



Universidade de Brasília Instituto de Ciências Biológicas
Departamento de Fitopatologia
Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia

**Reação de cultivares de algodão (*Gossypium hirsutum* L.) ao
nematoide *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919)
Chitwood, 1949 e eficiência de métodos de destruição de soqueira
sobre fitonematoides do algodoeiro**

CAIO FELIPE DE BARROS SOUZA

BRASÍLIA - DISTRITO FEDERAL

BRASIL

2020

CAIO FELIPE DE BARROS SOUZA

Reação de cultivares de algodão (*Gossypium hirsutum* L.) ao nematoide *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949 e eficiência de métodos de destruição de soqueira sobre fitonematoides do algodoeiro

Dissertação apresentada à Universidade de Brasília como requisito parcial para a obtenção do título de Mestre em Fitopatologia pelo Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia.

Orientador

Prof. Cleber Furlanetto, Ph.D.

Coorientador

Fabiano José Perina, Ph.D.

BRASÍLIA - DISTRITO FEDERAL

BRASIL

2020

Trabalho realizado junto ao Departamento de Fitopatologia do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade de Brasília, sob orientação do **Professor Cleber Furlanetto**, com apoio do Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – CAPES, Fundação Bahia e da Embrapa Algodão – CNPA

Reação de cultivares de algodão (*Gossypium hirsutum* L.) ao nematoide *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949 e eficiência de métodos de destruição de soqueira sobre fitonematoides do algodoeiro

Caio Felipe de Barros Souza

TESE APROVADA em _05/03/2020, por:

Dr. Jadir Borges Pinheiro
Examinador externo – Embrapa Hortaliças

Dra. Mara Rúbia da Rocha
Examinador externo – UFG

Dr. Cleber Furlanetto
Orientador (Presidente) – UnB-PPG-FIT

BRASÍLIA – DISTRITO FEDERAL
BRASIL
2020

FICHA CATALOGRÁFICA

Ficha catalográfica elaborada automaticamente, com os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

SO729r Souza, Caio Felipe de Barros
Reação de cultivares de algodão (*Gossypium hirsutum* L.) ao nematoide *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949 e eficiência de métodos de destruição de soqueira sobre fitonematoides do algodoeiro. / Caio Felipe de Barros Souza; orientador Cleber Furlanetto; co orientador Fabiano José Perina. -- Brasília, 2020.
82 p.

Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) -- Universidade de Brasília, 2020.

1. Controle cultural. 2. *Gossypium hirsutum*. 3. resistência genética. 4. *Meloidogyne*. I. Furlanetto, Cleber, orient. II. Perina, Fabiano José, co-orient. III. Título.

AGRADECIMENTOS

À Universidade de Brasília e ao Programa de Pós-graduação em Fitopatologia, por possibilitar a realização do mestrado que me proporcionou tamanho crescimento pessoal e profissional.

Aos professores do PPG/FIT, pelos ensinamentos que serviram como alicerce para a condução deste trabalho e servirão como base para toda a carreira profissional.

Ao Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pelo apoio financeiro através da bolsa.

Aos membros desta banca, Dr. Jadir Borges Pinheiro, Dra. Mara Rúbia da Rocha e Dr. Juvenil Enrique Cares, cujas contribuições certamente elevaram o nível deste trabalho.

Ao professor Cléber Furlanetto, cujos ensinamentos, amizade e orientação tornaram o mestrado um caminho mais fácil de ser trilhado. Do mesmo modo ao Dr. Fabiano José Perina pelos ensinamentos, total suporte ao trabalho e companheirismo, sem os quais a realização deste trabalho não seria possível.

À Fundação Bahia e toda a sua equipe, por fornecer toda a estrutura física, de recursos humanos e financeiros que deram suporte à condução dos ensaios de campo e casa de vegetação.

À Embrapa Algodão, especialmente ao Dr. Fabiano José Perina e ao Sr. Arnaldo Alencar pelo apoio e experiência.

Ao Laboratório NemaFito, por ceder o seu espaço e a sua equipe para realização dos trabalhos.

À minha namorada Nathalia Kreling, por toda a compreensão, parceria, apoio e pelas incontáveis horas de suporte durante a elaboração desse trabalho.

À toda minha família, em especial minha mãe Ednalva Pereira de Barros e minha prima Renata Ferreira Cavalcante por me apoiar e continuar acreditando nos meus sonhos.

A todos os meus colegas do PPG/FIT, em especial Amanda Araújo, Alexandre Fernandes, Érica Castro, Vitória Monteiro e Dezianny Ferreira, que tornaram a jornada mais fácil com o apoio e amizade nos vários momentos difíceis.

Enfim, agradeço a todos aqueles que de alguma forma contribuíram para a realização do trabalho de dissertação como um todo.

SUMÁRIO

AGRADECIMENTOS.....	5
SUMÁRIO	6
Lista de Tabelas.....	i
Lista de Figuras	i
RESUMO GERAL.....	iii
GENERAL ABSTRACT	iv
INTRODUÇÃO GERAL	v
HIPÓTESES.....	vii
OBJETIVOS.....	vii
1.1. Objetivo geral	vii
1.2. Objetivos específicos.....	vii
CAPÍTULO 1	1
Revisão de Literatura	1
1.1. Cultura do algodoeiro no Brasil e no mundo.....	1
1.2. Doenças do algodoeiro	2
1.3. Nematóide das galhas	3
1.4. Controle de nematoides	5
1.5. Resistência do algodoeiro a <i>M. incognita</i>	7
1.6. Vazio sanitário na cotonicultura	9
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	11
CAPÍTULO 2.....	17
Resposta de cultivares comerciais de algodão (<i>Gossypium hirsutum</i> L) ao nematóide <i>Meloidogyne incognita</i> (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949	17
RESUMO	17
ABSTRACT	18
INTRODUÇÃO	19
MATERIAL E MÉTODOS	20

Ensaio em casa-de-vegetação.....	20
Obtenção do inóculo.....	21
Semeadura e condução das cultivares de algodão.....	21
Extração de <i>M. incognita</i> de sistemas radiculares.....	22
Avaliação dos algodoeiros inoculados	22
Análise estatística:.....	23
RESULTADOS.....	24
DISCUSSÃO.....	33
CONCLUSÕES.....	35
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	35
CAPÍTULO 3.....	39
Eficiência de métodos de destruição de soqueira sobre fitonematoides do algodoeiro	39
RESUMO	39
ABSTRACT.....	40
INTRODUÇÃO	41
MATERIAL E MÉTODOS	42
Localização do experimento.....	42
Levantamento da fauna nematológica.....	43
Semeadura do algodão	44
Ensaio em campo com destruição de soqueira de algodão	44
Análise estatística.....	47
RESULTADOS.....	47
DISCUSSÃO.....	52
CONCLUSÃO	56
CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	56
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	56
ANEXOS.....	61

Lista de Tabelas

Tabela 1 - Características químicas do solo da área experimental	42
Tabela 2 - Média populacional ² de fitonematoides em solo (200 cm ³) e raízes (10g), com diferentes métodos de destruição de soqueira em diferentes épocas de avaliação.....	49

