ovo, as hifas fixam-se na parede externa e produzem quitinase, possibilitando a penetração e a colonização de todo o conteúdo interno (Barron, 1977) (*Figura 3*). Uma vez em contato com a massa de ovos, esses fungos crescem rapidamente e, em geral, parasitam todos os ovos ao redor.

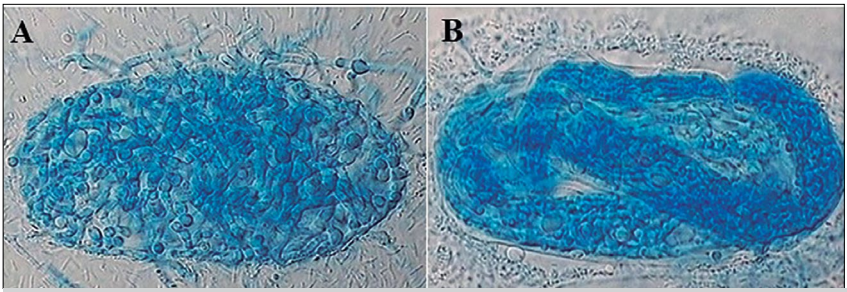


Figura 3. (A) Fotomicrografia de nematoide capturado e com seu interior completamente colonizado pelo fungo *Arthrobotrys oligospora* (seta). (B) Interior do corpo do nematoide completamente colonizado pelas hifas do fungo. Adaptado de Soares (2006).

Apesar do grande número de fungos parasitas de ovos conhecidos, apenas *Pochonia chlamydosporia* e *Paecilomyces lilacinus* têm sido mais bem estudados, por conta dos resultados promissores apresentados (Atkins *et al.*, 2003; Jatala *et al.*, 1980).

Fungos produtores de metabólitos tóxicos

Estes fungos (*Aspergillus, Pleurotus, Penicillium, Trichoderma* e *Myrothecium*) produzem toxinas que podem estar envolvidas na imobilização e na morte dos nematoides. Além disso, alguns são capazes de produzir substâncias com propriedades nematicidas, o que desperta grande interesse da indústria de defensivos. Os mais

importantes anti-helmínticos desenvolvidos nas últimas décadas são as abamectinas, consideradas produtos naturais à base de metabólitos de *Streptomyces avermitilis*. Entretanto, ainda há a demanda de mais estudos sobre o efeito das substâncias produzidas para o controle de nematoides.

O gênero *Trichoderma* vem sendo bastante pesquisado no controle de nematoides, por sua capacidade de degradação da quitina, o que permite sua atuação nos ovos dos nematoides, visto que este polímero é o principal constituinte do ovo. Entretanto, ainda existem poucas informações sobre os mecanismos utilizados pelas espécies de *Trichoderma* no controle de nematoides. Sahebani & Hadavi (2008) citam o parasitismo direto de ovos e larvas por conta do aumento da atividade de quitinases e proteases, indicativo da capacidade de infectar ovos (Sharon *et al.*, 2001; Suarez *et al.*, 2004) e a indução dos mecanismos de defesa do hospedeiro. Enzimas extracelulares, tais como quitinase e protease, com atividade antifúngica, participam da relação de interação entre *M. javanica* e *Trichoderma* sp. (Sharon *et al.*, 2001).

2. Bactérias

As bactérias, principalmente dos gêneros *Pasteuria, Pseudomonas* e *Bacillus*, têm mostrado grande potencial para o biocontrole de nematoides. Bactérias nematófagas são amplamente distribuídas e possuem diversos modos de ação, como parasitismo, produção de toxinas, antibióticos ou enzimas, interferência no reconhecimento do hospedeiro pelo nematoide, competição por nutrientes, indução de resistência sistêmica na planta e promoção da sanidade da planta.

Pasteuria penetrans é uma bactéria considerada como um dos mais promissores agentes de controle biológico de nematoides. Isso porque apresenta sobrevivência por longos períodos no solo, resistência ao calor e à dessecação, elevado potencial reprodutivo, inocuidade ao homem e a outros animais, compatibilidade com inúmeros defensivos, fertilizantes e outros organismos de biocontrole (Freitas & Carneiro, 2000). Além disso, não é afetada por práticas culturais adotadas por agricultores, e seus esporos podem ser armazenados por mais de 11 anos sem perda de viabilidade; nenhum inimigo natural dessa bactéria foi descrito até o momento

(Starr & Sayre, 1988).

P. penetrans é uma bactéria endoparasita capaz de formar esporos de resistência (*Figura 4*), estruturas sem motilidade que permanecem dormentes no solo até que o juvenil de segundo estádio do nematoide das galhas (J2) entre em contato com elas. Inicialmente, com baixa população de esporos no solo, a infectividade dos J2 não é seriamente afetada, mas as fêmeas resultantes desses juvenis não produzirão ovos e, quando em senescência, liberarão milhões de esporos da bactéria no solo. Se a concentração de esporos for alta no solo, muitos ficarão aderidos aos juvenis, impedindo sua locomoção até as raízes e, consequentemente, sua penetração (Stirling, 1984). Quando isso ocorre, considera-se que o solo tornou-se supressivo, e a população do nematoide tenderá a diminuir drasticamente (Freitas *et al.*, 1999). Entretanto, sua produção in vitro ainda é pouco viável, e a produção de inóculo requer seu cultivo in vivo em nematoides parasitando plantas.

Além de *P. penetrans*, outras espécies foram descritas como parasitas de nematoides, como *P. thornei*, em *Pratylenchus* spp., *P. nishizawae*, em *Heterodera e Globodera*, e *P. usgae,* em *Belonolaimus logicaudatus* (Giblin-Davis *et al.*, 1990).

Alguns fatores podem afetar diretamente a eficiência de contro-

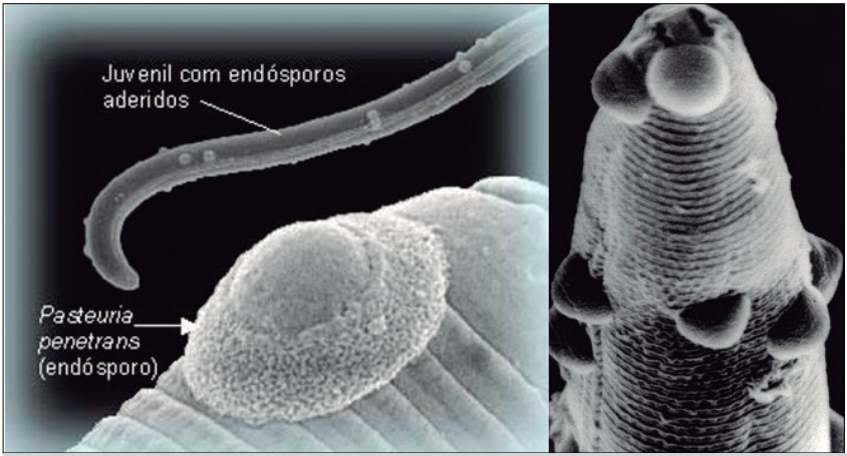


Figura 4. Eletromicrografias de juvenil de *Meloidogyne* sp. parasitado por *Pasteuria* sp., com detalhe para os endósporos da bactéria aderidos a sua cutícula.
Fonte: http://www.greenjn.com/dat/01/05/1117455104.jpg;
http://www.lookfordiagnosis.com/

le dos nematoides por *Pasteuria* spp. A temperatura e a umidade do solo são os fatores que mais afetam a relação entre a bactéria e o nematoide hospedeiro. A temperatura determina não apenas a duração do ciclo de vida, mas também o número de endósporos produzidos pela fêmea parasitada. Temperaturas em torno de 25°C são ideais para o desenvolvimento desses antagonistas. A temperaturas maiores, como, por exemplo, 30°C, a bactéria multiplica-se extensivamente nas fêmeas antes da maturidade e, a 20°C, algumas fêmeas desenvolvem ovários com poucos ovos, antes que a infecção possa suprimir todo seu desenvolvimento (Stirling, 1981).

Em relação à umidade, se alta, pode reduzir o número de fêmeas e a taxa de desenvolvimento de *Pasteuria* spp. pela diminuição da taxa de oxigênio (Davies *et al.*, 1991). Em condições favoráveis de umidade para o desenvolvimento das fêmeas do nematoide, ocorre maior porcentagem delas parasitada por *Pasteuria* spp. e maior taxa de desenvolvimento da bactéria no interior do hospedeiro.

Outra desvantagem de sua utilização é a alta especificidade em relação ao hospedeiro, sendo considerada por Jatala (1986) o parasita obrigatório de nematoides mais específico já descoberto. Além disso, a imobilidade dos endósporos de *Pasteuria* spp. constitui outra desvantagem, já que a infestação depende da movimentação do nematoide no solo.

Rizobactérias

As rizobactérias, também denominadas Rizobactérias Promotoras do Crescimento (PGPR), são colonizadoras agressivas das raízes, podendo promover incremento no crescimento das plantas e, ocasionalmente, também atuar como agentes antagonistas de nematoides (Stafford *et al.*, 2005).

Sua principal vantagem é a abundância de sua ocorrência no solo, além da facilidade de produção massal e do preparo de formulações comerciais. Tais bactérias crescem na rizosfera das plantas, ambiente relativamente estável, com limitada e contínua fonte de nutrientes provida pelos exsudatos radiculares (Schonbeck *et al.*, 1988).

Os principais gêneros são *Pseudomonas* e *Bacillus*, mas também são relatadas espécies de outros gêneros, como *Azotobacter*, *Arthrobacter*, *Clostridium*, *Hydrogenophaga*, *Enterobacter*, *Serratia* e *Azospirillum* (Melo & Azevedo, 2000). Entretanto, existem

poucos estudos específicos que comprovem o modo de ação das rizobactérias sobre os nematoides.

Podem agir de forma direta, afetando a eclosão ou a mobilidade dos juvenis e tendo seus antibióticos e toxinas absorvidos pelos ovos, ou indireta, pela alteração dos exsudatos radiculares, dificultando a localização das raízes pelos nematoides, ou pela indução de resistência sistêmica, por meio do contato direto dessas bactérias com os tecidos radiculares.

Bactérias endofíticas

Bactérias endofíticas colonizam o interior das plantas sem causar danos e podem ter efeito antagônico a nematoides sedentários, mesmo após o estabelecimento do patógeno no interior dos tecidos (Kloepper *et al.*, 1992). As bactérias endofíticas colonizam o córtex das raízes, as células da epiderme e os espaços intercelulares próximos à superfície e aos elementos condutores. Por conta de sua capacidade de viver no interior dos tecidos vegetais, não competem com os organismos de solo.

3. Formulações

O controle biológico vem sendo viabilizado após décadas de pesquisa em vários países com a seleção de antagonistas e o desenvolvimento de formulações estáveis. Porém, ainda existem limitações técnicas e comerciais para que os produtos biológicos possam fazer parte do manejo integrado de nematoides em definitivo.

O mercado global de produtos biológicos para o controle de pragas e doenças na agricultura representa cerca de 2% do mercado de defensivos agrícolas mundial. Foram primeiramente desenvolvidos para culturas de alto valor agregado, vegetais e cultivos protegidos, para redução dos resíduos. Atualmente, têm sido utilizados em praticamente todas as culturas agrícolas.

Produtos à base de *Bacillus thuringiensis* dominam o mercado, mas outros agentes têm tido destaque, como *Beauveria, Metarhizium, Trichoderma, Bacillus subtilis, Bacillus firmus, Psedomonas fluorescens*, além dos nematoides entomopatogênicos. Destes, apenas alguns têm potencial de controle de nematoides parasitas de plantas.

Após o isolamento e a seleção de um antagonista, o emprego

deste como agente de controle biológico de nematoides ocorre principalmente por meio do tratamento de sementes e do solo. Entretanto, métodos de produção massal e de formulações são objetos de pesquisa que necessitam do suporte da indústria.

Outro complicador que impede a ampla utilização de produtos biológicos em áreas agrícolas ainda é o tempo de vida útil dos produtos formulados e a necessidade de armazenamento e aplicação em condições ambientais específicas e controladas. Produtos lançados mais recentemente, ou em fase de lançamento no Brasil, apresentam formulações mais adequadas para sua aplicação e com vida útil mais extensa, garantindo a qualidade do controle.

Preparações comerciais de fungos e bactérias nematófagos estão amplamente disponíveis no mercado mundial. Nas *Tabelas 1 a 4* encontramos informações a respeito de nematicidas biológicos comercializados atualmente no mercado mundial, incluindo o Brasil.

4. Resultados de pesquisa

Vários estudos têm sido conduzidos em condições experimentais utilizando-se de bactérias ou fungos para o controle de nematoides em algodoeiro. Duas espécies de bactérias, *Bacillus* spp. e *Pasteuria* spp., são as que apresentam a maior quantidade de resultados, principalmente sob condições de casa de vegetação.

Experimentos conduzidos em casa de vegetação do laboratório de Nematologia do Instituto Agronômico do Paraná (Iapar), em Londrina, Paraná, mostraram efeito positivo no controle de *Meloidogyne incognita* em algodão com a utilização de *Bacillus firmus* via tratamento de sementes (Machado *et al.*, 2013; Mattos *et al.*, 2015) (*Figura 5*). Os resultados mostraram que, especialmente aos 60 dias após a inoculação do nematoide, houve redução de pelo menos 60% do fator de reprodução (FR) do mesmo em algodão cultivar FM 966, com as melhores doses na faixa de 400 a 1000 ml do produto comercial por 100 kg de sementes.

Segundo Freitas (2001), a transformação dos exsudatos radiculares em subprodutos pela ação dos microrganismos, como espécies de *Bacillus*, pode causar desorientação do nematoide no solo, pelo não reconhecimento do estímulo quimiotrópico da planta hospedeira, o que faz com que aquele continue movimentando-se no solo

Tabela 1 Produtos à base de *Paecilomyces lilacinus* para o controle de nematoides comercializados mundialmente.