Lista de Figuras

Figura 1 - Área plantada e produção de pluma dos principais estados produtores na safra 2018/19. Fonte: CONAB (acesso 18/02/2020)	2
Figura 2 - A: Sacos plásticos preenchidos com substrato e identificados; B: Bancadas com plantas com 20 dias após germinação; C: Furos no solo para inoculação dos ovos e J2 de <i>M. incognita</i> ; D: Inoculação de suspensão de ovos e eventuais J2 de <i>M. incognita</i>	21
Figura 3 - A: Planta cortada na altura do colo; B: Raízes trituradas com hipoclorito de sódio a 1%; C: Suspensão retida na peneira de 500 mesh e vertida em tubos plásticos. 23	
Figura 4 – Média do fator de Reprodução de <i>Meloidogyne incognita</i> em cultivares comerciais de algodoeiro (<i>Gossypium hirsutum</i> L.) avaliadas aos 120 dias após a inoculação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste Scott-knot a 5% de probabilidade. (CV%= 25,8).	25
Figura 5 – Média do índice de galhas (IG) e índice de massas de ovos (IMO) de <i>Meloidogyne incognita</i> em cultivares comerciais de algodoeiro (<i>Gossypium hirsutum</i> L.) avaliados aos 120 dias após a inoculação (CV%/IG= 18,8; CV%/IMO= 21,7).....	26
Figura 6 - Sistema radicular de cultivares de algodoeiro suscetíveis de a <i>M. incognita</i> , 120 dias após a inoculação com 10.000 ovos e eventuais J2.	27
Figura 7 - Sistema radicular de cultivares de algodoeiro resistentes a <i>M. incognita</i> , 120 dias após a inoculação com 10.000 ovos e eventuais J2..	28
Figura 8 – Média do número total de ovos de <i>Meloidogyne incognita</i> por sistema radicular nos genótipo de algodoeiro (<i>Gossypium hirsutum</i> L.) avaliado aos 120 dias após a inoculação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Scott-knot a 5% de probabilidade. (CV%= 27,5).....	30
Figura 9 – Média do número de ovos de <i>Meloidogyne incognita</i> por grama de raiz de cultivares comerciais de algodoeiro (<i>Gossypium hirsutum</i> L.) avaliadas aos 120 dias após a inoculação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Scott-knot a 5% de probabilidade. (CV%= 30,48).....	31

Figura 10 – Média da massa de raízes de cultivares comerciais de algodoeiro (<i>Gossypium hirsutum</i> L.) inoculadas com o nematoide <i>Meloidogyne incognita</i> e avaliadas aos 120 dias após a inoculação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste Scott-knot a 5% de probabilidade. (CV%= 22,9)	32
Figura 11 - Temperatura mínima, máxima, média e umidade relativa do ar de 1 de agosto a 30 de setembro de 2019.	43
Figura 12 - Tratamentos aplicados à área experimental: A) Destruição química da soqueira, B) Destruição mecânica com arrancador em “V”, C) Destruição mecânica com 3 gradagens, D) Destruição mecânica com 3 gradagens e umidade.....	45
Figura 13 – Média e desvio padrão de nematoides fitoparasitas/200cm ³ de solo + 10g de raiz de solo quantificados aos 60, 90 e 120 dias após a emergência de algodoeiro cv. TMG 44B2RF.....	48
Figura 15 – Curvas de regressão e desvio padrão da população fitonematoides em solo (200 cm ³) e raízes (10g) em função de diferentes épocas de avaliação com diferentes métodos de destruição de soqueira da cultura do algodoeiro. A: <i>Meloidogyne</i> , B: <i>Pratylenchus</i> , C: <i>Mesocriconema</i>	51

RESUMO GERAL

Souza, Caio Felipe de Barros. **Reação de cultivares de algodão (*Gossypium hirsutum* L.) ao nematoide *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949 e eficiência de métodos de destruição de soqueira sobre fitonematoides do algodoeiro.** 2020. 77p. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) – Universidade de Brasília, Brasília, Distrito Federal.

Os nematoides são um dos mais importantes grupos de patógenos da cultura do algodoeiro, sendo a espécie *Meloidogyne incognita* causadora de maior dano a essa cultura. Sendo assim, é importante determinar ferramentas de controle eficientes e que visem um menor custo econômico. Dessa maneira, esse trabalho teve como objetivo avaliar a reação de cultivares comerciais de algodão a *M. incognita* e a eficiência dos métodos de destruição dos restos culturais sobre a população dos fitonematoides do algodoeiro. O trabalho de reação de cultivares de algodoeiro ao *M. incognita* foi instalado em casa de vegetação localizada na Fundação Bahia (Luís Eduardo Magalhães, Bahia), com 39 cultivares e seis repetições em delineamento de blocos ao acaso, inoculado com 10.000 ovos e eventuais J2 de *M. incognita* raça 3. Após 120 dias da inoculação foi avaliado o peso radicular, índice de galhas, índice de massas de ovos e fator de reprodução. Dos genótipos testados o IAC 25RMD, M 315RNR e IMA 5801B2RF reduziram a população do nematoide, enquanto as demais cultivares apresentaram fator de reprodução superior a 1 e altos índices de galhas e massas de ovos, mostrando-se suscetíveis ao nematoide das galhas. Com o objetivo de testar a eficiência dos métodos de destruição de soqueira do algodoeiro foi montado um ensaio de campo localizado em Luís Eduardo Magalhães/BA, com quatro métodos de destruição. Foi utilizado grade aradora, grade aradora seguida de adição de umidade, arrancador de soqueira e destruição química. Os tratamentos foram feitos em 5 repetições, sendo avaliado 200cm³ de solo e 10g de raízes coletadas aos 0, 15, 30 e 45 dias após a aplicação dos tratamentos, onde se quantificou os nematoides presentes. Para *Meloidogyne* o arrancador de soqueira foi o mais eficiente para o controle aos 45 dias após a aplicação dos tratamentos, e a destruição química foi a que menos reduziu a população. Aos 45 dias o tratamento químico foi o que mostrou menor eficiência para *Pratylenchus*. O *Mesocriconema* reduziu a sua população ao longo dos períodos de coleta independente do tratamento.

Palavras-chave: Controle cultural, *Gossypium hirsutum*, resistência genética.¹

Orientador – Cleber Furlanetto (Ph.D.) – Universidade de Brasília.

Co Orientador – Fabiano José Perina (D. Sc.) – Embrapa Algodão (CNPQ)

GENERAL ABSTRACT

Souza, Caio Felipe de Barros. **Reaction of cotton cultivars (*Gossypium hirsutum* L.) to the nematode *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949 and efficiency of methods of crops remains destruction on cotton nematodes.** 2020. 77p. Dissertation (Master degree in Phytopathology) – Universidade de Brasília, Brasília, Distrito Federal.

Nematodes are the most important group of pathogens in cotton culture. The species *Meloidogyne incognita* is the species that causes the greatest damage to this crop. Therefore, it is important to determine efficient control tools to achieve lower economic costs. In this way, this work aimed to evaluate the reaction of commercial cotton cultivars to *M. incognita* and the efficiency of methods of destruction of crops remains on the population of cotton nematodes. The reaction of cotton cultivars to *M. incognita* was evaluated in a greenhouse located at the Fundação Bahia (Luís Eduardo Magalhães, Bahia), with 39 cultivars and six replications in randomized block design, inoculated with 10,000 eggs and J2 of *M. incognita* race 3 per plant. After 120 days of inoculation, root weight, gall index, egg mass index and the reproduction factor were evaluated. From the tested genotypes, IAC 25RMD, M 315RNR and IMA 5801B2RF reduced the nematode population, the other cultivars showed a reproduction factor greater than 1 and high gall and egg mass index, showing susceptibility to the root-knot nematode. Testing efficiency of the methods of destroying the cotton stalk, a field trial was set up in Luís Eduardo Magalhães / BA, with four methods of destruction: using a plow, a plow followed by the addition of moisture, "V" stub puller and chemical destruction with herbicide. The treatments were carried out in 5 replications, and evaluate with samples at 200cm³ of soil and 10g of roots collected at 0, 15, 30 and 45 days after the application of treatments and where the nematodes of each genus were quantified For *Meloidogyne*, the "V" stub puller was the most efficient for control at 45 days after the application of treatments, and chemical destruction was the one that reduced the population the least. At 45 days, the chemical treatment showed the least efficiency for *Pratylenchus*. *Mesocriconema* reduced its population over the collection periods regardless of treatment. **Keywords:** Cultural control, *Gossypium hirsutum*, genetic resistance.

Guidance Committee: Cleber Furlanetto (D. Sc.) – Universidade de Brasília. (Advisor)
Fabiano José Perina (D. Sc.) – Embrapa Algodão (CNPQ). (Co advisor)

INTRODUÇÃO GERAL

No Brasil, a expansão da cultura do algodão (*Gossipium hirsutum* L.) está relacionada à revolução industrial. Com ela, o algodoeiro passou a ser cultivado em diferentes regiões brasileiras, especialmente no Nordeste, constituindo-se um dos pilares do espaço agrário regional (Marinho, 2016).

Nos últimos anos, a forte expansão das áreas cultivadas no Brasil, aliada ao alto investimento em pesquisas, tem proporcionado a difusão de novas tecnologias nas principais regiões produtoras de algodão do Brasil (Centro-Oeste e Nordeste) (CONAB, 2020).

Para o algodão, novas variedades têm proporcionado um ciclo mais definido, alta produtividade, rendimento de pluma mais alto, resistência ao ataque de pragas, tolerância a herbicidas e às principais doenças (Galbieri *et al.*, 2018).

Apesar da elevada produtividade alcançada em plantios de algodão no Brasil, danos ao algodoeiro com perdas relevantes de produção podem ocorrer devido principalmente ao uso sequencial de cultivares suscetíveis, ao clima favorável ao desenvolvimento de fitopatógenos e à adoção de práticas culturais inadequadas (Chitarra, 2014).

Estresse biótico causado por diferentes grupos de fitopatógenos como fungos, bactérias, vírus ou nematoides é cada vez mais frequente em lavouras de algodão cultivadas mundialmente. Fungos e nematoides são os mais limitantes ao desenvolvimento do algodoeiro, com destaque para *Ramulariopsis gossypii* (Speg.) U. Braun *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949.

Diferentes fitonematoides têm sido relatados como causadores de dano à cultura do algodão no mundo como *M. incognita*, *Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira, 1940, *Pratylenchus brachyurus* Godfrey, 1929, *Belonolaimus longicaudatus* Rau, 1958, *Belonolaimus gracilis* Steiner, 1949, *Haplolaimus Columbus* Sher, 1963, *Paratrichodorus* spp. Siddiqi, 1974 e *Tylenchorhynchus* spp. Cobb, 1913 (Starr, 1998).

No Brasil, *M. incognita*, *R. reniformis* e *P. brachyurus* são as principais espécies causadoras de perdas econômicas (Hartman e Sasser, 1985). *M. incognita* apresenta 4 raças fisiológicas, sendo as raças 3 e 4 parasitas do algodoeiro.

Algodoeiros infectados com *M. incognita* apresentam raízes com galhas de diferentes tamanhos e sistema radicular reduzido com poucas raízes secundárias. Na parte aérea, as plantas apresentam crescimento reduzido, folhas com deficiência mineral, cloróticas e com aspecto “carijó”, sendo comum a ocorrência de murcha nas horas mais quentes do dia (Kirkpatrick *et al.*, 1991).

O uso de cultivares resistentes é o método mais desejado para o controle de nematoides, pois não onera os custos de produção e não contamina o meio ambiente (Davis e Stetina, 2016). As cultivares comerciais de algodão lançadas ao longo do tempo são oriundas de cruzamentos entre parentais selvagens e resistentes, mas com valor agrônomico baixo, e cultivares altamente produtivas, mas suscetíveis aos nematoides.

O cruzamento entre algodoeiros com resistência moderada Clewewilt 6 e Wild Mexican Jack Jones deram origem a Auburn 623 RNR com elevado nível de resistência. A maioria das linhagens resistentes vem do cruzamento com Auburn 623 e Auburn 634 RNR (Silva, 2014). Outra fonte de resistência moderada é Acala Nem X a qual também utilizada em cruzamentos visando a obtenção de cultivares comerciais resistentes (Jenkins *et al.*, 2012).

Os genes de resistência de algodão a *M. incognita* estão nos cromossomos 11 e 14. A resistência detectada no cromossomo 11 não impede a penetração dos J2 mas sim o seu desenvolvimento. A resistência detectada no cromossomo 14 não impede a formação de galhas, mas previne ou reduz a produção de ovos (Jenkins *et al.*, 2012).

Além da resistência genética, o controle de *M. incognita* na cultura do algodão envolve também o manejo da soqueira. Embora o algodoeiro seja cultivado como cultura anual, o seu crescimento arbustivo o mantém por períodos mais longos no campo (Mauney, 1986) e permite a sobrevivência e reprodução de nematoides e outros patógenos.

De acordo com a portaria ministerial nº 77 de 23 de junho de 1993, o vazio sanitário tem sido aplicado à cultura do algodão e envolve a ausência total de plantas vivas e resíduos de algodão por um período de 30 a 90 dias, tendo início após a colheita com término antes do próximo plantio. Cada estado produtor de algodão é responsável pelo estabelecimento do período de início e fim do vazio sanitário, o qual varia de acordo com as condições climáticas de cada região. O vazio sanitário objetiva reduzir a população de fitopatógenos no campo, bem como prevenir a sua disseminação. Apesar da sua eficácia, a melhor forma

de realização visando a redução populacional de fitopatógenos do solo, especialmente fitonematoides, ainda carece de maiores estudos (Marinho, 2016).

HIPÓTESES

As cultivares comerciais de algodoeiro atualmente cultivadas apresentam diferentes reações ao nematoide *Meloidogyne incognita* raça 3.

Os diferentes métodos de destruição de restos culturais do algodoeiro afetam a sobrevivência de fitonematoides no solo.

OBJETIVOS

1.1. Objetivo geral

Estudar a reação de cultivares comerciais de algodoeiro a *M. incognita* e o efeito de diferentes métodos de destruição de restos culturais do algodoeiro sobre a sobrevivência de fitonematoides.

1.2. Objetivos específicos

- Estudar a reação de 39 cultivares comerciais de algodoeiro a *M. incognita* raça 3 com base nas variáveis índice de galhas, índice de massas de ovos e fator de reprodução;
- Estudar o efeito de diferentes métodos de destruição de soqueira de algodão na sobrevivência de fitonematoides com base na flutuação populacional dos nematoides e na porcentagem de redução destes organismos.

CAPÍTULO 1

Revisão de Literatura

1.1.Cultura do algodoeiro no Brasil e no mundo

O algodoeiro é uma oleaginosa pertencente à família Malvaceae, gênero *Gossypium*, abrangendo cerca de 50 espécies, sendo que das malváceas cultivadas, apenas quatro tem importância econômica. *G. hirsutum* L., responsável por 90% da produção mundial de fibras é predominante no sistema de cultivo brasileiro (Galbieri *et al.*, 2009). *Gossypium barbadense* L. é a segunda espécie mais cultivada, respondendo por 5% da produção mundial de fibras enquanto *G. arboreum* L. e *G. herbaceum* L. respondem pelos 5% restantes da produção de fibras (Bolek, 2005).

A produção global de algodão em pluma alcançou pouco mais de 26 milhões de toneladas, sendo a Índia o maior produtor, seguido pelos Estados Unidos, China e Brasil. A produção brasileira alcançou 2,8 milhões de toneladas na safra 2018/2019, sendo que 47% tem como destino a exportação (Shahbandeh, 2019). Em contraste com a área mundial de cultivo de algodão, a qual sofreu redução para a safra 2019/2020 devido a fatores climáticos atípicos e à ocorrência de fenômenos naturais, a área de produção de algodão no Brasil sofreu aumento de 3% (Dohlman *et al.*, 2019). Dos estados brasileiros produtores de algodão, Mato Grosso lidera com mais de 1 milhão de hectares plantados e produção de 1,8 milhões de toneladas de algodão em pluma, safra 2018/2019 (Figura 1), seguido pelo estado da Bahia com 332 mil hectares plantados e produção de 597 mil toneladas (Conab, 2020).