Produto	Controle	Empresa	Fonte
BioAct®	*Meloidogyne* *Radopholus similis* *Heterodera* *Globodera* *Pratylenchus* *Rotylenchulus reniformis* *Tylenchulus semipenetrans*	Bayer - Prophyta Biologischer Pflanzenschutz GmbH, Alemanha	Bettiol *et al.*, 2012
Biomyces®	nematoides	Biotropical, Colômbia.	Bettiol *et al.*, 2012
Bio-Nematon	*Meloidogyne* *Heterodera* *Radopholus* *Pratylenchus* *Tylenchulus* *Helicotyaenchus*	T.STANES & COMPANY LIMITED, Índia.	http://www.tstanes.com/products-bio--nematon.html
Bionicone-ma	nematoides	Nico Orgo Manures. Works, R.& D., Índia.	http://www.neemnico.com/paecilomyces.htm
Biostat®	*Meloidogyne* *Radopholus* *Pratylenchus* *Scutellonema*	Laverlam S.A., Colômbia.	Bettiol *et al.*, 2012
MeloCon ®	nematoides	Bayer - Prophyta Biologischer Pflanzenschutz GmbH, EUA.	Bettiol *et al.*, 2012
Nemabiol	nematoides	Agrobica, Venezuela.	Bettiol *et al.*, 2012
Nemakontrol®	*Meloidogyne* spp.	SolAgro S.A.C. Mz., Peru.	Bettiol *et al.*, 2012
Nemat®	*Meloidogyne* sp.	Ballagro Agro Tecnologia Ltda., Brasil.	Bettiol *et al.*, 2012

(Continua)

Tabela 1 (Continuação)

Produto	Controle	Empresa	Fonte
Nemata®	nematoides	Live Systems Technology S.A, Colômbia.	Bettiol *et al.*, 2012
Nemateam	insetos e nematoides	Bioteam Ind. e Com. Ltda., Brasil.	Bettiol *et al.*, 2012
Paecil®	nematoides	Technological Innovation Corporation Pty. Ltd., Austrália.	Bettiol *et al.*, 2012
Paecilo®	nematoides	Agrilife, Índia.	http://www.agrilife.in/pdf/biopesticides/biopesti_micro/dp/Pacelo_dp.pdf.
Paecilomyces JCO	nematoides	JCO Indústria e Comércio de Fertilizantes LTDA., Brasil.	Bettiol *et al.*, 2012
PL GOLD ™	*Meloidogyne*	Becker Underwood, BioStacked	Udo *et al.*, 2013
PL Plus	nematoides	Biological Control Products	http://www.triachem.com/Products/Insecticides/PL%20Plus.pdf
Safelomyces® WP	nematoides	Safer Agrobiologicos, Colômbia.	Bettiol *et al.*, 2012
Bio-Bac	*Meloidogyne* sp. *Helicotylenchus* sp. *Tylenchorhynchus* sp. *Tylenchus* sp.		Grabowski *et al.*, 2014
Root--Guard ™		Nutri-Tech Solutions	http://www.nutri-tech.com.au/products/microbial-products/root-guard

Tabela 2. Produtos à base de *Pochonia chlamydosporia* para o controle de nematoides comercializados mundialmente.

Produto	Controle	Empresa	Fonte
Pochar	nematoides	ELEP Biotechnologies- Via Merendi, Itália	Bettiol *et al.*, 2012
Rizotec	nematoides	Rizoflora Biotecnologia, Brasil	Bettiol *et al.*, 2012

Tabela 3. Produtos à base de *Pasteuria* spp. para o controle de nematoides comercializados mundialmente.

Produto	Controle	Empresa	Fonte
Econem - Pasteuria usgae	*Belonolaimus longicaudatus*	Pasteuria Bioscience Inc.	http://www.kellysolutions.com/erenewals/documentsubmit/KellyData%5CNC%5Cpesticide%-5CProduct%20Label%5C85004%-5C85004-2%5C85004-2_ECO-NEM_8_30_2012_9_56_24_AM.pdf
Clariva-Pasteuria nishizawae	*Heterodera glycines*	Syngenta	http://www.syngenta.com/GLOBAL/CORPORATE/EN/PRODUCTS-AND--INNOVATION/PRODUCT-BRANDS/SEED-CARE/Pages/clariva.aspx

Tabela 4. Produtos à base de *Bacillus* spp. para o controle de nematoides comercializados mundialmente.

Produto	Controle	Empresa	Fonte
VOTiVO	nematoide do cisto e reniforme	Bayer	https://www.bayercropscience.us/products/seedgrowth/poncho-votivo
Flocter	nematoide	Bayer	http://www.bayercropscience.pt/internet/produtos/produto.asp?id_produto=255
Nortica	nematoide	Bayer	http://www.backedbybayer.com/golf-course-management/insecticides/nortica

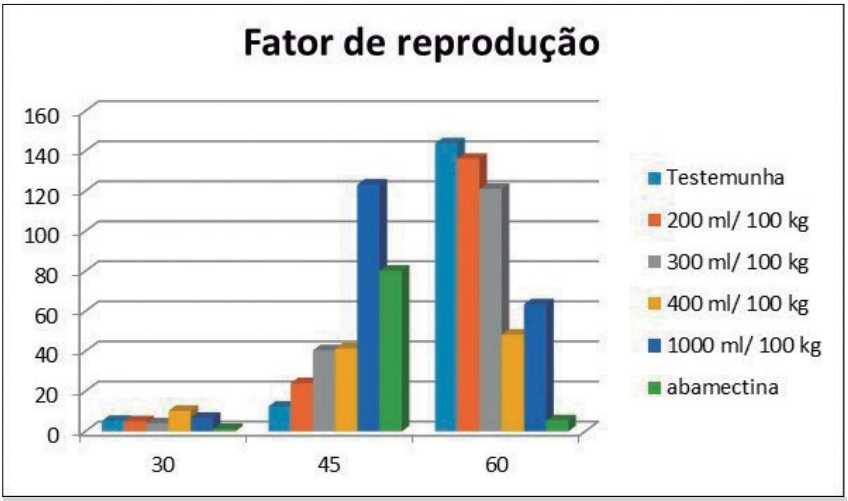


Figura 5. Eletromicrografias de juvenil de *Meloidogyne* sp. parasitado por *Pasteuria* sp., com detalhe para os endósporos da bactéria aderidos a sua cutícula.
Fonte: http://www.greenjn.com/dat/01/05/1117455104.jpg;
http://www.lookfordiagnosis.com/

até morrer (*Figura 6*). Também é relatado que os mecanismos de ação responsáveis pelo controle de nematoides em plantas podem estar ligados à indução de resistência sistêmica nas plantas mediada pela bactéria no solo (Eneback & Carey, 2000), pela produção de proteases que degradam a cutícula dos nematoides e interferem no ciclo do destes (Lian *et al.*, 2007), ou mesmo pela inibição direta do

Figura 6. Efeito desorientador de nematoides pela transformação de exsudatos radiculares pela bactéria *Bacillus firmus*. Adaptado de: http://www.nutechseed.com/files/files/NuTech_VOTi-VO_flyer.pdf

nematoide, por meio da utilização dos nematoides e de seus ovos como fonte de alimento para a bactéria (Khan *et al.*, 2005).

Em experimento em casa de vegetação, utilizando solo naturalmente infestado da região Oeste da Bahia, dos municípios de Luís Eduardo Magalhães e São Desidério, Higaki (2012) observou que o tratamento com *Bacillus subtilis* (5,0 x 108 UFC por ml) foi efetivo para redução populacional de *Pratylenchus brachyurus* e *Rotylenchulus reniformis* em três cultivares de algodão, Deltaopal, IAC 25 e Nuopal (*Tabela 5*), especialmente nas maiores infestações dos nematoides, demonstrando o potencial de uso em locais com maiores níveis de infestação. Em comparação ao produto químico utilizado em tratamento de sementes, abamectina, não houve diferença significativa em relação à redução populacional dos nematoides. Anter (1995) já havia relatado que o tratamento com *Bacillus* sp. reduz as populações de *R. reniformis* na cultura do algodoeiro em níveis similares aos obtidos com o uso de nematicidas químicos.

Ainda em condições experimentais controladas em casa de vegetação, no Iapar, Londrina, PR, *Bacillus amyloliquefaciens*, utilizado via tratamento de sementes (2,5 ml/kg sementes), em comparação com outras espécies de *Bacilus*, utilizadas em pulverização no solo (1 l/ha) mostrou-se mais eficiente em reduzir a população de *Meloidogyne incognita* em algodão cultivar FM 966 (*Figura 7*). Entretanto, a redução populacional foi de apenas 17,16% em relação à testemunha. Isso demonstra que, quando utilizado sozinho,

Tabela 5. Média do número de nematoides (*Rotylenchulus reniformis* ou *Pratylenchus brachyurus*) presentes nas raízes de algodão tratadas ou não com *Bacillus subtilis* ou *abamectina*, em três genótipos cultivados em solo naturalmente infestado. Adaptado de: Higaki (2012)..

Tratamentos	*Rotylenchulus reniformis*			*Pratylenchus brachyurus*		
	Deltao-pal	IAC 25	Nuopal	Deltao-pal	IAC 25	Nuopal
B. subtilis	25 aB	16 bB	62 abA	42 bA	46 aA	26 bA
Abamectina	25 aAB	18 bB	42 bA	46 bAB	55 aA	25 bB
Testemunha	51 aA	60 aA	83 aA	80 aA	50 aB	62 aAB

* Letras diferentes minúsculas na coluna e maiúsculas na linha indicam diferença estatística ao nível de 5% de probabilidade, segundo o teste de Tukey.

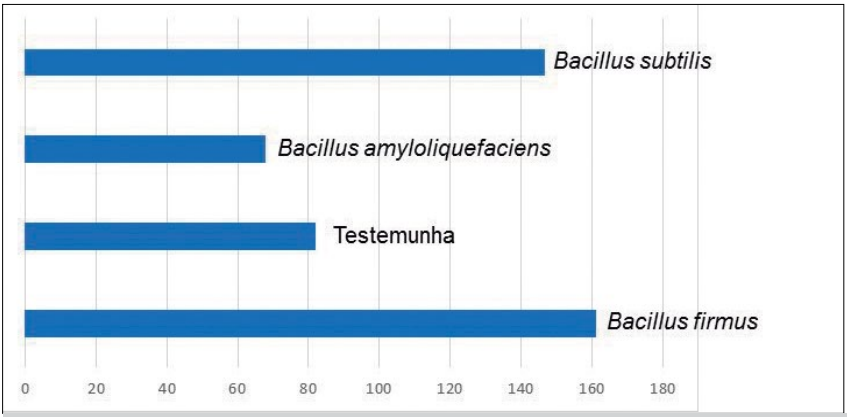


Figura 7. Fator de reprodução de *Meloidogyne incognita* sob diferentes tratamentos biológicos, em condições de casa de vegetação. Fonte: Iapar, 2015.

sem uma cobertura vegetal do solo, por exemplo, o controle biológico de nematoides não atinge níveis elevados, mesmo em condições de casa de vegetação, e que outras ferramentas de manejo devem ser adotadas quando de sua utilização a campo, visando obter-se o benefício de controle de nematoides. Além disso, outras doses, tecnologias de aplicação e microrganismos devem ser mais bem investigados, de modo a otimizar essa ferramenta de manejo.

Experimentos realizados a campo pela Fundação Mato Grosso (Silva, 2015), utilizando-se a planta de cobertura vegetal *Brachiaria ruziziensis* e tratamentos biológicos à base de *Trichoderma asperellum* e de *Bacillus subtilis*, em área de algodão naturalmente infestada, evidenciaram maior crescimento das plantas de algodão quando da associação de ambos os métodos de manejo (*Figura 8*). Inclusive, o melhor tratamento foi aquele em que houve aplicação dos produtos biológicos na *B. ruziziensis* e na cultura do algodão (*Figura 8D*). A autora cita, portanto, que o controle biológico deve ser utilizado sempre em conjunto com uma planta de cobertura, de preferência resistente ao nematoide presente na área, e que, se possível, sua aplicação seja feita tanto na cultura de cobertura, quando o nível de umidade é maior e favorece o microrganismo aplicado, quanto na cultura principal, no caso o algodão, para visualização dos benefícios do controle biológico. Aplicações de produtos biológicos nos períodos secos não surtem o resultado esperado para o controle de nematoides.

Figura 8. Parcelas experimentais da Fundação Mato Grosso mostrando diferentes manejos da cultura do algodão. (A) Algodão cultivado sobre palhada de *Brachiaria ruziziensis*. (B) Algodão cultivado sobre palhada de *B. ruziziensis* com tratamento à base de *Trichoderma asperellum* + *Bacillus subtilis* apenas no algodão. (C) Algodão cultivado sobre palhada de *B. ruziziensis* com tratamento à base de *Trichoderma asperellum* + *Bacillus subtilis* apenas na braquiária. (D) Algodão cultivado sobre palhada de *B. ruziziensis* com tratamento à base de *Trichoderma asperellum* + *Bacillus subtilis* em ambas as culturas. Fonte: Silva (2015).

Nessa mesma linha, em área experimental localizada na região Oeste da Bahia, foi utilizado produto biológico à base de *Paecilomyces lilacinus* (Nemat®) sobre culturas de cobertura vegetal para controle de *Meloidogyne incognita* e *Pratylenchus brachyurus* em área naturalmente infestada (*Tabelas 6 e 7*). De acordo com resultados obtidos, pode-se observar grande variação no que diz respeito às densidades populacionais dos nematoides, em função da cultura de cobertura utilizada, mas que, de maneira geral, essas foram menores quando do tratamento biológico, em comparação ao tratamento de sementes-padrão da fazenda. Tais resultados reforçam a ideia de que o controle biológico mostrará melhores resultados quando utilizado em conjunto com culturas de cobertura vegetal.