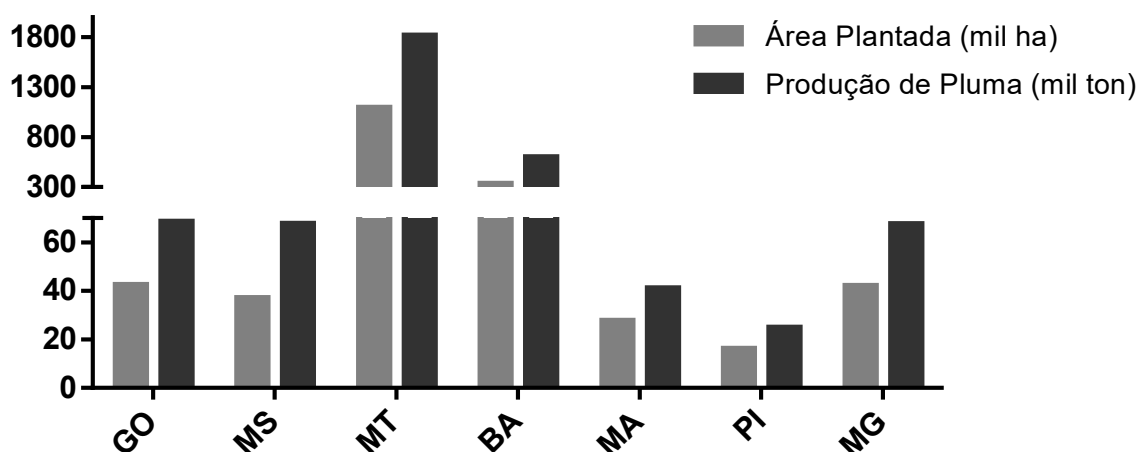


Figura 1 - Área plantada e produção de pluma dos principais estados produtores na safra 2018/19. Fonte: CONAB (acesso 18/02/2020)

O algodoeiro é uma planta de clima tropical, necessitando de verões longos, quentes e úmidos para um bom desenvolvimento vegetativo. A maioria das cultivares de algodão atualmente cultivadas levam de 5 a 7 meses para completar o seu desenvolvimento vegetativo (Freire, 2007). Por outro lado, o período de maturação exige tempo seco, pois a incidência de chuvas prejudica a qualidade das fibras (Carvalho e Ferreira, 2006).

Nos últimos anos, a forte expansão das áreas cultivadas com algodão no Brasil, aliada ao alto investimento em pesquisas, tem proporcionado a difusão de novas tecnologias nas principais regiões produtoras (Centro-Oeste e Nordeste). Para o algodão, novas variedades têm proporcionado um ciclo mais definido, alta produtividade, rendimento de pluma mais alto, resistência a pragas, tolerância a herbicidas e às principais doenças (Galbieri *et al.*, 2018).

1.2. Doenças do algodoeiro

Doenças bióticas no algodoeiro podem ser causadas por fungos, bactérias, vírus ou nematoides. As principais doenças de etiologia fúngica são a ferrugem tropical do algodoeiro (*Phakopsora gossypii* (Arthur) Hirats. f.), mancha de alternária (*Alternaria* spp. Nees), mancha de *Stemphylium* (*Stemphylium solani*), mancha de mirotécio (*Myrothecium roridum* Tode), murcha de fusarium (*Fusarium oxysporum* f. sp. *vasinfectum* (G.F. Atk.)), mofo branco (*Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary), mancha de ramulária (*Ramulariopsis gossypii* (Speg.) U. Braun) e ramulose (*Colletotrichum gossypii* var. *cephalosporioides* A.S. Costa, Bragantia).

A doença bacteriana de maior importância no algodoeiro é mancha angular causada pela bactéria *Xanthomonas axonopodis* pv. *Malvacearum* Starr and Garces. Esta doença é controlada por resistência genética, sendo que a sua ocorrência tem aumentado em áreas produtoras de algodão devido ao extenso cultivo de algodão em regiões nas quais predominam condições favoráveis à sua ocorrência (Barbosa, 2007).

O algodoeiro é afetado por cinco viroses, a saber: o mosaico comum causado pelo *Abutilon mosaic virus* (AbMV), mosaico tardio causado pelo *Tobacco streak virus* (TSV), doença azul ou mosaico das nervuras causado por *Cotton leafroll dwarf virus* (CLRDV), o vermelhão causado por *Cotton anthocyanosis virus* (CAV) e por fim uma anomalia denominada murcha avermelhada, também atribuída como sendo de etiologia viral, mas carecendo de maior investigação (Galbieri, 2012).

Os nematoides comumente encontrados na cultura do algodão são *Meloidogyne incognita*, *Rotylenchulus reniformis*, *Pratylenchus brachyurus*, *Belonolaimus longicaudatus*, *Belonolaimus gracilis*, *Haplolaimus columbus*, *Paratrichodorus* spp., *Tylenchorhynchus* spp. (Starr, 1998). Recentemente, *Aphelenchoides besseyi*, agente causal da haste verde da soja, tem sido descrito em algodoeiro e algumas plantas daninhas nas regiões produtoras do Brasil (Favoreto e Meyer, 2018). Dos nematoides citados acima, *M. incognita*, *R. reniformis* e *P. brachyurus* são os mais amplamente disseminados e os que causam maiores danos à cultura (Galbieri *et al.*, 2018).

1.3. Nematóide das galhas

Os nematoides indutores de galhas radiculares pertencentes ao gênero *Meloidogyne* apresentam mais de 100 espécies descritas em literatura, sendo *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria* espécies polífagas e comumente encontradas em regiões tropicais e subtropicais (Devran, 2018).

Duas espécies indutoras de galhas radiculares são parasitas do algodoeiro, *M. incognita* e *M. acronea*. O *M. incognita* tem importância global causando danos relevantes à produção mundial de fibra de algodão (Starr, 1998), enquanto *M. acronea* tem ocorrência restrita apenas ao sul de Mali e em regiões semiáridas da África do Sul (Bridge, 1992; Starr *et al.*, 2005).

Danos ao algodoeiro causados por *M. incognita* variam de acordo com a densidade populacional em campo. Segundo Silva *et al.* (2014), foram detectadas perdas de 20 e

35% no rendimento de algodão em pluma por hectare em lavouras situadas no sul do Mato Grosso quando a população em 5g de raiz foi maior que 100 espécimes.

O nematoide das galhas apresenta 4 raças fisiológicas, sendo as raças 3 e 4 patogênicas ao algodoeiro (Hartman e Sasser, 1985) e a raça 3 a mais comum em campos de algodão no Brasil (Galbieri e Belot, 2016). O ciclo de vida desse nematoide envolve as fases de ovo, quatro estádios juvenis (J2-J4) e a fase adulta com predomínio de fêmeas e formação ocasional de machos.

A primeira ecdise ocorre no interior do ovo, onde o nematoide passa do estágio J1 para J2. Os J2 eclodem dos ovos por força mecânica do estilete e pela liberação de quitinases produzidas pelo nematoide (Perry e Moens, 2006). Os J2 são as formas móveis e infectantes que penetram nas raízes pela região de alongação e migram em direção ao meristema subapical, retornando pela região central da raiz até a região de maturação no cilindro vascular, local de estabelecimento das células nutridoras, conhecidas como células gigantes.

Os sítios de alimentação são compostos por quatro a oito células multinucleadas com citoplasma denso, induzidas pelo nematoide através do controle do ciclo celular mitótico da planta hospedeira. O controle do ciclo celular da planta envolve o acúmulo de núcleos poliplóides em cada célula (cariocinese) sem citocinese, ou seja, divisão do citoplasma para a formação de uma nova célula.

As células adjacentes às células nutridoras sofrem hiperplasia e hipertrofia devido à produção em excesso de auxinas e outros hormônios pela hospedeira, levando à formação de galhas nas raízes. As células gigantes funcionam como um grande dreno biológico, desviando o fluxo ascendente e descendente de água e nutrientes dos vasos condutores, xilema e floema respectivamente, enriquecendo a alimentação do nematoide (Galbieri e Belot, 2016).