Tabela 6. População de *Meloidogyne incognita* no solo aos 30, 70 e 105 dias após o tratamento com *Paecilomyces lilacinus* (Nemat®), na dosagem recomendada pelo fabricante, sob diferentes culturas de cobertura vegetal cultivadas na entressafra, na região Oeste da Bahia, em comparação ao tratamento de sementes-padrão da propriedade. Fonte: Ballagro.

Culturas na entressafra	30 dias		70 dias		105 dias	
	Padrão	Nemat®	Padrão	Nemat®	Padrão	Nemat®
Milheto	56	0	138	86	28	58
Brachiaria ruziziensis	0	0	353	72	200	65
***B. brizantha* Piatã**	0	0	0	76	60	46
Crotalaria ochroleuca	41	0	0	55	413	138
C. spectabilis	0	0	0	84	197	0
Pousio/ nabo	0	0	53	0	336	0
Sorgo	78	0	119	63	81	56
Cevada	0	0	118	0	36	90

Tabela 7. População de *Pratylenchus brachyurus* no solo aos 30, 70 e 105 dias após o tratamento com *Paecilomyces lilacinus* (Nemat®), na dosagem recomendada pelo fabricante, sob diferentes culturas de cobertura vegetal cultivadas na entressafra, na região Oeste da Bahia, em comparação ao tratamento de sementes-padrão da propriedade. Fonte: Ballagro.

Culturas na entressafra	30 dias		70 dias		105 dias	
	Padrão	Nemat®	Padrão	Nemat®	Padrão	Nemat®
Milheto	0	0	103	15	67	15
Brachiaria ruziziensis	0	0	40	36	30	17
***B. brizantha* Piatã**	0	54	129	150	11	16
Crotalaria ochroleuca	56	0	21	24	43	43
C. spectabilis	0	0	43	59	16	16
Pousio/ nabo	0	0	38	84	27	71
Sorgo	0	0	46	19	25	3
Cevada	45	46	32	18	56	53

5. Considerações finais

O controle biológico de nematoides em algodão, ou qualquer outra cultura de grande extensão, tem grande potencial de utilização, uma vez que os resultados publicados mostram a eficiência de controle de vários microrganismos contra os principais nematoides que atacam as culturas agrícolas no Brasil.

A experiência adquirida nos trabalhos com produtos biológicos realizados em casa de vegetação mostra-nos que alguns microrganismos têm uma eficiência de redução do fator de reprodução de nematoides de, pelo menos, 60%, seja em tratamento de sementes, seja via pulverização no sulco de plantio ou área total. Entretanto, os experimentos de campo mostram grande variação nos resultados quanto à redução populacional dos nematoides no solo. Isso ocorre porque os microrganismos utilizados como agentes de controle biológico ainda são bastante dependentes das condições edafoclimáticas que ocorrem na lavoura, independentemente da tecnologia de aplicação adotada.

Para que o produtor possa usufruir de todos os benefícios da utilização de um agente de controle biológico como aliado no manejo de nematoides, é necessária a adoção de uma série de ferramentas complementares de manejo, de modo a criar condições favoráveis para que o microrganismo seja efetivo. Um agente de controle biológico aplicado em solo extremamente pobre, degradado, sob condições climáticas adversas, como veranicos, provavelmente não conseguirá atuar de maneira adequada no controle de nematoides. O aumento da matéria orgânica no solo é essencial para o sucesso do agente microbiano; a rotação de culturas e/ou a utilização de plantas de cobertura vegetal auxiliam não só no aumento ou manutenção dos níveis de matéria orgânica no solo, como também promovem um microclima bastante favorável para que o controle biológico tenha efetividade.

Portanto, para que consigamos obter os benefícios do controle biológico, deve-se necessariamente seguir os preceitos do manejo integrado de nematoides, ou seja, a adoção de duas ou mais ferramentas de maneira integrada e adequadamente planejada, principalmente no que diz respeito à cobertura vegetal do solo. Nesse sentido, o conhecimento acerca da espécie de nematoide presente na área, além da reação das plantas de cobertura que

serão utilizadas a esses nematoides são de suma importância para o sucesso do manejo.

Sem dúvida, ainda existem limitações técnicas e comerciais, embora em menor escala do que havia antigamente, que necessitam ser superadas antes que os produtos biológicos possam, efetivamente, conquistar parcela significativa do mercado de nematicidas no Brasil. Entretanto, o controle biológico é alternativa dentro de uma abordagem integrada para assegurar o desenvolvimento sustentável da agricultura.

Referências

AGRIOS, G.N. **Plant Pathology**, 5th ed., London, 2004.

AHREN, D.; TUNLID, A. Evolution of parasitism in nematode-trapping fungi. **Journal of Nematology**, 35:194-197, 2003.

ALCÂNTARA, V. S. B.; AZEVEDO, J. L. Isolamento e seleção de fungos predadores de nematoide. **Revista de Agricultura**, 56:132-146, 1981.

ANTER, E. A.; ABD-ELGAWAD, M. M.; ALI, A. H. Effects of fenamiphos and biocontrol agents on cotton growing in nematode-infested soil. **Anz. Schädlingskde**, 68:12-14, 1995. Consulta em: 02/07/2015.

ATKINS, S. D.; HIDALGO-DIAZ, L.; KALISK, H.; MAUCHLINE, T. H.; HIRSCH, P. R.; KERRY, B. R. Development of a new management strategy for the controle of root-knot nematodes (*Meloidogyne* sp.) in organic vegetable production. **Pest Management Science**, 59:183-189, 2003.

BARRON, G. L. **The nematode-destroying fungi**. Ghelph: Canadian Biological Publications Ltda, 1977, 140 pp.

BETTIOL, W.; MORANDI, M. A. B.; PINTO, Z., V.; PAULA JÚNIOR, T. J. V.; CORRÊA, É. B.; MOURA, A. B.; LUCON, C. M. M.; COSTA, J. C. B.; BEZERRA, J.L. Produtos comerciais à base de agentes de biocontrole de doenças de plantas. **Documento 88**. Jaguariúna, SP: Embrapa Meio Ambiente, 2012.

BIO- NEMATON. Consulta em: 21 de julho de 2015. Disponível em: http://www.tstanes.com/products-bio-nematon.html.

BIONICONEMA. Consulta em: 21 de julho de 2015. Disponível em: http://www.neemnico.com/paecilomyces.htm.

CHEN, S. Y.; DICKSON, D. W.; MITCHELL, D. J. Population development of *Heterodera glycines* in response to mycroflora in soil from Florida. **Biological Control**, 6:226-231, 2004.

CLARIVA. Consulta em: 28 de julho de 2015. Disponível em: http://www.syngenta.com/GLOBAL/CORPORATE/EN/PRODUCTS-AND-INNOVATION/PRODUCT-BRANDS/SEED-CARE/Pages/clariva.aspx.

DAVIES, K. G.; LAIRD, V. E.; KERRY, B. R. The mobility, development and infection of *Meloidogyne incognita* encumbered with spores of the obligate hyperparasite *Pasteuria penetrans*. **Revue de Nematologie**, 14:611-618, 1991.

DIJKSTERHUIS, J.; VEENHUIS, M.; HARDER, W.; NORDBRING-HERTZ, B. Nematophagous fungi: physiological aspects and structure-function relationships. **Advances in Microbial Physiology**, 36:111-143, 1994.

DUNCAN, L.W. Current options for nematode management. **Annual Review of Phytopathology**, 29:469-490, 1991.

ECONEM. Consulta em: 27 de julho de 2015. Disponível em: http://www.kellysolutions.com/erenewals/documentsubmit/KellyData%5CNC%5Cpesticide%5CProduct%20Label%5C85004%5C-85004-2%5C85004-2_ECONEM_8_30_2012_9_56_24_AM.pdf

ENEBAK, S. A.; CAREY, W. A. Evidence for induced systemic protection to fusiform rust in loblolly pine by plant growth-promoting rhizobacteria. **Plant Disease**, 84:306-308, 2000.

FERRAZ, S.; DIAS, C. R.; FREITAS, L. G. Controle de nematoides com práticas culturais. In: Zambolin, L. (Ed.). **Manejo integrado fitossanidade: cultivo protegido, pivô central e plantio direto**. Viçosa: UFV, 2001, pp. 1-53.

FLOCTER. Consulta em: 22 de julho de 2015. Disponível em: http://www.bayercropscience.pt/internet/produtos/produto.asp?id_produto=255.

FREITAS, L. G. Rizobactérias versus nematoides. In: VII Reunião de Controle Biológico e Fitopatógenos. **Anais**. Bento Gonçalves, Embrapa Uva e Vinho, 2001. p. 25-35.

FREITAS, L. G.; CARNEIRO, R. M. D. G. Controle biológico de fitonematoides por *Pasteuria* spp. In: Melo, I. S. & Azevedo, J. L. (Eds.). **Controle biológico**. Embrapa Meio Ambiente, 2000. p. 91-125.

FREITAS, L.G.; FERRAZ, S.; ALMEIDA, A. M. S. Controle de *Meloidogyne javanica* em tomateiro pela produção de mudas em substrato infestado com *Paecilomyces*. **Nematologia Brasileira**, 23:65-73, 1999.

GIBLIN-DAVIS, R. M.; McDANIEL, L. L.; BILZ, F. G. Isolates of the *Pasteuria penetrans* group from phytoparasitic nematodes in bermudagrass turf. **Journal of Nematology**, 22:750-762, 1990.

GRABOWSKI, C.; ORREGO, A.; SOILAN, L. Control biológico de enfermidades de plantas em Paraguay. In: Bettiol, W.; Rivera, M.C.; Mondino, P.; Montealegre, J.R.; Colmenárez. (Eds.). **Control biológico de enfermedades de plantas en América Latina y el Caribe**, 2014. p. 309-321.

GRAY, N. F. Fungi attacking vermiform nematodes. In: Poinar Junior, G. O. & Jansson, H. G. (Eds.). **Diseases of nematodes**. Boca Raton: CRC Press, 1988. p. 3-38.

HIGAKI, W. A. *Bacillus* subtilis e abamectina no controle de *Rotylenchulus reniformis* e *Pratylenchus brachyurus* e alterações fisiológicas em algodoeiro em condições controladas. **Dissertação** de Mestrado – Universidade do Oeste Paulista, Presidente Prudente, SP, 2012, 44 pp.

JANSSON, H. B.; TUNLIB, A.; NORDBRING-HERTZ, B. Biological control: Nematodes. In: Anle, T. (Ed). **Fungal Biotechnology**. Weinheim: Chapman and Hall, 1997. p. 38-50.

JATALA, P.; KAELTENBACH, M.; BOCANGEL, D. A. J. Field application of *Paecilomyces lilacinus* for controlling *Meloidogyne incognita* on potatoes. **Journal of Nematology**, 12:226-227, 1980.

JATALA, P.; SALAS, R.; BOCANGEL, M. Multiple application and long-term effect of *Paecilomyces lilacinus* in controlling *Meloidogyne incognita* under field condition. **Journal of Nematology**, 13:445, 1981.

JATALA, P. Biological controlo f plant-parasitic nematodes. **Annual Review of Phytopathology**, 24:453-489, 1986.

KERRY, B. R.; CRUMP, D. H.; MULLEN, L. A. Studies of the cereal cyst--nematode *Heterodera avenae* under continuous cereals, 1975-1978. II. Fungal parasitism of nematode eggs and females. **Annals of Applied Biology**, 100: 489-499, 1982.

KERRY, B. R.; HOMINICK, W. M. Biological control. In: Lee, D. (ed). **The biology of nematodes**, Taylor & Francis: London, New York, 2002. p. 483-509.

KHAN, M. R.; KHAN, S. M.; MOHIDE, F. Root-knot nematode problem of some winter ornamental plants and its biomanagement. **Journal of Nematology**, 37:198-206, 2005.

KLOEPPER, J.; RODRIGUES-KÁBANA, R.; McINROY, J. A.; YOUNG, R. W. Rhizosphere bacteria antagonistic to soybean cyst (*Heterodera glycines*) and root-knot (*Meloidogyne incognita*) nematodes: identification by fatty acid analysis and frequency of biological control activity. **Plant Soil**, 139:75-84, 1992.

LIAN, L. H.; TIAN, B. Y.; XIONG, R.; ZHU, M. Z.; XU, J.; ZHANG, K. Q. Proteases from *Bacillus*: a new insight into the mechanism of action for rhizobacterial supression of nematode populations. **Letters in Applied Microbiology**, 45:262-269, 2007.

MACHADO, A. C. Z.; MATTEI, D.; MARINI, P. M.; DADAZIO, T.; NAMUR, F. M. Efeito de Votivo (*Bacillus firmus*), utilizado via tratamento de sementes, no controle de *Meloidogyne incognita* em algodoeiro. In: XXXI Congresso Brasileiro de Nematologia, Cuiabá, MT. **Resumos**, 2013. p. 61.

MANKAU, R. Biocontrol: fungi as nematode control agentes. **Journal of Nematology**, 12:244-252, 1980.

MATTOS, C. B.; ZENI, F.; DADAZIO, T. S.; SILVA, S. A.; MACHADO, A.C.Z. Votivo® (*Bacillus firmus*) no controle de *Meloidogyne incognita* em algodoeiro. In: XXXII Congresso Brasileiro de Nematologia, Londrina, PR. **Resumos**, 2015. p.169-170.

MELO, I. S.; AZEVEDO, J. L. **Controle biológico**. Embrapa Meio Ambiente, 388 pp., 2000.

MELO, I.S.; AZEVEDO, J.L. **Ecologia Microbiana**. Embrapa-DNPMA, pp.393-419, 1998.

MORAES, G. J. Controle biológico dos ácaros fitófagos. **Informe agropecuário**, 15: 55-62, 1991.