O ciclo de vida desse nematoide leva de 28 a 37 dias (Ibrahim e El-Saedy, 1987), sendo influenciado principalmente por fatores ambientais como temperaturas do solo inferiores a 18°C ou superiores a 42°C e umidade do solo inferior a 21% (Chen *et al.*, 2009; Goodell e Ferris, 1989). Em condições favoráveis, os J2 são formadas em até 14 dias, enquanto os estádios J3 e J4 combinados levam de 4-6 dias até sua formação (Ferraz e Monteiro, 2011). Ambos estádios J3-J4 não apresentam estilete e, portanto, não se alimentam.

O estágio J4 é também conhecido como pré-adulto e carrega a carga genética para a formação de fêmeas e machos. Em condições favoráveis ao desenvolvimento da relação nematoide-planta somente fêmeas são formadas. Em condições adversas machos são formados, os quais não se alimentam e deixam as raízes sobrevivendo no solo até que sua energia corporal termine (Eisenback, 1985).

As formas adultas apresentam sistema reprodutivo completo, sendo as fêmeas de formato periforme e os machos filiformes. As fêmeas apresentam alta fertilidade com a produção e liberação de até 500 ovos em matriz gelatinosa. Para as espécies de reprodução partenogenética, os machos não são necessários à cópula.

A matriz gelatinosa, produzida nas glândulas retais das fêmeas, é composta principalmente por glicoproteínas e expelida pelo ânus. Denomina-se de massa de ovos a junção da matriz gelatinosa com os ovos, a qual serve de proteção contra dessecação e microrganismos do solo. A visualização dessas massas é facilitada com a utilização de corantes específicos e são um indicativo da reprodução do nematoide (Galbieri e Belot, 2016).

Os danos causados em plantas hospedeiras envolvem sintomas diretos e reflexos. Sintomas diretos podem ser observados nas raízes pela presença de galhas e sistema radicular pouco desenvolvido. Sintomas reflexos são vistos na parte aérea como subdesenvolvimento, deficiência mineral, deficiência hídrica associada à murcha, e folha carijó (Galbieri e Belot, 2016).

1.4. Controle de nematoides

Medidas gerais de controle como exclusão, erradicação, imunização, entre outras têm sido empregadas no controle de nematoides fitoparasitas, além de métodos integrados de controle (Ferreira, 2014).

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, entre outras.

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 (Galbieri e Belot, 2016). A rotação de culturas, embora seja desejável, nem sempre é de fácil aplicação devido à fatores econômicos e a tendência ao monocultivo (Halbrendt e LaMondia, 2005).

O revolvimento do solo causa trauma mecânico no solo e, principalmente, a destruição de plantas invasoras (muitas das quais hospedeiras dos fitonematoides). A incorporação dos restos culturais e a exposição da camada subsuperficial do solo ao sol resulta no seu dessecamento e também dos nematoides (Inomoto, 2016).

De acordo com Mueller e Koenning (2012), a densidade de fitonematoides nos 20 cm superficiais de solo pode ser reduzida em até 66% por meio de aração profunda. Em locais altamente infestados com nematoides e solo apresentando compactação subsuperficial, a subsolagem resulta em 25-50% de aumento na produção de algodão.

Outro método cultural utilizado na redução de populações de nematoides em campo é o alqueive que pode ser definido como um período com ausência total de plantas na área, seja por ação mecânica, uso de cultivadores ou gradagens, ou ação química pela aplicação de herbicidas. Esse método objetiva reduzir ou eliminar as fontes de alimento aos fitonematoides, levando-os à morte. O alqueive, quando aplicado corretamente, reduz a população de nematoides entre 50 e 90% (Mueller e Koenning, 2012).

O controle genético envolve o uso de cultivares de algodão resistentes pelo agricultor, sendo dependente da disponibilidade no mercado de cultivares que combinem resistência a nematoides com elevada produtividade (Smith, 2015). Os métodos de controle químico e biológico também têm o seu uso limitado à disponibilidade de produtos recomendados para o controle de nematoides fitoparasitas (Davis e Stetina, 2016).

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, promoção de crescimento e indução de resistência na planta hospedeira (Sikora, 1992; Dong e Zhang, 2006; Tian *et al.*, 2007). No caso das meloidoginoses vários agentes biológicos são estudados e alguns já recomendados para o seu controle, podem ser a base de bactérias como *Pasteuria penetrans* (Thorne) Sayre & Starr, *Bacillus megaterium* Barry e *B. subtilis* (Ehrenberg) Cohn, fungos formadores de armadilhas como *Arthrobotrys* spp. Corda e

Monacrosporium spp. Oudem e fungos parasitas de ovos como *Pochonia chlamydosporia* (Goddard) Zare & W. Gams, *Purpureocillium lilacinum* (Thom) Luangsa-ard, Houbraken, Hywel-Jones & Samson e *Trichoderma* sp. Pers (Nordbring-Hertz *et al*, 2006; Tranier *et al.*, 2014; Dutra Silva, 2015;).

A utilização de nematicidas na agricultura mundial tem sido cada vez menos recomendada em todo o mundo devido à persistência dos compostos químicos no solo, à contaminação dos lençóis freáticos e aos efeitos prejudiciais aos seres humanos e ao meio ambiente. Outros fatores negativos ao uso dos nematicidas é a elevação dos custos de produção e a sua eficiência temporária (Ferreira, 2014).

Entretanto, a aplicação de nematicidas em áreas altamente infestadas tem potencial de recuperação de até 225 a 375 Kg de pluma por hectare (Inomoto e Asmus, 2006). Como as áreas de produção extensiva de algodão estão, em sua maioria, infestadas com diferentes espécies de nematoides, o manejo da cultura nessas áreas é realizado com aplicação de produtos de ação nematicida seja no tratamento de sementes ou no sulco de plantio, de forma isolada ou integrada com o plantio de cultivares resistentes e/ou rotação de culturas (Machado, 2016).

1.5. Resistência do algodoeiro a *M. incognita*

Dentro de um contexto nematológico, resistência pode ser definida como a capacidade de um vegetal em limitar a reprodução de um nematoide (Williamson, 1999). Considerando os diferentes grupos de nematoides fitoparasitas, a resistência genética é mais fácil de ser trabalhada quando os nematoides-alvo são sedentários, havendo pouca resistência genética disponibilizada contra nematoides migradores.

Meloidogyne incognita é um nematoide endoparasita sedentário que mantém uma relação biotrófica com suas hospedeiras. Portanto, o uso da resistência genética no controle dessa espécie é factível de ser encontrada e incorporada em genótipos visando a sua comercialização.

Mesmo para espécies de nematoides que mantém uma relação biotrófica com suas hospedeiras, o uso contínuo de variedades comerciais com os mesmos genes de resistência pode comprometer a durabilidade da resistência em campo devido à pressão de seleção sofrida pelo nematoide. Devido a esse constante desafio planta *versus*

nematoide, a procura por novas fontes de resistência deve ser constante no sentido de oferecer ao produtor cultivares comerciais com diferentes genes de resistência (Alves *et al.*, 2017).

O uso de cultivares resistentes é o método mais acessível para o controle dos nematoides, pois não aumenta os custos de produção e não causa desequilíbrio ambiental (Davis e Stetina, 2016). Atualmente, são conhecidas como fontes de resistência ao nematoide das galhas em algodoeiro os genótipos Auburn 634RNR, oriundo do cruzamento de Auburn 623RNR X Auburn 56, TX 25 (*G. hirsutum* r. *punctatum*), CIR 1343 e CIR 1348 (*G. barbadense*), M 315RNR, oriundo do cruzamento de Auburn 634RNR X Deltapine 16 e Acala Nem X, de origem desconhecida (Silva, 2014).

Carneiro *et al.*, (2005) avaliaram seis genótipos de algodoeiro disponibilizados pelo Instituto Agronômico de Campinas (IAC) e selecionados em condições de campo quanto à resistência a *M. incognita* raça 3. Os genótipos IAC 20-233 e IAC 20 RR-98/409 foram considerados moderadamente resistentes, enquanto que IAC 96/414 apresentou resistência ao patógeno (FR<1,0).

Galbieri *et al.* (2009) avaliaram genótipos comerciais de algodoeiro em casa de vegetação e campo, onde apenas a cultivar IAC 25 RMD aliou resistência (FR<1) à boa produtividade.

Segundo Gutiérrez *et al.*, (2010), o genótipo Auburn 623 RNR apresenta dois genes que conferem resistência a *M. incognita*. Esses genes estão localizados nos cromossomos 11 e 14, sendo o primeiro de ação precoce, impedindo o desenvolvimento de formas J2, e o segundo de ação tardia, ou seja, impedindo a formação ou o bom funcionamento das células nutridoras, reduzindo o quantitativo de ovos a serem formados.

Da mesma forma que o genótipo Auburn 623 RNR, o acesso CIR 1348 também apresenta dois mecanismos de resistência, sendo um durante a penetração ou migração do nematoide e outro por ocasião da formação das células nutridoras. Diferentemente dos dois anteriores, o acesso TX-25 apresentou apenas reação tardia à infecção por *M. incognita*. Mota *et al.* (2013) testaram vários genótipos comerciais de algodoeiro em casa de vegetação e campo, onde apenas a cultivar IAC 25RMD se mostrou resistente (FR<1), também apresentou produtividade satisfatória. O uso contínuo de variedades com as mesmas fontes de resistência pode acelerar a pressão de seleção do nematoide e

comprometer a durabilidade da resistência. Portanto, é essencial procurar novas fontes, de preferência combinando diferentes genes de resistência (Alves *et al.*, 2017).

1.6. Vazio sanitário na cotonicultura

A Portaria Ministerial nº 77 de 23 de junho de 1993 regulamentou o Vazio Sanitário no Brasil, tornando obrigatória a destruição de restos culturais de algodão arbóreo ou herbáceo em detrimento da sua capacidade de abrigar o coleóptero *Anthonomus grandis* Boh., 1843, bicudo do algodoeiro, principal praga da cultura do algodão e atualmente o maior problema fitossanitário do algodoeiro no país. Apesar de ter sido criado para combater uma praga específica do algodão, o vazio sanitário auxilia na redução populacional de outros insetos-pragas como *Pectinophora gossypiella* Saund, lagarta rosada, e *Eutinobothrus brasiliensis* Hambleton 1937, broca da raiz.

Após a sua implantação, observou-se também o efeito do vazio sanitário sobre fitopatógenos do algodoeiro como *Colletotrichum gossypii* var. *cephalosporioides*, agente causal da ramulose, *Xanthomonas axonopodis* pv. *malvacearum* agente causal da mancha-angular e *Cotton leafroll dwarf virus*, causador da doença azul. A redução do inóculo de fitopatógenos causado pelo vazio sanitário é devido à interferência na sobrevivência e reprodução em rebrotas de algodoeiro no campo (Cia e Fuzatto, 1999).

O vazio sanitário também contribui para a redução populacional de nematoides, pois a retirada da parte aérea e do sistema radicular de plantas de algodão em campo interfere na sobrevivência e reprodução de nematoides fitoparasitas, mesmo quando realizado por um curto período (Dutra e Campos, 2003).

De Vito *et al.* (1985) verificou a redução de 86,7% nas populações de *M. incognita* em pimentão (*Capsicum annuum* L.), aos 30 dias após a eliminação das plantas atacadas. A umidade é outro fator que pode limitar o crescimento populacional de fitonematoides não só no inverno, mas também em períodos de interrupção de chuvas no verão. Alguns pesquisadores têm lançado a hipótese de pousio úmido, isto é, irrigação do solo associado ao alqueive para o controle de fitonematoides (Simons, 1973; Treonis e Wall, 2005). Dutra e Campos (2003) relataram que o simples revolvimento do solo eliminou 54% da população de *M. javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949 remanescente num período de 72 horas na cultura do feijoeiro.

O vazio sanitário na cultura do algodão é realizado pela destruição ou remoção dos restos culturais por métodos cultural, mecânico ou químico ou pela integração destes métodos, sendo que atualmente a destruição química é a mais utilizada (Sofiatti *et al.*, 2015).

Ainda segundo Sofiatti *et al.* (2015), com o avanço da adoção de cultivares transgênicas resistentes a herbicidas a base de glifosato (cultivares Roundup Ready, Roundup Ready Flex® e Glytol®), a destruição química tem apresentado limitações fazendo com o que o agricultor lance mão da utilização de herbicidas com maior poder de ação total como o 2,4-D amina, juntamente com glifosato, além da utilização de métodos mecânicos de destruição como a gradagem, o arrancador de discos em “V”, arrancador de discos com roçagem seguida da aplicação de herbicidas.

Silva *et al.* (2006) concluíram em seu trabalho que os tratamentos com duas aplicações de 2,4 D na dose de 2 L/ha + glifosato na dose de 1 Kg/ha e duas aplicações de 2,4 D na dose de 2 L/ha + glifosato na dose de 2 Kg/ha são mais eficientes em condição de campo, não permitindo a rebrota do algodão.

Resultados semelhantes foram encontrados por Greenberg *et al.* (2007) testando melhores métodos de controle químico para o controle de rebrota pós-colheita de algodão onde o tratamento com 1,12 Kg/ha de 2,4-D-dimethylammonium apresentou 100% de eficiência.

Tradicionalmente, a destruição da soqueira é feita pelo método mecânico, por meio de grades ou arados que destroem a parte aérea e o sistema radicular das plantas, evitando assim, o surgimento de rebrota (Ribeiro *et al.*, 2015).

Sofiatti *et al.* (2015) avaliaram a combinação de seis métodos diferentes de destruição mecânica de soqueira e suas combinações. O resultado demonstrou que a roçagem seguida de três gradagens alcançou 100% de controle, técnica que, no entanto, demanda tempo e custos elevados, além de não corroborar com as práticas conservacionistas.

Tendo em vista a redução do transito de máquinas e implementos agrícolas, foram desenvolvidos equipamentos especializados na destruição de soqueira, buscando um menor revolvimento do solo, como é o caso do arrancador de discos em “V”, que arranca as raízes da soqueira do algodão colhido, expondo-as ao sol com revolvimento mínimo do solo. Sofiatti *et al.* (2015) desenvolveram ensaio em campo com o arrancador de discos em “V”, com redução de 84,56% a 99,88% na rebrota da soqueira do algodoeiro.

Mesmo com vários trabalhos demonstrando a importância da destruição de restos culturais do algodoeiro para o controle de insetos e até mesmo de alguns fitopatógenos, não existe até o momento trabalhos que relatem como os diferentes métodos de destruição de soqueira afetam a população de nematoides no solo.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALVES, G. C. S., BARBOSA, V. H. S., GIBAND, M., BARROSO, P. A. V., RODRIGUES, F., & ROCHA, M. R. D. Inheritance of resistance to *Meloidogyne incognita* race 3 in cotton accession TX 25. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 39, n. 3, p. 331, 2017.
- BARBOSA, J. F. **INOCULAÇÃO E DETECÇÃO DE *Xanthomonas axonopodis* pv. *malvacearum* em SEMENTES DE ALGODÃO (*Gossypium hirsutum* L.)**. [s.l.] UFLA, 2007.
- BOLEK, Y., EL-ZIK, K. M., PEPPER, A. E., BELL, A. A., MAGILL, C. W., THAXTON, P. M., & REDDY, O. U. K. Mapping of verticillium wilt resistance genes in cotton. **Plant Science**, v. 168, n. 6, p. 1581-1590, 2005.
- BRIDGE, J. Nematodes. *In*: HILLOCKS, R. J. (Ed.). . **Cotton disease**. Londres: CABI, p. 331–353, 1992.
- CARNEIRO, R. M. D. G., NEVES, D. D., FALCÃO, R. O. S. A. N. A., PAES, N. S., CIA, E., & SÁ, M. F. G.. Resistência de genótipos de algodoeiro a *Meloidogyne incognita* raça 3: reprodução e histopatologia. **Nematologia Brasileira**, v. 29, n. 1, p. 1–10, 2005.
- CARVALHO, M. DA; FERREIRA, G. B. Calagem e adubação do algodoeiro no cerrado. **Embrapa Algodão-Circular Técnica (INFOTECA-E)**, 2006.
- CHEN, L. J., WEI, F., CHEN, J. S., & DUAN, Y. X. Effects of Temperature and Humidity on the Infectivity of *Meloidogyne incognita* [J]. **Hubei Agricultural Sciences**, v. 6, 2009.
- CIA, E.; FUZATTO, M. Manejo de doenças na cultura do algodão. *In*: CIA, E.; FREIRE, E.; SANTOS, W. (Eds.). . **Cultura do algodoeiro**. Piracicaba, SP: POTAFOS. p.120–131, 1999.
- CONAB. Acompanhamento da safra brasileira 2019/2020. **Acompanhamento da Safra**