NORTICA. Consulta em: 22 de julho de 2015. Disponível em: http://www.backedbybayer.com/golf-course-management/insecticides/nortica.

PAECILO. Consulta em: 21 de julho de 2015. Disponível em: http://www.agrilife.in/pdf/biopesticides/biopesti_micro/dp/Pacelo_dp.pdf.

PAPAVIZAS, G.C. *Trichoderma* and *Gliocladium*: biology, ecology and potential for biocontrol. **Annual Review of Phytopathology**, 53, 1985.

PERSMARK, L.; MONDOZA, N. M.; JANSSON, H. B. Nematophagous fungi from agricultural soils of Central America. **Nematropica**, 25:117-124, 1995.

PL PLUS. Consulta em: 21 de julho de 2015. Disponível em: http://www.triachem.com/Products/Insecticides/PL%20Plus.pdf.

SCHOENBECK, F.; KLINGAUF, F.; KRAUS, P. Situation, aufgaben und perpektiven des biologischen pflanzenschutzes. **Gesunde Pflanzen**, 40:86-96, 1988.

ROOT-GUARD. Consulta em: 27 de julho de 2015. Disponível em: http://www.nutri-tech.com.au/products/microbial-products/root-guard.

SAHEBANI, N.; HADAVI, N. Biological control of the root-knot nematode *Meloidogyne javanica* by *Trichoderma harzianum*. **Soil & Biochemistry**, 40: 2016-2020, 2008.

SIDDIQUI, Z. A.; MAHMOOD, I. Biological controlo of plant parasitic nematodes by fungi: a review. **Bioresource Technology**, 58:229-239, 1996.

SILVA, R. A. Nematoide – consequência do planejamento do sistema produtivo. In: XXXII Congresso Brasileiro de Nematologia, Londrina, PR. **Resumos**. 2015. p. 70-71.

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

SOARES, P. L. M. Estudo do controle biológico de fitonematoides com fungos nematófagos. **Tese** (doutorado) – Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal, 2006, 217 pp.

STAFFORD, W. H. L.; BAKER, G. C.; BROWN, S. A.; BURTON, S. G.; COWAN, D. A. Bacterial diversity in the rhizosphere of proteaceae species. **Environmental Microbiology**, 7:1755-1768, 2005.

STARR, M. P.; SAYRE, R. M. *Pasteuria thornei* sp. nov and *Pasteuria penetrans sensu strictu* emend, mycelial and endospore forming bactéria parasitic, respectively, on plant parasitic nematodes of genera *Pratylenchus* and *Meloidogyne*. **Annals of the Institute Pasteur, Microbiology**, 139:11-31, 1988.

STIRLING, G. R. Effect of temperature on infection of *Meloidogyne javanica* by *Bacillus penetrans*. **Nematologica**, 27: 458-462, 1981.

STIRLING, G. R. Biological control of *Meloidogyne javanica* with *Bacillus penetrans*. **Phytopathology**, 74:55-60, 1984.

STIRLING, G. R. **Biological control of plant parasitic nematodes. Progress, Problems and Prospects.** UK: CAB International, Wallingford, 1991, 282 pp.

SUAREZ, B.; REY, M.; CASTILLO, P. Isolation and characterization of PRA1, a trypsin-like protease from biocontrol agente *Trichoderma harzianum* CECT 2413 displaying nematicidal activity. **Applied Microbiol Biotechnological**, 65:46-55, 2004.

UDO, I. A.; UGURU, M.I.; OGBUJI, R.O. Comparative efficacy of arbuscular mycorrhizal fungi in combination with bioformulated *Paecilomyces lilacinus* against *Meloidogyne incognita* on tomato in two Ultisols of South-eastern Nigeria. **Biocontrol Science and Technology**, 23, 2013.

VOTIVO. Consulta em: 27 de julho de 2015. Disponível em: https://www.bayercropscience.us/products/seedgrowth/poncho-votivo.

CAPÍTULO 9

Controle químico

Andressa Cristina Zamboni Machado
Iapar - Londrina/PR

Controle químico

O manejo de nematoides em culturas de grande extensão, como o algodão, apresenta uma série de dificuldades inerentes ao processo, além das poucas opções viáveis para redução da população desses patógenos no solo. Além do manejo cultural, por meio da utilização de rotação, com culturas não hospedeiras ou plantas resistentes, e do manejo genético, utilizando-se cultivares resistentes, o manejo químico desponta como opção viável e eficaz em lavouras de algodão. Vários modos de ação de nematicidas estão disponíveis, além de diversas tecnologias de aplicação e custos variáveis, que permitem o controle das espécies de nematoides que ocorrem comumente nas lavouras de algodão, sob diferentes densidades populacionais dos parasitas e condições ambientais (Mueller *et al.*, 2012).

Geralmente, os nematicidas são aplicados diretamente no solo e classificados em duas categorias distintas, de acordo com sua movimentação no solo: fumigantes e não fumigantes. Além disso, também podem ser classificados de acordo com sua composição química, física ou biológica.

Nematicidas fumigantes são formulações líquidas que são vaporizadas quando em contato com o ar e, dessa forma, suas moléculas desprendem-se e locomovem-se no solo, geralmente em

profundidade. Têm amplo espectro de ação, sendo considerados muitas vezes biocidas (podendo matar fungos, bactérias, sementes e outros organismos presentes no solo), além de serem aplicados em doses elevadas, causando grande distúrbio ambiental e mesmo fitotoxidez (Spurr, 1985).

Os primeiros produtos nematicidas de que se tem registro eram fumigantes de solo e foram descobertos por volta de 1940 (Schmitt, 1985), sendo eles 1,3-dicloropropeno e 1,2-dicloropropano (Carter, 1943) e dibrometo de etileno (Christie, 1945). Posteriormente, a descoberta de 1,2-dibromo-3-cloropropano (McBeth, 1954; Raski, 1954) aumentou o interesse na utilização de nematicidas. Na época, foi possível demonstrar a grande capacidade de os nematoides parasitas de plantas causarem danos às culturas pela comparação entre lavouras tratadas e não tratadas. A rapidez e a extensão com que o uso de nematicidas fumigantes, então, espalhou-se nos Estados Unidos é uma das mais interessantes e surpreendentes respostas da história dos pesticidas (Johnson, 1985).

Entretanto, apesar da eficiência apresentada pelos nematicidas fumigantes no controle de nematoides, as dificuldades de aplicação, aliadas aos elevados custos, além do grande risco ambiental que tais produtos, extremamente tóxicos, apresentavam, culminaram na redução de sua utilização na cultura do algodão (Starr *et al.*, 2007).

Surgiram então, nos anos 1960, duas novas classes de produtos nematicidas: os organofosforados e os carbamatos, que rapidamente tiveram sua eficiência reconhecida como nematicidas menos tóxicos. São classificados como nematicidas não fumigantes, tendo sido introduzidos no mercado nos anos 1970. Geralmente são apresentados em formulações granuladas, mas alguns também estão disponíveis em forma líquida. Em comparação aos fumigantes, os não fumigantes percolam-se na água disponível no solo, não se distribuindo em profundidade, apresentam menor espectro de ação contra organismos presentes no solo, não causam fitotoxidez e são eficientes em dosagens menores (Spurr, 1985).

Ainda nos anos 1980, os agricultores americanos gastavam cerca de US$ 100 milhões por ano em nematicidas e, à medida que as perdas causadas por nematoides aumentavam na cultura do algodão, a utilização de nematicidas seguia a mesma tendência (*Figura 1*). Só para se ter uma ideia, em 1984, segundo Spurr (1985), apenas três nematicidas fumigantes (brometo de metila,

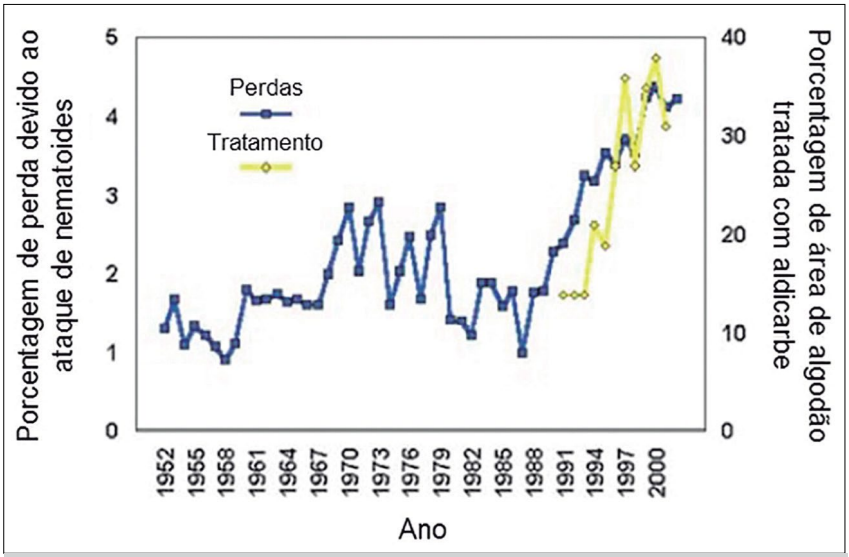


Figura 1. Porcentagem de perdas de produção na cultura do algodão nos EUA em função do ataque de nematoides, entre os anos de 1952 e 2002, e porcentagem de área de algodão tratada com aldicarbe de 1991 a 2001. Adaptado de Koenning *et al.* (2004).

1,3-dicloropropeno e isotiocianato metílico) e dois não fumigantes (aldicarbe e ethoprop) respondiam por mais de 90% dos nematicidas comercializados.

Atualmente, no Brasil, o manejo de nematoides em algodão é feito basicamente com a utilização de nematicidas, seja no tratamento de sementes ou na aplicação no sulco de plantio integrada a outra técnica, como a utilização de cultivares resistentes ou rotação de culturas. Inomoto & Asmus (2006) citam que, em áreas de produção de algodão severamente infestadas com o nematoide das galhas, *Meloidogyne incognita*, em que perdas da ordem de 50 a 100 @/ha são evidenciadas, a aplicação de nematicidas tem potencial de recuperação de até 15 a 25 @. Maiores incrementos de produção somente poderão ser obtidos, segundo os autores, com a utilização concomitante da rotação de culturas ou de cultivares resistentes e nematicidas. Entretanto, em situações de impossibilidade técnica e/ou econômica do uso de outras práticas de manejo, a aplicação de nematicidas não deve ser desprezada, por gerar incrementos de até 10% na produtividade da cultura (Inomoto & Asmus, 2006).

Modo de ação

Os fatores que podem influenciar a eficiência dos nematicidas, além dos processos naturais de natureza química, física e biológica que ocorrem no solo, incluem o tempo de exposição, estágio de desenvolvimento do nematoide, localização do nematoide no solo, temperatura, umidade e composição do solo.

O mecanismo de ação dos nematicidas no controle de nematoides nem sempre é facilmente detectado, e, em muitos casos, o produto pode atuar em vários sítios do nematoide ou possuir diversos efeitos combinados.

De maneira geral, os produtos fumigantes, quando em contato com a água disponível no solo, decompõem-se em subprodutos que penetram diretamente na cutícula do corpo do nematoide, reagindo com aminoácidos, oxidases e proteínas de maneira bastante rápida. O principal mecanismo parece envolver a oxidação de moléculas do sistema respiratório dos nematoides, em um processo em que várias enzimas ou sítios metabólicos são inibidos simultaneamente, paralisando processos vitais e levando-os à morte rapidamente (Wade & Castro, 1973).

Os nematicidas fosfatados e à base de carbamatos também penetram diretamente na cutícula do nematoide, inibindo a acetilcolinesterase, a colinesterase e outras enzimas de esterase. Como é sabido, a hidrólise de acetilcolina intermediada pela acetilcolinesterase é uma parte vital da neurotransmissão sináptica no sistema nervoso (Main, 1980). Tais produtos possuem mecanismo de ação bastante semelhante ao de inseticidas que atuam no sistema nervoso de insetos.

Efeitos narcóticos e mudanças comportamentais em nematoides também são descritos para nematicidas fumigantes e não fumigantes. Um exemplo seria o efeito de nematicidas na taxa de movimentação dos nematoides; a hiperatividade representa uma reação inicial dos nematoides ao contato com alguns produtos, seguida de decréscimo e paralisia das atividades (Spurr, 1985). Nelmes (1970) estudou detalhadamente o efeito de aldicarbe em *Globodera rostochiensis* e relatou a rápida inibição da atividade corporal do nematoide e um estímulo anormal à movimentação do estilete. Outros efeitos incluem, ainda, diminuição ou inibição da eclosão de juvenis dos ovos, mobilidade reduzida e atraso no processo de ecdise (Hough & Thomason, 1975; Huang & Van Gundy, 1978).

No caso dos nematicidas mais modernos, como as abamectinas, o mecanismo de ação envolve o bloqueio da transmissão do impulso elétrico entre a célula nervosa e o músculo, pela manutenção da abertura dos canais de cloreto nas membranas celulares, com pouco efeito na excitação muscular. Estudos também relatam sua ação na inibição da eclosão de ovos e na paralisia de juvenis (Cayrol *et al.*, 1993), inclusive sendo esta irreversível em nematoides do gênero *Meloidogyne* sp. (Faske & Starr, 2006).

Forma de aplicação e classes toxicológicas

O conceito de utilizar-se de um composto volátil, como os nematicidas/ inseticidas fumigantes, para o manejo de pragas e nematoides presentes no solo surgiu da necessidade de dar-se destinação à grande quantidade de produtos químicos que haviam sobrado da primeira Guerra Mundial (Johnson & Godfrey, 1932). A aplicação desses produtos era feita no solo, via fumigação (*Figura 2A, 2C*), inclusive na cultura algodoeira, principalmente nos EUA (Starr *et al.*, 2007). Apesar da eficiência dos nematicidas fumigantes, a dificuldade de aplicação e as questões ambientais ligadas a sua utilização levaram à redução drástica de seu uso.