Brasileira de Grãos 2019/2020, v. IV, p. 1–29, 2020.

DAVIS, R. F.; STETINA, S. R. Resistance and tolerance to nematodes in cotton. *In*: GALBIERI, R.; BELOT, J. L. (Eds.). . **Nematoides fitoparasitas do algodoeiro nos cerrados brasileiros: Biologia e medidas de controle**. Cuiabá (MT). p. 166–243, 2006.

DEVTRAN, Z., & BAYSAL, Ö. Induction of resistance to *Meloidogyne incognita* by DL-Beta amino butyric acid under salt stress condition. **Australasian Plant Disease Notes**, 13(1), 20, 2018

DOHLMAN, E., JOHNSON, J., MACDONALD, S., MEYER, L., & SOLEY, G. The world and united states cotton outlook. *In*: **95th Annual Agricultural Outlook Forum**. Arlington (VA): United States Department of Agriculture, 2019. Disponível em: <www.usda.gov/oce/forum>. Acesso em: 21 jan. 2020.

DONG, L. Q.; ZHANG, K. Q. Microbial control of plant-parasitic nematodes: a five-party interaction. **Plant Soil**, v. 288, p. 31–45, 2006.

DUTRA, M. R.; CAMPOS, V. P. Manejo do solo e da irrigação como nova tática de controle de *Meloidogyne incognita* em feijoeiro. **Fitopatologia Brasileira**, v. 28, n. 6, p. 608–614, 2003.

EISENBACK, J. D. Detailed morphology and anatomy of second-stage juveniles, males, and females of the genus *Meloidogyne* (root-knot nematodes). **An advanced treatise on Meloidogyne**, v. 1, p. 47-77, 1985.

FAVORETO, L., & MEYER, M. C. Diagnose, hospedeiros e manejo de *Aphelenchoides besseyi*. In Embrapa Soja-Artigo em anais de congresso (ALICE). *In*: **Congresso brasileiro de nematologia**, 35, 2018.

FERRAZ, L. C. C.; MONTEIRO, A. R. Nematoides. *In*: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIM-FILHO, A. (Eds.). **Manual de fitopatologia**. Agronômica Ceres,. v. 1. 704 p. il.. p. 277–305, 2011.

FERREIRA, C. F. **Controle de meloidogyne spp. em algodoeiro e quiabeiro com o fertilizante organomineral ufv-tm100 e o efeito da incorporação de pó de basalto ao fertilizante em tomateiro**. Tese de Doutorado. UFLA. Lavras, MG, 2014.

FREIRE, E. C. F. (Ed.). **Algodão no cerrado do Brasil**. Brasília, Brazil: ABRAPA, 2007.

- GALBIERI, R., CIA, E., BELOT, J. L., BOLDT, A. S., KONDO, J. I., & VILELA, P. A.. **Reação de cultivares de algodoeiro a doenças e nematoides, safra 2016/17.** CIRCULAR TÉCNICA. ImaMT. Primavera do Leste, MT, 2018
- GALBIERI, R., FUZATTO, M. G., CIA, E., LÜDERS, R. R., MACHADO, A. C., & 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., INOMOTO, M. M., DA SILVA, R. A., & ASMUS, G. L. Os nematóides na cultura do algodoeiro em Mato Grosso. **Embrapa Agropecuária Oeste- Capítulo em livro científico (ALICE)**, 2012.
- GALBIERI, R.; BELOT, J. L. **Nematoides fitoparasitas do algodoeiro nos cerrados brasileiros : Biologia e medidas de controle.** Cuiabá (MT), 2016.
- GOODELL, P. B.; FERRIS, H. Influence of Environmental Factors on the Hatch and Survival of *Meloidogyne incognita*. **Journal of nematology**, v. 21, n. 3, p. 328–34, jul. 1989.
- GREENBERG, S. M., SPARKS JR, A. N., NORMAN JR, J. W., COLEMAN, R., BRADFORD, J. M., YANG, C., SHOWLER, A. Chemical cotton stalk destruction for maintenance of host-free periods for the control of overwintering boll weevil in tropical and subtropical climates. **Pest Management Science**, v. 63, n. 4, p. 372–380, 2007.
- 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**, v. 121, n. 7, p. 1323–1337, 2010.
- HALBRENDT, J. M.; LAMONDIA. Crop rotations and other cultural practices. *In*: CHEN, Z.; CHEN, S.; DICKINSON, D. W. (Eds.). . **Nematology – Advances and Perspectives. Volume II: Nematode Management and Utilization.** Beijing & Wallingford: Tsinghua University Press & CABI Publishing. p. 909–930, 2005.
- HARTMAN, K. M.; SASSER, J. N. Identification of *Meloidogyne* species on the basis of differential host test and perineal pattern morphology. **An advanced treatise on Meloidogyne**, v. 2, p. 69–77, 1985.
- IBRAHIM, I. K. A.; EL-SAEDY, M. A. **Development of *Meloidogyne incognita* and *M.***

javanica in soybean roots. 1987.

INOMOTO, M. M. Manejo cultural de nematoides. *In: GALBIERI, R.; BELOT, J. L. (Eds.). . Nematoides fitoparasitas do algodoeiro nos cerrados brasileiros: biologia e medidas de controle.* Cuiabá (MT). p. 257–285, 2016.

INOMOTO, M. M.; ASMUS, G. L. Controle de nematóides une resistência, rotação e nematicidas. **Visão Agrícola**, v. 6, p. 47–50, 2006.

MACHADO, A. C. Z. Controle químico. *In: GALBIERI, R.; BELOT, J. L. (Eds.). . Nematoides fitoparasitas do algodoeiro nos cerrados brasileiros: Biologia e medidas de controle.* Cuiabá (MT). p. 313–339, 2016

MOTA, F. C., ALVES, G. C. S., GIBAND, M., GOMES, A. C. M. M., SOUSA, F. R., MATTOS, V. S., ROCHA, M. R. New sources of resistance to *Meloidogyne incognita* race 3 in wild cotton accessions and histological characterization of the defence mechanisms. **Plant Pathology**, v. 1, p. 1173–1183, 2013.

MUELLER, J., KOENNING, S., KIRKPATRICK, T., & KEMERAIT, B. **Managing nematodes in cotton-based cropping systems.** 2012.

NORDBRING-HERTZ, B.; JANSSON, H.; TUNLID, A. Nematophagous fungi. e **LS**, 2001.

PERRY, R. L.; MOENS, M. Root-knot nematodes. *In: Plant Nematology.* Cambridge: CABI North America Office. p. 59–90, 2006.

RIBEIRO, E. B. *et al.* Métodos de destruição de restos de cultura do algodoeiro e sobrevivência do bicudo. **Pesquisa Agropecuaria Brasileira**, v. 50, n. 11, p. 993–998, 2015.