Posteriormente a essa etapa, quando do surgimento dos primeiros organofosforados e carbamatos, compostos granulados menos tóxicos que os nematicidas fumigantes e com eficiência comprovada para o controle de nematoides, o uso desses produtos ganhou espaço na cultura do algodão, principalmente pela possibilidade de aplicação no sulco de plantio, pela facilidade de aplicação, com equipamentos mais simples (*Figura 2B*) e também pelo custo menor, quando comparados aos nematicidas fumigantes.

Atualmente, outras estratégias de aplicação de nematicidas têm substituído tecnologias anteriores, com a utilização de doses baixas ou ultrabaixas de princípios ativos e caldas. Tais procedimentos visam contornar o impacto ambiental causado pelos nematicidas, sem abrir mão de seu benefício no controle de nematoides. Entre elas destacam-se o tratamento químico das sementes (Cabrera *et al.*, 2009) e a aplicação no sulco de plantio (Novareti & Reis, 2009) (*Figura 3*).

O tratamento de sementes assegura a proteção das raízes iniciais do algodão contra a penetração de nematoides presentes

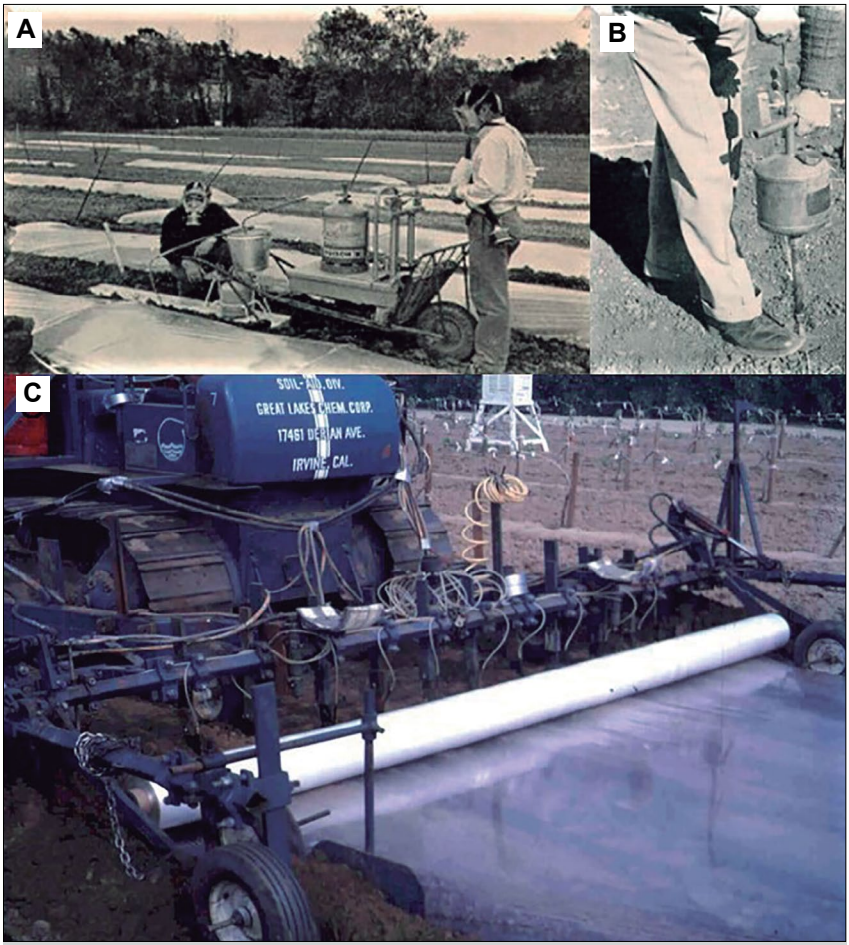


Figura 2. Aplicação de nematicidas. (A, C) Tratamento do solo com nematicida fumigante; (B) Aplicação de nematicida não fumigante granular. Fonte: http://plpnemweb.ucdavis.edu/nemaplex/images.

Figura 3. Tecnologias de aplicação de nematicidas. (A) Tratamento de sementes. (B) Pulverização no sulco de plantio (Fonte: Adama). (C) Aplicação no sulco de plantio via jato dirigido (Fonte: FMC).

no solo, garantindo melhor desenvolvimento inicial da cultura. Além dessa característica, o tratamento de sementes surge ainda como opção de fácil aplicação, uma vez que, geralmente, as sementes já chegam ao produtor tratadas, prontas para o plantio. Na cultura do algodão, os produtos mais utilizados são aqueles à base de abamectinas, produzidas por *Streptomyces avermectilus* (Putter *et al.*, 1981), registrados para a cultura do algodão em 2006. Outro produto registrado, em 2007, nos EUA, para tratamento de sementes de algodão é thiodicarb (Starr *et al.*, 2007).

A proteção ao desenvolvimento de raízes nos primeiros dias ou semanas após a germinação constitui ponto crítico ao estabelecimento de um potencial produtivo ótimo (Starr *et al.*, 2007). Portanto, o tratamento de sementes de algodão com nematicidas, provavelmente contribui de modo positivo para o desenvolvimento inicial da planta, na medida em que diminui a penetração do nematoide e, consequentemente, sua população final e fator de reprodução. Entretanto, unicamente o tratamento de sementes na cultura do algodão não garante a proteção completa contra os danos causados por nematoides, especialmente em altas infestações (Starr *et al.*, 2007).

Nesse sentido, a aplicação de nematicidas na forma líquida em sulco de plantio pode ser uma opção, já que permite melhor distribuição do produto no sulco, não apenas nas proximidades das sementes, como no caso do tratamento destas. Além disso, pode ser uma opção de redução dos problemas de seletividade e de limitação de mobilidade no solo que os nematicidas apresentam (Corte, 2013).

Na cultura do algodão, a aplicação de nematicidas em sulco de semeadura ainda é pouco utilizada, e existem poucos produtos disponíveis no mercado com essa característica, apesar de alguns estarem em fase de registro para a cultura no Brasil (*Tabela 1*).

Tabela 1. Nematicidas registrados para a cultura do algodão no Brasil, segundo o Ministério da Agricultura.

NOME TÉCNICO/ GRUPO QUÍMICO	NOME COMERCIAL	TIPO	FAIXA	FORMULAÇÃO	NEMATOIDE	DOSE (p.c.)	APLICAÇÃO
Aldicarbe/ metilcarbamato de oxima	Temik 150	acaricida, inseticida, nematicida	Vermelha	Granulado	*Rotylenchulus reniformis*	6-13 ka/ha	Na semeadura
Carbofurano/ metilcarbamato de benzofuranila	Diafuran 50	Inseticida/ nematicida sistêmico	Vermelha	Granulado	*Rotylenchulus reniformis*	40-50 kg/ ha	Sulco de plantio
	Furadan 50G	Inseticida/ nematicida sistêmico	Azul	Granulado	*Meloidogyne incognita/ Rotylenchulus reniformis*	40-60 kg/ ha/ 50 kg/ ha	Incorporada ao solo
	Furadan 100G	Inseticida/ nematicida sistêmico	Azul	Granulado	*Rotylenchulus reniformis*	20-30 kg/ ha	Incorporada ao solo
Fenamifós/ organofosforado	Nemacur	Nematicida sistêmico	Amarela	Granulado	*Meloidogyne incognita*	30-50 kg/ ha	No plantio, distribuído em faixas de 20 cm
Terbufós/ organofosforado	Counter 150G	Inseticida/ nematicida sistêmico	Vermelha	Granulado	*Rotylenchulus reniformis*	20-27 kg/ ha	No sulco de plantio, com granuladeiras

(Continua)

Tabela 1. (Continuação)

NOME TÉCNICO/ GRUPO QUÍMICO	NOME COMERCIAL	TIPO	FAIXA	FORMULAÇÃO	NEMATOIDE	DOSE (p.c.)	APLICAÇÃO
Abamectina/ avermectina	Avicta 500 FS	Inseticida nematicida	Amarela	Suspensão concentrada	*Meloidogyne incognita/ Pratylenchus brachyurus*	3ml/ kg	Tratamento de sementes
Cadusafós / organofosforado	Rugby 200 CS	Inseticida e nematicida	Azul	Suspensão de encapsulado	*Meloidogyne incognita*	1.200 a 1.400 g/ha	Sulco de semeadura
Fluensulfone / fluoroalkenyle	Nimitz 480 EC	Nematicida	*	Concentrado emulsionável	*	*	*
Fluopyram / carboxamida	Verango	Nematicida	*	Suspensão concentrada	*	*	*

*Em fase de registro no Brasil

Perspectiva para controle químico no brasil

Meloidogyne incognita

O manejo do nematoide-das-galhas na cultura do algodão deve ser feito integrando-se pelo menos duas ferramentas, já que este nematoide causa perdas mesmo em populações muito baixas e a utilização de apenas uma técnica resulta em pequeno aumento de produtividade (Inomoto & Asmus, 2006). Incrementos maiores de produção poderão ser viáveis caso a pesquisa avance em metodologias mais eficientes de aplicação de nematicidas, como o uso de doses fracionadas ou a adoção de agricultura de precisão. Entretanto, a utilização de nematicidas para controle do nematoide-das-galhas em algodão, mesmo com a necessidade de integração de ferramentas de manejo, deve ser levada em consideração, pela recuperação de produção proporcionada por sua aplicação, da ordem de 15 a 25 @ (Inomoto & Asmus, 2006).

Nesse sentido, em estudos sob condições de casa de vegetação, Bessi *et al.* (2007) (*Gráfico 1* e *Figura 4*) e Lovato *et al.* (2007a) verificaram que o tratamento de sementes de algodão com abamectina foi eficiente para o controle de *M. incognita*. Apesar disso, Faske e Starr (2006) constataram que a maior mortalidade de *M. incognita* e *Rotylenchulus reniformis* na cultura do algodoeiro estava associada à maior concentração de abamectina na casca da semente, quando comparadas com as radicelas, limitando o con-

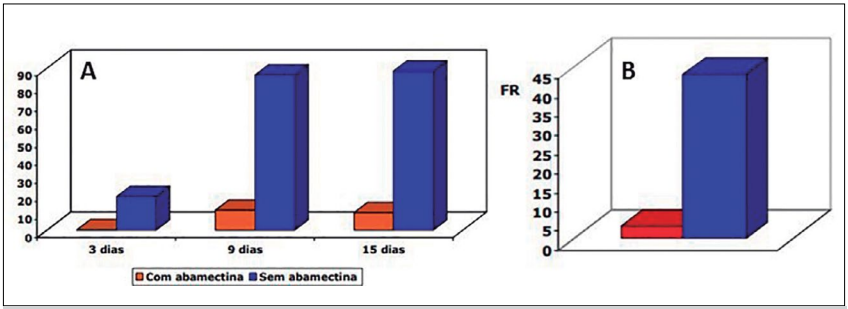


Gráfico 1. Número de *Meloidogyne incognita* nas raízes de algodoeiro originadas de sementes tratadas com abamectina (A) e fator de reprodução de *M. incognita* em algodão, aos 50 dias após a germinação (B). Adaptado de Bessi *et al.* (2007).

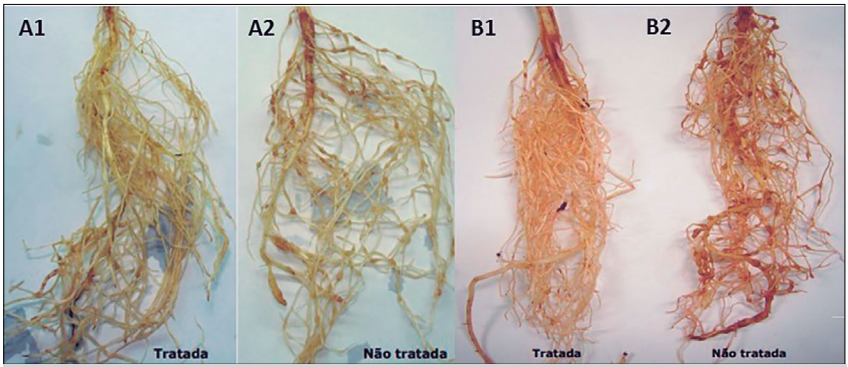


Figura 4. Raízes de algodão tratadas e não tratadas com abamectina, aos 9 (A1 e A2) e 27 (B1 e B2) dias após a germinação. Adaptado de Bessi *et al.* (2007).

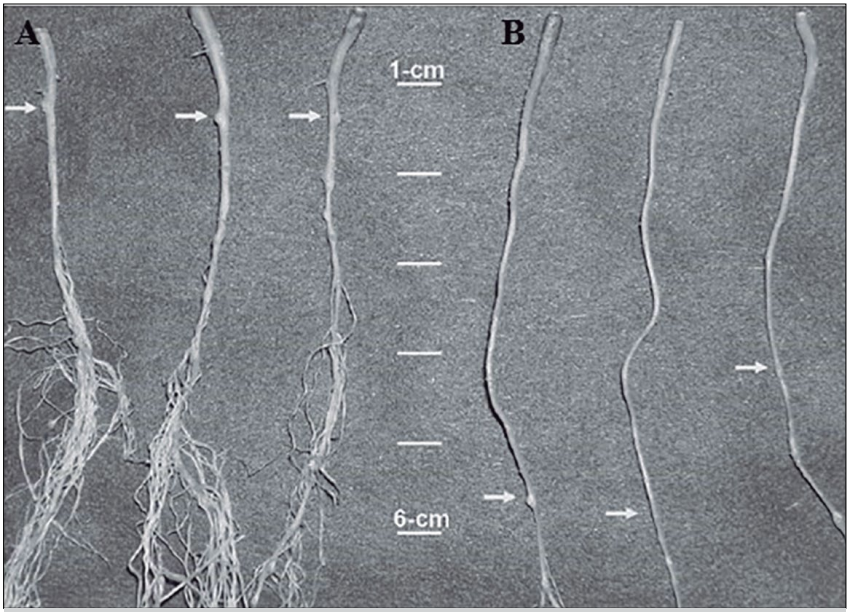


Figura 5. Efeito do tratamento de sementes de algodão com abamectina na posição da formação inicial das galhas nas raízes infestadas com *Meloidogyne incognita*. As raízes secundárias foram removidas a 2 cm abaixo da formação das galhas, para melhor visualização destas. Setas indicam a posição das galhas nas raízes. (A) sem tratamento; (B) com tratamento. Adaptado de Faske & Starr (2006).

trole ao desenvolvimento inicial do sistema radicular (*Figura 5*).

Ainda em casa de vegetação, em experimentos conduzidos pelo Laboratório de Nematologia do Iapar, em Londrina/PR, avaliando diferentes produtos químicos e *Bacillus firmus* em tratamento de sementes para o controle de *M. incognita* em algodão cultivar FM 966, Machado *et al.* (2013) e Mattos *et al.* (2015) observaram que o tratamento de sementes com imidacloprid + thiodicarbe (Cropstar®) foi o mais eficiente em reduzir a população do nematoide em todas as datas de avaliação (30, 45 e 60 dias após a inoculação). O controle foi ainda mais efetivo quando se utilizou a combinação de imidacloprid + thiodicarbe e *B. firmus* (*Gráfico 2*).

Em condições de campo, Oliveira e Kubo (1999), citados por Oliveira (2007), também observaram redução populacional de *M. incognita* no solo e nas raízes de algodoeiro, quando do tratamento com terbufós, aldicarbe ou carbofurano. O melhor tratamento para redução populacional, neste caso, foi aldicarbe, fato refletido em maior produtividade das parcelas sob este tratamento e nos incrementos de produção observados ao final do experimento (*Tabela 2*).

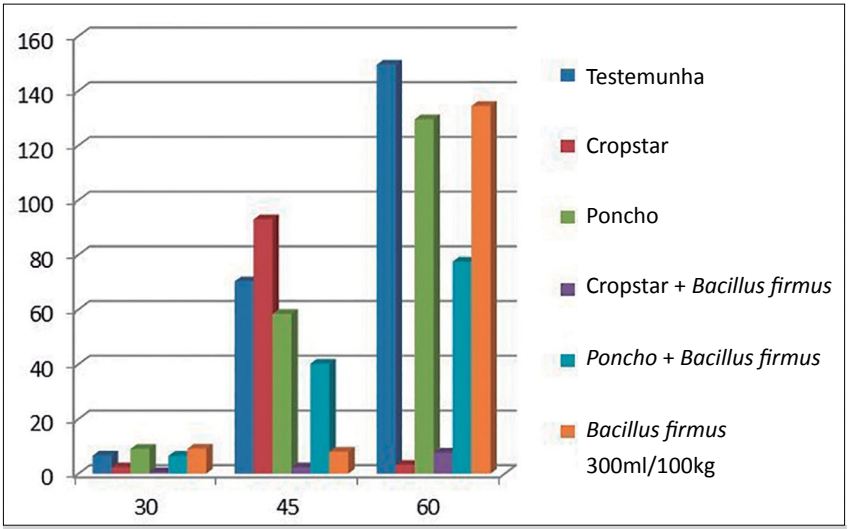


Gráfico 2. Fator de reprodução de *Meloidogyne incognita* em algodão cultivar FM 966, sob diferentes tratamentos de semente. Adaptado de Machado *et al.* (2013) e Mattos *et al.* (2015).

Tabela 2. Número de ovos e juvenis de *Meloidogyne incognita* presentes no solo da rizosfera (250 cm^3) e nas raízes (10 g) de algodoeiro, aos 30 e aos 60 dias após a aplicação de nematicidas e rendimento (kg/ha), aos 155 dias. Vargem Grande do Sul/SP. Adaptado de Oliveira (2007).

Tratamento	População média				Rendimento médio	Incremento (%)
	30 dias		60 dias			
	Solo	Raízes	Solo	Raízes		
Testemunha	337 a	2.467 ab	812 a	4.315 a	1.050,3 b	-
Terbufós	155 ab	1.212 ab	245 bc	512 b	1.239,9 ab	18,1
Aldicarbe	112 b	435 b	177 c	560 b	1.331,6 a	26,8
Carbuforano	250 a	2.152 ab	552 ab	1.530 ab	1.201,1 ab	14,5

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si estatisticamente.

Em estudo de caso no município de Nova Ubiratã/MT, conduzido em área naturalmente infestada pelo nematoide reniforme, foi avaliada a eficiência de cadusafós, na dose de 6 l/ha, em vazão de 30 l/ha, no aumento de produção de algodão cultivar DP 555BGRR (Michel Nessrallah, FMC, comunicação pessoal). O nematicida foi aplicado no sulco de plantio, em jato dirigido (*Figura 3*). Na ocasião da colheita, foi observado acréscimo de produção de 22,38%, o que correspondeu a 60,15 @/ha, com o tratamento nematicida (*Tabela 3*). A receita e os custos da aplicação do nematicida também estão resumidos na *Tabela 3*.

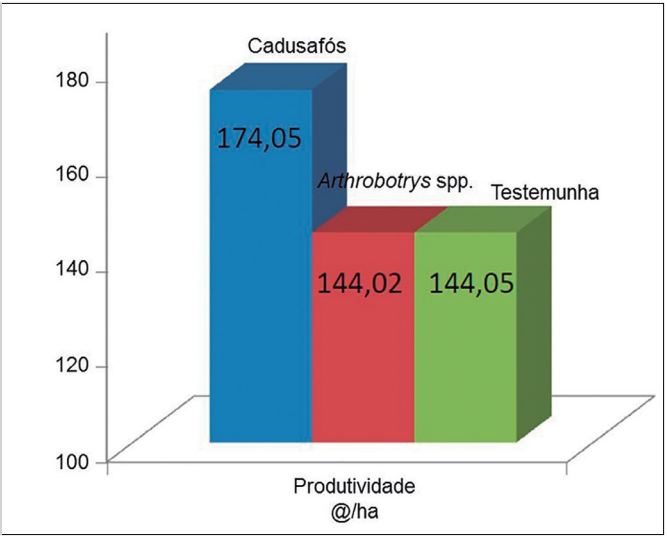
Tabela 3. Produção (@/ha) de algodão em área naturalmente infestada por *Meloidogyne incognita* tratada com cadusafós, preço do algodão, receita bruta, incremento de produção em função do tratamento nematicida e custo do tratamento. Nova Ubiratã/MT. Fonte: Michel Nessrallah, FMC.

Tratamentos	Produção @/há	Preço do algodão US$/@	Receita bruta US$	Incremento produção	Custo nematicida US$/ha
Testemunha	208,60	30	6.258	-	-
Cadusafós	268,75	30	8.063	1.805	90

Em outro estudo de caso no município de Acreúna/GO, conduzido em área naturalmente infestada pelo nematoide reniforme, foi avaliada a eficiência de cadusafós, na dose de 8 l/ha, no aumento de produção de algodão cultivar Fox (*Figura 6*) (Michel Nessrallah, FMC, comunicação pessoal). O nematicida foi aplicado no sulco de plantio, em jato dirigido (*Figura 3C*). Na ocasião da colheita, observou-se acréscimo de produção de 20,82%, o que correspondeu a 30 @/ha de algodão em caroço, com o tratamento nematicida (*Gráfico 3*).

Figura 6. Aspecto de campo de algodão tratado e não tratado com cadusafós, em Acreúna/GO. Fonte: Michel Nessrallah, FMC.

Gráfico 3. Produtividade de algodão em área naturalmente infestada por *Meloidogyne incognita* tratada com cadusafós. Acreúna/GO. Fonte: Michel Nessrallah, FMC.



Rotylenchulus reniformis

Os nematicidas registrados para controle do nematoide reniforme em algodão geralmente são utilizados em elevadas dosagens, e a escolha de um ou outro produto depende do sistema de produção utilizado e das condições climáticas, em função das diferenças de solubilidade entre eles. Frequentemente são observados ganhos de produção na cultura com a utilização de nematicidas, mas, geralmente, a população do nematoide não decresce no solo, ou seja, a população final mantém-se igual ou até mesmo aumenta ao final do ciclo da cultura (Brancalion & Lordello, 1982; Lordello *et al.*, 1984; Oliveira & Kubo, 1999).

Resultados experimentais a campo, comparando-se a aplicação de terbufós, aldicarbe e abamectina em área de produção de algodão infestada por *R. reniformis* em Aral Moreira/MS, mostraram que terbufós, aplicado no sulco de semeadura na dose de 4.050 g i.a./ha, foi o melhor tratamento quanto à população final do nematoide, com reflexos significativos no fator de reprodução, evidenciando um efeito mais duradouro de controle. Além disso, o tratamento com terbufós foi o melhor também quanto à produção de algodão em caroço. Nessa situação, abamectina, tanto em pulverização na parte aérea quanto em tratamento de sementes, mostrou-se ineficiente em reduzir a população do nematoide (Asmus, 2005) (*Tabela 4*).

Tabela 4. População inicial (Pi), população final (Pf), fator de reprodução (FR), número de *Rotylenchulus reniformis* por grama de raízes (nema/g) e produção de algodão em caroço (kg/ha) nos diferentes tratamentos. Fazenda Bom Futuro, Aral Moreira/MS, 2005. Adaptado de Asmus (2005).

Tratamento	i.a./ 100 kg ou ha	Pi	Pf	FR	Nematoides	Produção
Aldicarbe	1.950 g	1.158	326 ab	0,25	69 bc	2.467 ab
Terbufós	4.050 g	1.218	44 b	0,05	11 c	2.672 a
Abamectina	3,6 g	1.546	434 a	0,36	624 a	2.345 ab
Abamectina	7,2 g	1.178	248 ab	0,22	141 bc	2.349 ab
Abamectina	9,0 g	966	347 ab	1,34	250 ab	2.125 b
Testemunha	-	868	492 a	0,67	205 abc	2.295 b

Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem entre si pelo teste de Duncan, ao nível de 5% de significância.

Tabela 5. Número médio de fêmeas de *Rotylenchulus reniformis* em plantas de algodoeiro provenientes de sementes tratadas ou não com nematicidas, inoculadas com 3.000 e 6.000 nematoides por planta, 18 dias após a inoculação. Holambra/SP, 2007. Adaptado de Lovato *et al.* (2007b).

Nematoides por planta	Testemunha	Avicta® 500 FS 100 ml/100 kg	Avicta® 500 FS 300 ml/ 100 kg	Temik® 150
3.000	59,25 a	29,5 ab	20,5 b	26,5 ab
6.000	97,0 a	53,5 ab	18,5 b	61,25 ab

Médias seguidas de mesma letra na linha não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Oliveira (2007) salientou que a causa provável de insucesso da aplicação de aldicarbe e carbofurano para o manejo de nematoides em algodoeiro no Estado de São Paulo seja a pequena persistência destes no solo, aliada a solos com baixa capacidade de retenção de água e pluviosidade irregular. Vale lembrar que aldicarbe é extremamente solúvel em água, carbofurano é muito solúvel e terbufós, pouco solúvel.

Posteriormente, em experimento realizado em casa de vegetação em Holambra/SP, Lovato *et al.* (2007b) observaram proteção radicular ao nematoide reniforme quando do tratamento de sementes de algodão com abamectina (Avicta® 500 FS), na dosagem de 300 ml p.c./ 100 kg de sementes, em duas densidades populacionais do nematoide, 3.000 e 6.000 indivíduos por planta (*Tabela 5*).

Kubo *et al.* (2012) também observaram bom nível de controle de *R. reniformis* quando as sementes de algodão cultivar Fibermax 966 foram tratadas com produtos nematicidas. Além disso, os resultados demonstraram que o tratamento de sementes contribuiu para a diminuição da penetração de *R. reniformis* nas raízes de algodoeiro (22 dias) e menor reprodução do nematoide (44 dias) (*Tabela 6*).

Oliveira *et al.* (1999), citados por Oliveira (2007), também avaliaram o efeito da aplicação de nematicidas no controle de *R. reniformis* em área de algodão infestada em Leme/SP, e observaram redução populacional do nematoide tanto no solo quanto nas raízes, quando da aplicação de diferentes doses de terbufós (Counter 50 ou 150 G) ou aldicarbe (Temik 150 G 13 kg p.c./ha) (*Gráfico 4*).

Visão um pouco diferenciada pode ser observada em experimentos realizados a campo pela Fundação Mato Grosso (Silva,

Tabela 6. Efeito do tratamento de sementes sobre a população final (Pf) e fator de reprodução (FR) de *Rotylenchulus reniformis* em algodoeiro Fibermax 966, 22 e 44 dias após a inoculação.

Tratamento	Dose	Pf	Pf	FR
		22 dias	44 dias	
Testemunha		4,3 ab	1.140 ab	0,57 ab
Imidacloprid + Clothianidin	500 ml/100 kg 350 ml/100 kg	6,3 ab	1.714 a	0,86 a
Thiamethoxan + Abamectina	600 ml/100 kg 250 ml/100 kg	1,0 b	280 cd	0,14 cd
Imidacloprid + Thiodicarb	2.400 ml/100 kg	0,8 b	240 d	0,12 d
Imidacloprid + Thiodicarb + Clothianidin	1.200 ml/100 kg 400 ml/100 kg	0,5 b	308 cd	0,15 cd
Thiodicarb	1.500 ml/100 kg	2,0 b	371 cd	0,19 cd

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem entre si ao nível de 5% de significância, segundo o teste de Tukey.

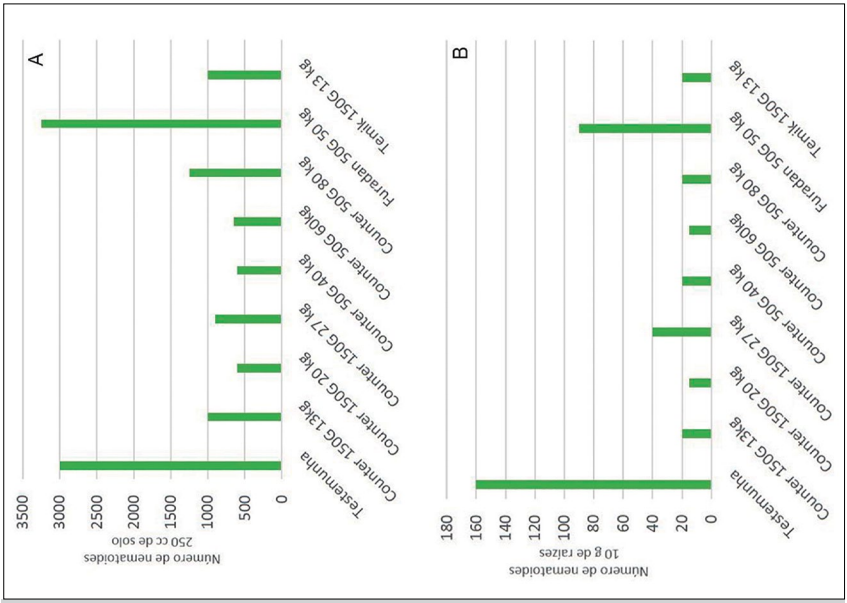


Gráfico 4. Níveis populacionais de *Rotylenchulus reniformis* no solo da rizosfera (A) e nas raízes de algodão (B) cultivar IAC 20, 40 dias após a aplicação de nematicidas. Leme/SP. Adaptado de Oliveira (2007)..

2015), utilizando-se a planta de cobertura vegetal *Crotalaria spectabilis* e tratamentos químicos à base de cadusafós, em área de algodão naturalmente infestada. Evidenciou-se maior crescimento das plantas de algodão quando da associação de ambos os métodos de manejo (*Figura 7D*). A autora cita, portanto, que o controle químico deve ser utilizado preferencialmente em conjunto com uma planta cobertura ou adubação verde, resistente ao nematoide presente na área, e que os maiores retornos em termos de produtividade são vistos quando da integração desses métodos. Aplicações de produtos químicos de maneira isolada em áreas produtoras de algodão podem não surtir o resultado esperado para o controle de nematoides, principalmente levando-se em consideração as condições edafoclimáticas.

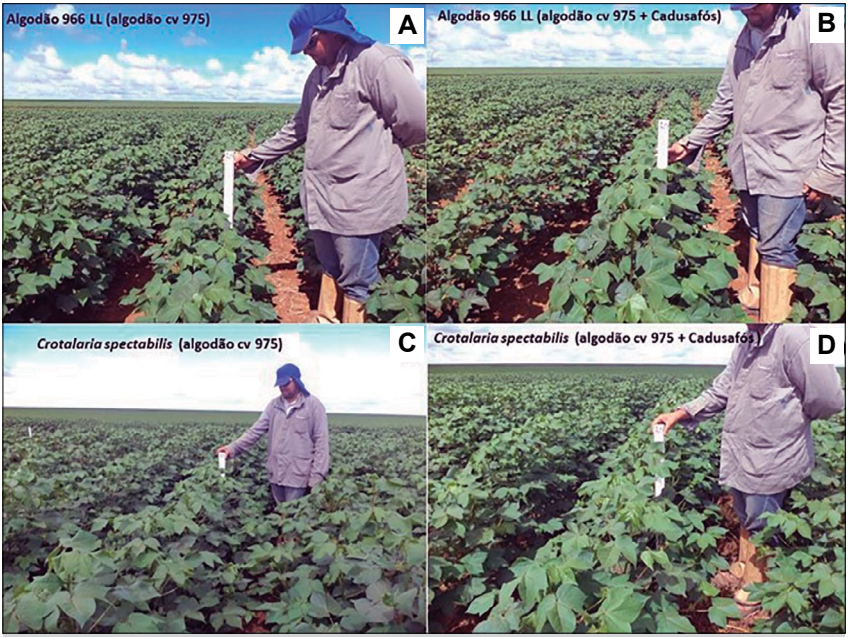


Figura 7. Parcelas experimentais da Fundação Mato Grosso mostrando diferentes manejos da cultura do algodão. (A) Algodão cultivado após algodão. (B) Algodão cultivado após algodão com tratamento à base de cadusafós. (C) Algodão cultivado após *Crotalaria spectabilis*. (D) Algodão cultivado após C. spectabilis com tratamento à base cadusafós. Fonte: Silva (2015).

Pratylenchus brachyurus

O manejo do nematoide-das-lesões, tanto em algodão como em outras culturas, como a soja, é complicado, e os produtos nematicidas geralmente apresentam menor eficiência para esse nematoide, quando em comparação com outros nematoides (Corte, 2013). O próprio hábito parasitário do nematoide-das-lesões, ou seja, a capacidade de migração dentro das raízes e a não formação de um sítio de alimentação por períodos prolongados, como os nematoides-das-galhas, faz com este nematoide fique menos tempo exposto ao produto químico (Castillo & Vovlas, 2007).

Na cultura do algodão, a eficiência da utilização de nematicidas para o controle de *P. brachyurus* tem sido pouco relatada. Em um dos poucos trabalhos a campo, Oliveira *et al.* (1999), citados por Oliveira (2007), verificaram que a aplicação de terbufós e carbofuran em área infestada no município de Leme/SP, foi eficiente em reduzir os níveis populacionais do nematoide no solo, principalmente quando aplicou-se terbufós nas doses de 2,55 e 3,00 kg/ha (*Gráfico 5*).

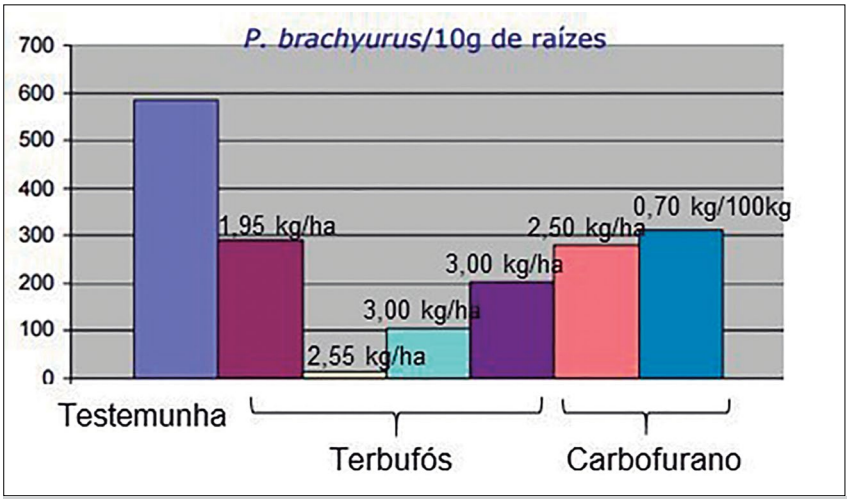


Gráfico 5. Níveis populacionais de *Rotylenchulus reniformis* no solo da rizosfera (A) e nas raízes de algodão (B) cultivar IAC-20, 40 dias após a aplicação de nematicidas. Leme/SP. Adaptado de Oliveira (2007).

Novas moléculas

Uma nova molécula nematicida, fluensulfone, em fase de registro no Brasil, foi testada em áreas experimentais no Estado de Mato Grosso, nos municípios de Primavera do Leste, Campo Verde e Pedra Preta, em áreas de algodão naturalmente infestadas por *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp. e *Rotylenchulus* sp., em comparação a outras moléculas disponíveis no mercado, em pulverização em faixas de 10 cm (*Tabela 7*) (Fonte: Adama).

Tabela 7. Produtos, ingredientes ativos, doses e formas de aplicação de diferentes nematicidas aplicados em áreas produtoras de algodão no Estado de Mato Grosso naturalmente infestadas por *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp. e *Rotylenchulus* sp

Tratamento	Produto	Ingrediente ativo	Dose (l p.c./ha)	Dose (g p.c./ ha)	Forma de aplicação
1	Sem	-	-	-	-
2	MCW2 (MIL FI 0437/90) 480 EC	Fluensulfone	0,5	240	Na semeadura, em faixas de 10 cm
3	MCW2 (MIL FI 0437/90) 480 EC	Fluensulfone	0,6	288	Na semeadura, em faixas de 10 cm
4	MCW2 (MIL FI 0437/90) 480 EC	Fluensulfone	0,75	384	Na semeadura, em faixas de 10 cm
5	MCW2 (MIL FI 0437/90) 480 EC	Fluensulfone	1,0	480	Na semeadura, em faixas de 10 cm
6	Rugby 200 CS	Cadusafós	8,0	1.600	Na semeadura, em faixas de 10 cm
7	Avicta 500 FS	Abamectina	0,3/kg sementes	1,5/kg sementes	Tratamento de sementes

Fonte: Adama.

Os resultados relativos a *Meloidogyne* sp. (*Gráfico 6*) mostraram redução de até 83% na densidade populacional do nematoide (fluensulfone 0,6 l/ha), aos 80 dias após a aplicação dos nematicidas, dependendo da molécula e da dose utilizadas.

Para *Pratylenchus* sp. (*Gráfico 7*), os resultados mostraram redução de até 48,92% na densidade populacional do nematoide (cadusafós 8,0 l/ha), aos 80 dias após a aplicação dos nematicidas, dependendo da molécula e da dose utilizadas.

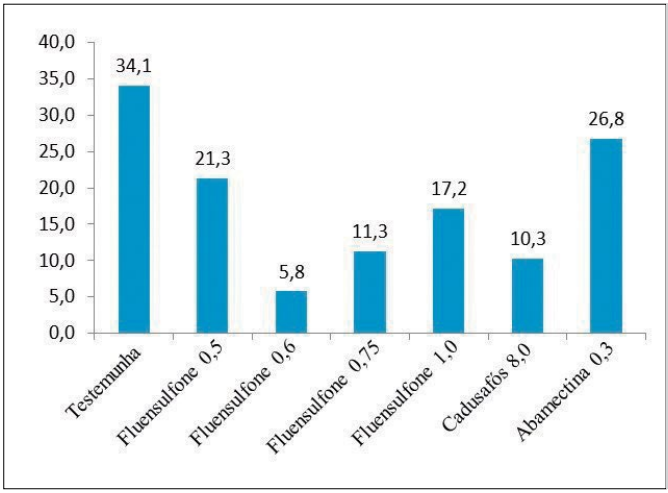


Gráfico 6. População final de *Meloidogyne* sp. em áreas naturalmente infestadas no Estado de Mato Grosso, sob diferentes tratamentos nematicidas. Média de 16 áreas. População inicial do nematoide = 16,44. Fonte: Adama.

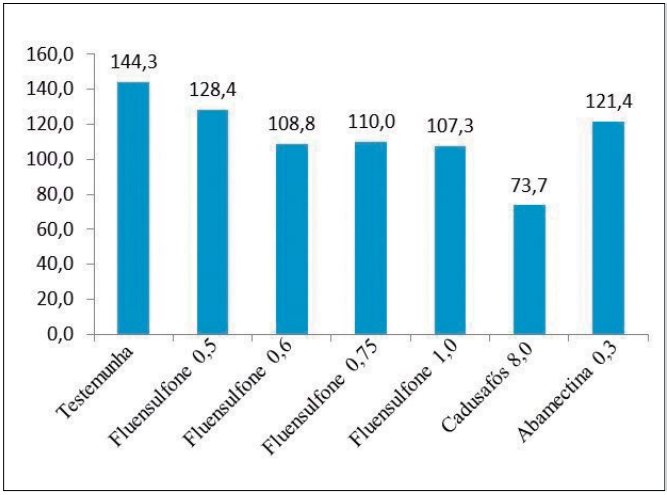


Gráfico 7. População final de *Pratylenchus* sp. em áreas naturalmente infestadas no Estado de Mato Grosso, sob diferentes tratamentos nematicidas. Média de 20 áreas. População inicial do nematoide = 32,52. Fonte: Adama.

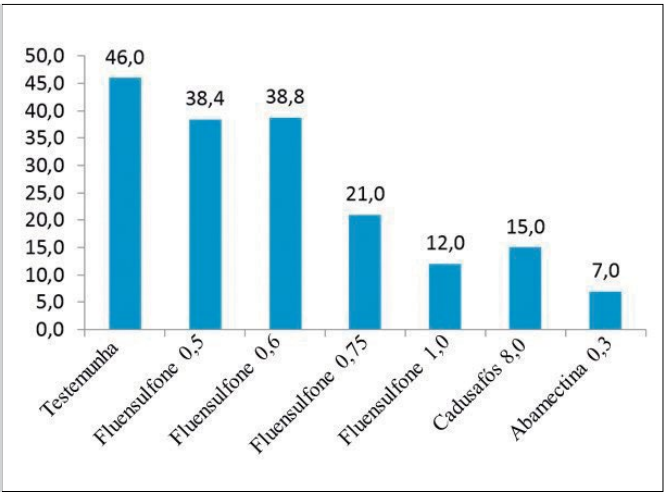


Gráfico 8. População final de *Rotylenchulus* sp. em áreas naturalmente infestadas no Estado de Mato Grosso, sob diferentes tratamentos nematicidas. Média de 5 áreas. População inicial do nematoide = 19,50. Fonte: Adama.

Já para *Rotylenchulus* sp. (*Gráfico 8*), os resultados mostraram maior redução, de até 84,78%, na densidade populacional do nematoide (abamectina 0,3 l/kg sementes), aos 80 dias após a aplicação dos nematicidas, dependendo da molécula e da dose utilizadas.

Em função dos resultados expostos, pode-se verificar grande variação na eficiência dos produtos utilizados no controle de nematoides na cultura do algodão. Provavelmente, tal situação dê-se em virtude de diferentes tipos de solo das áreas experimentais, bem como diferentes regimes de chuva e clima, densidades populacionais iniciais variáveis de acordo com a espécie estudada e, obviamente, pela própria espécie de nematoide. Entretanto, há boas opções disponíveis no momento ou em futuro próximo para o manejo de nematoides, cabendo análise cuidadosa por parte do produtor para a escolha do produto que melhor se enquadre em sua lavoura.

Considerações finais

O manejo de nematoides em algodão, ou qualquer outra cultura de grande extensão, como a soja ou o milho, é bastante complexo. Deve ser muito bem planejado e aliar diferentes ferramentas de manejo, para que o sucesso no controle seja alcançado.

Vários produtos químicos estão disponíveis no mercado, além

de muitos outros estarem em fase de lançamento; cabe ao produtor a escolha daquele que melhor se enquadre dentro de sua realidade, seja por questões financeiras, ou pelas condições edafoclimáticas de sua região.

Produtos que apresentam bons resultados em determinada situação podem não surtir o mesmo efeito em condições completamente diferentes, adversas ao bom funcionamento destes. Por isso é importante que a escolha seja baseada em pesquisas realizadas na própria região do produtor ou, quando não houver, na experiência de técnicos e pesquisadores da área. É muito importante o conhecimento acerca das propriedades químicas e físicas do produto a ser utilizado, de modo a adequá-lo corretamente às necessidades apresentadas para cada caso em particular.

A integração de ferramentas de manejo também é bastante importante, adotando-se o chamado manejo integrado de nematoides. Em função do exposto, observamos que nenhum produto químico, utilizado de maneira isolada ou sem o devido planejamento, atingirá níveis elevados de eficiência no controle de nematoides na lavoura algodoeira. Entretanto, com a adoção de técnicas como a rotação de culturas com não hospedeiros do nematoide, ou mesmo a utilização de plantas de cobertura vegetal, além da escolha de cultivares com níveis mais altos de resistência, o sucesso no manejo será muito maior.

Por parte das empresas desenvolvedoras de novos produtos, a pesquisa visando o conhecimento acerca do modo de ação das moléculas deve ser priorizada, bem como a de tecnologias de aplicação mais eficientes e menos perigosas ao meio ambiente e ao usuário. Com produtos menos tóxicos, mais eficientes no controle de nematoides e com tecnologias de aplicação eficazes, o manejo de nematoides ganhará qualidade, e a produtividade da cultura estará garantida, assegurando o desenvolvimento sustentável da agricultura.

Referências

ASMUS, G. L. Eficiência de nematicidas no controle de *Rotylenchulus reniformis* na cultura do algodoeiro. In: V Congresso Brasileiro de Algodão, Salvador. 2005. **Resumos**. Acesso em 30 de junho de 2015. Disponível em: http://www.cnpa.embrapa.br/produtos/algodao/publicacoes/trabalhos_cba5/283.pdf. 2005.

BESSI, R.; SUJIMOTO, F. R.; SILVA, R. A.; INOMOTO, M. M. Efeito do tratamento de sementes de algodão com abamectina na penetração e desenvolvimento inicial de *Meloidogyne incognita*. In: VI Congresso Brasileiro de Algodão, Uberlândia, MG, 2007. **Resumos**. Acesso em 30 de junho de 2015. Disponível em: http://www.cnpa.embrapa.br/produtos/algodao/publicacoes/cba6/trabalhos/Nematologia/Trabalho%20N05.pdf

BRANCALION, A. M.; LORDELLO, L. G. E. Controle químico de *Rotylenchulus reniformis* em algodoeiro. In: V Reunião da Sociedade Brasileira de Nematologia, Londrina. **Resumos**. 1982, pp. 191-195.

CABRERA, J. A.; KLEWNICK, S.; FRIMM, C.; DABABAT, A. A.; SIKORA, R. A. Efficacy of abamectin seed treatment on *Pratylenchus zeae*, *Meloidogyne incognita* and *Heterodera schachtii*. **Journal of Plant Diseases and Protection**, 116:124-128, 2009.

CARTER, W. A promising new soil amendment and disinfectant. **Science**, 97:383-384, 1943.

CASTILLO, P.; VOVLAS, N. **Pratylenchus (Nematoda: Pratylenchidae): Diagnosis, Biology, Pathogenicity and Management.** Nematology Monographs and Perspectives, Koninklijke Brill NV, Leiden, 2007.

CAYROL, J. C.; DJIAN, J. P.; FRANKOWSKI, C. Efficacy of abamectin B1 for the control of *Meloidogyne arenaria*. **Fundamental and Applied Nematology**, 16:239-246, 1993.

CHRISTIE, J. R. Some preliminary tests to determine the efficacy of certain substances when used as soil fumigants to control the root knot nematode, *Heterodera marioni* (Cornu) Goodey. **Proceedings of the Helmithological Society**, 12:14-19, 1945.

CORTE, G. D. Tecnologia de aplicação de agrotóxicos no controle de fitonematoides em soja. **Dissertação** (Mestrado), Universidade Federal de Santa Maria, Centro de Ciências Rurais, RS, 2013, 61 pp.

FASKE, T. R.; STARR, J. L. Cotton root protection from plant-parasitic nematodes by abamectin-treated seed. **Journal of Nematology**, 39:27-30, 2006.

HOUGH, A.; THOMASON, I. J. Effects of aldicarb on the behaviour of *Heterodera schachtii* and *Meloidogyne javanica*. **Journal of Nematology**, 7:221-229, 1975.

HUANG, S. P.; VAN GUNDY, S. D. Effects of aldicarb and its sulfoxide and sulfone on the biology of *Tylenchulus semipenetrans*. **Journal of Nematology**, 10:100-106, 1978.

INOMOTO, M. M.; ASMUS, G. L. Controle de nematoides une resistência, rotação e nematicidas. **Visão Agrícola**, 2006, pp. 47-50. Acesso em: 30 de junho de 2015. Disponível em: http://nematologia.com.br/wp-content/uploads/2012/07/marimus.pdf).

JOHNSON, O. M.; GODFREY, G. H. Chloropicrin for nematode control. **Industrial Engineering Chemistry**, 24:311-313, 1932.

JOHNSON, A. W. The role of nematicides in nematode management. In: Sasser, J. N. & Carter, C. C. (Eds). An advanced treatise on *Meloidogyne*, v.1, **Biology and Control**, 1985. p. 249-267

KOENNING, S. R.; KIRKPATRICK, T. L.; STARR, J. L.; WRATHER, J. A.; WLAKER, N. R.; MUELLER, J. D. Plant-parasitic nematodes attacking cotton in the United States: Old and emerging production challenges. **Plant Disease**, 88:100-113, 2004.

KUBO, R. K.; MACHADO, A. C. Z.; OLIVEIRA, C. M. G. Efeito do tratamento de sementes no controle de *Rotylenchulus reniformis* em dois cultivares de algodão. **Arquivos do Instituto Biológico**, 79:239-245, 2012.

LORDELLO, A. I. L.; LORDELLO, R. R. A. & SABINO, N. P. Efeito de nematicidas nos caracteres econômicos de algodoeiros cultivados em solo infestado por Helicotylenchus sp. e *Rotylenchulus reniformis*. **Nematologia Brasileira**, 8:47-55, 1984.

LOVATO, B. V.; NASCIMENTO JUNIOR, A. C.; BUZZERIO, N. F.; MARTINHO, L. Avaliação da eficiência do nematicida Avicta® 500 FS para o controle de *Meloidogyne incognita* em diferentes cultivares de algodoeiro *Gossypium hirsutum* através do tratamento de sementes. In: VI Congresso Brasileiro de Algodão, Uberlândia, MG. **Resumos**. 2007a. Acesso em 30 de junho de 2015. Disponível em: http://www.cnpa.embrapa.br/produtos/algodao/publicacoes/cba6/trabalhos/Nematologia/Trabalho%20N06.pdf

LOVATO, B. V.; NASCIMENTO JUNIOR, A. C.; BUZZERIO, N. F.; MARTINHO, L. Eficiência do nematicida abamectina (Avicta® 500 FS) para o controle de *Rotylenchulus reniformis* em algodoeiro *Gossypium hirsutum* através do tratamento de sementes. In: VI Congresso Brasileiro de Algodão, Uberlândia, MG. **Resumos**. 2007b. Acesso em 30 de junho de 2015.

Disponível em: http://www.cnpa.embrapa.br/produtos/algodao/publicacoes/cba6/trabalhos/Nematologia/Trabalho%20N07.pdf

McBETH, C. W. Some practical aspects of soil fumigation. **Plant Disease Reporter Supplement**, 227:95-97, 1954.

MACHADO, A. C. Z.; MATTEI, D.; MARINI, P. M.; DADAZIO, T.; NAMUR, F. M. Efeito de Votivo (*Bacillus firmus*), utilizado via tratamento de sementes, no controle de *Meloidogyne incognita* em algodoeiro. In: XXXI Congresso Brasileiro de Nematologia, Cuiabá, MT. **Atas**. 2013, p. 61.

MAIN, A. R. Cholinesterase inhibitors. In: Hodgson, E. & Guthrie (Eds). **Introduction to biochemicaltoxicology**. Elsevier, New York, 1980, 437 pp.

MATTOS, C. B.; ZENI, F.; DADAZIO, T. S.; SILVA, S. A.; MACHADO, A. C. Z. Votivo® (*Bacillus firmus*) no controle de *Meloidogyne incognita* em algodoeiro. In: XXXII Congresso Brasileiro de Nematologia, Londrina, PR. **Atas**. 2015, pp.169-170.

MUELLER, J.; KIRKPATRICK, T.; OVERSTREET, C.; KOENNING, S.; KEMERAIT, B.; NICHOLS, B. **Managing nematodes in cotton-based cropping system**. Cary, NC: Cotton, Inc., 2012.

NELMES, A. J. Behavioral responses of *Heterodera rostochiensis* larvae to aldicarb and its sulfoxide and sulfone. **Journal of Nematology**, 2:223-227, 1970.

NOVARETI, W. R. T.; REIS, A. M. Influência do método de aplicação de nematicidas no controle de *Pratylenchus zeae* em soqueiras de cana-de--açúcar e definição dos níveis de dano e de controle. **Nematologia Brasileira**, 33:83-89, 2009.

OLIVEIRA, C. M. G.; KUBO, R. K. Controle químico de nematoides em algodoeiro com terbufós. In: II Congresso Brasileiro de Algodão, Ribeirão Preto. **Resumos**. 1999, pp. 4465-448.

OLIVEIRA, C. M. G. Importância dos nematoides na cultura do algodão em São Paulo; manejo de nematoides por meio de nematicidas. In: VI Congresso Brasileiro de Algodão, Uberlândia, MG. **Resumos**. 2007. Acesso em 30 de junho de 2015. Disponível em: http://www.cnpa.embrapa.br/produtos/algodao/publicacoes/cba6/palestras/1405.pdf

PUTTER, I.; MacCONNEL, J. G.; PREISER, F. A.; HAIDRI, A. A.; RISTICH, S. S.; DYBAS, R. A. Avermectins: Novel inseticides, acaricides and nematicides from a soil microorganism. **Experientia**, 37:963-964, 1981.

RASKI, D. J. Soil fumigation for the control of nematodes on grape replants. **Plant Disease Reporter**, 38:811-817, 1954.

SCHMITT, D. P. Preliminary and advanced evaluation of nematicides. In: Sasser, J.N. & Carter, C.C. (Eds). An advanced treatise on *Meloidogyne*, v.1, **Biology and Control**, 1985. p. 241-248.

SILVA, R. A. Nematoide – consequência do planejamento do sistema produtivo. In: XXXII Congresso Brasileiro de Nematologia, Londrina, PR. **Atas**. 2015, pp. 70-71.

SPURR, H. W. Mode of action of nematicides. In: Sasser, J.N. & Carter, C.C. (Eds). An advanced treatise on *Meloidogyne*, v.1, **Biology and Control**, 1985. p. 269-276.

STARR, J. L.; KOENNING, S. R.; KIRKPATRICK, T. L.; ROBINSON, A. F.; ROBERTS, P. A.; NICHOLS, R. L. The future of nematode management in cotton. **Journal of Nematology**, 39:283-294, 2007.

WADE, R. S.; CASTRO, C. E. The oxidation of heme proteins by alkyl halides. **Journal of American Chemical Society**, 95:226-231, 1973.

Com a intensificação da produção agrícola nos cerrados, a prática de duplo cultivo durante uma safra agrícola em Mato Grosso e o uso limitado das rotações de culturas, as populações de nematoides fitoparasitas aumentaram drasticamente. *Meloidogyne incognita* e *Rotylenchulus reniformis* tornam-se atualmente pragas-chave para o cotonicultor do Centro-Oeste brasileiro. A fim de ajudar agrônomos e técnicos a entender melhor a complexidade do assunto, esta publicação faz uma revisão bibliográfica detalhada sobre a biologia desses nematoides parasitas do algodoeiro e os métodos de controle que podem ser implementados para, pelo menos, reduzir o impacto sobre a produção algodoeira. Temos de ter consciência que somente o uso conjunto dos métodos de controle genético, químico, biológico e cultural permitirá a redução a longo prazo dos prejuízos econômicos causados pelos parasitas.

imamt
INSTITUTO MATO-GROSSENSE DO ALGODÃO

Rua Eng Edgard Prado Arze, 1777
Ed. Cloves Vettorato 2 andar Quadra 03
Centro Político Administrativo, Cuiabá - MT
CEP 78049-015Fone: (65) 3624-1840
ima@imamt.com.br

Apoio financeiro:

IBA Instituto Brasileiro do Algodão