SHAHBANDEH, M. **Top cotton exporting countries 2019.** Disponível em: <<https://www.statista.com/statistics/191895/leading-cotton-exporting-countries/>>. Acesso em: 21 jan. 2020.

SIKORA, R. A. Management of the Antagonistic Potential in Agricultural Ecosystems for the Biological Control of Plant Parasitic Nematodes. **Annual Review of Phytopathology**, v. 30, n. 1, p. 245–270, 1 set. 1992.

SILVA, E. H. **Variabilidade genética e fisiológica de populações de *Meloidogyne incognita* e identificação de QTLs de uma nova fonte de resistência do algodoeiro (*Gossypium* spp.) a esse nematoide.** Tese de Doutorado. UnB. Brasília, DF, 2014.

- SILVA, O. R. R. F., FERREIRA, A. D. B., LAMAS, F., da FONSECA, R. G., BELTRÃO, N. D. M. Destruição de restos culturais, colheita e beneficiamento do algodoeiro. **Embrapa Algodão-Circular Técnica (INFOTECA-E)**, 2006.
- SILVA, S. D. **Avaliação da patogenicidade de isolados de *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum* sobre ovos de *Meloidogyne enterolobii***. Dissertação de Mestrado. UnB. Brasília, DF, 2015.
- SIMONS, W. R. **Nematode survival in relation to soil moisture**, Tese de Doutorado . Wageningen, 1973. Disponível em: <<http://library.wur.nl/WebQuery/wurpubs/421716>>. Acesso em: 3 out. 2018
- SMITH, A. L. **Identification of resistant or tolerant commercial cotton cultivars to the Fusarium wilt root-knot nematode disease complex and the identification of Fusarium oxysporum f. sp. vasinfectum races in Alabama**. Dissertação de Mestrado. Auburn University, 2015.
- SOFIATTI, V.; SILVA, O. R. R. F. DA; BARCELLOS, A. C. DE. Destruição dos restos culturais do algodoeiro. **Desafios, Avanços e Soluções no Manejo de Plantas Daninhas**, p. 15, 2015.
- STARR, J. L. Cotton. *In*: BARKER, K. R.; PEDERSON, G. A.; WINDHAM, G. L. (Eds.). . **Plant and nematode interactions**. Madison USA pp. 359-380: American Society of Agronomy. p. 359–380, 1998
- STARR, J. L.; CARNEIRO, R. G.; RUANO, O. Nematode parasites of cotton and other tropical crops. *In*: LUC, M.; SIKORA, R. A.; BRIDGE, J. (Eds.). . **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. Wallingford, Oxfordshire,: CABI, p. 733–750, 2005.
- TIAN, B.; YANG, J.; ZHANG, K.-Q. Bacteria used in the biological control of plant-parasitic nematodes: populations, mechanisms of action, and future prospects. **FEMS Microbiology Ecology**, v. 61, n. 2, p. 197–213, 2007.
- TRANIER, M. S., POGNANT-GROS, J., QUIROZ, R. D. L. C., GONZÁLEZ, C. N. A., MATEILLE, T., & ROUSSOS, S. Commercial biological control agents targeted against plant-parasitic root-knot nematodes. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 57, n. 6, p. 831–841, 2014.

TREONIS, A. M.; WALL, D. H. Soil Nematodes and Desiccation Survival in the Extreme Arid Environment of the Antarctic Dry Valleys. **Integrative and Comparative Biology**, v. 45, n. 5, p. 741–750, 1 nov. 2005.

VITO, M. D.; GRECO, N.; CARELLA, A. Population Densities of *Meloidogyne incognita* and Yield of *Capsicum annuum*. **Journal of nematology**, v. 17, n. 1, p. 45–9, jan. 1985.

WILLIAMSON, V. M. Plant nematode resistance genes. **Current opinion in plant biology**, v. 2, n. 4, p. 327–331, 1999.

CAPÍTULO 2

Resposta de cultivares comerciais de algodão (*Gossypium hirsutum* L.) ao nematoide *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949

RESUMO

O uso de cultivares resistentes, além de não onerar os custos de produção, não causa desequilíbrio ao meio ambiente. Como as cultivares lançadas no mercado nem sempre são testadas quanto à resistência a nematoides, esse estudo objetiva conhecer a reação de cultivares comerciais ao nematoide *Meloidogyne incognita*. Dois ensaios foram realizados em casa de vegetação da Fundação Bahia, localizada no município de Luís Eduardo Magalhães. As plantas foram dispostas em delineamento inteiramente casualizado com 39 tratamentos (cultivares de algodão) e seis repetições. Inoculou-se 10 mil ovos e eventuais J2/planta, de populações de *M. incognita* raça 3 coletadas em lavouras de algodão do oeste da Bahia (BA). A avaliação foi realizada aos 120 dias após a inoculação, com base no índice de galhas e de massas de ovos, fator de reprodução e nematoides/grama de raiz. Dos genótipos testados apenas IAC 25RMD, M 315RNR e IMA 5801B2RF reduziram a população do nematoide. Destas, apenas a cv. IMA 5801B2RF é atualmente comercializada. A cv. IAC 24 apresentou resistência moderada a *M. incognita* com FR = 1,9, podendo também pode ser recomendada para plantio em áreas infestadas com o nematoide. Os genótipos BRS 432 B2RF, BRS 368 RF, TMG 42 WS, FM 944 GL, IMA 6801 B2RF, TMG 81WS e Epamig Alva apresentaram FR variando de 20,7 a 29,6. As demais cultivares apresentaram fator de reprodução superior a 1 e elevados índices de galhas e massas de ovos, mostrando suscetibilidade a *M. incognita*.

Palavra-chave: Genótipos, *Gossypium hirsutum* L., nematoide das galhas, resistência.

ABSTRACT

The use of resistant cultivars does not increase the costs of cotton production as well as do not cause imbalances to the environment. As cotton cultivars are not usually tested for resistance to nematodes, this study aimed to understand the reaction of commercial cultivars to the nematode *Meloidogyne incognita*. Two trials were carried out in a greenhouse belonging to Bahia Foundation, located in the municipality of Luís Eduardo Magalhães (BA). The plants were arranged in a completely randomized design with 39 treatments (cotton cultivars) and six replications. ten-thousand eggs and eventual J2/plant were inoculated with one isolate of *M. incognita* race 3 collected from cotton growing fields in western Bahia (BA). The evaluation was carried out at 120 days after inoculation. The variables analysed were gall index, egg masses index, RF and nematodes/gram of root. Of the genotypes tested, only IAC 25RMD, M 315RNR and IMA 5801B2RF reduced the nematode population. Of these, only cv. IMA 5801B2RF is currently on the market. The cv. IAC 24 showed moderate resistance to *M. incognita* with RF = 1.9, and can also be recommended for growing in areas infested with the nematode. Some plant genotypes showed RF ranging from 20.7 to 29.6 BRS 432 B2RF, BRS 368 RF, TMG 42 WS, FM 944 GL, IMA 6801 B2RF, TMG 81WS and Epamig Alva. The other cultivars showed a reproduction factor greater than 1.0 and high indexes for galls and egg masses, showing susceptibility to *M. incognita*.

Keywords: Genotypes, *Gossypium hirsutum* L., root-knot nematode, resistance.

INTRODUÇÃO

O algodão é uma cultura de relevante importância econômica para a balança comercial brasileira. Na safra 2019/2020, as exportações brasileiras superaram os 418 milhões de dólares, o que coloca o algodão na quinta posição dentre as commodities brasileiras, perdendo para a soja, cana de açúcar, milho e café (CONAB, 2020). O Brasil está entre os cinco maiores produtores mundiais de algodão em pluma e entre os maiores consumidores. A produtividade alcançada pelo algodão brasileiro, média de 1,5 toneladas/ha de pluma, é uma das maiores do mundo (Shahbandeh, 2019). No entanto, essa excelência na produção nem sempre é atingida devido a fatores bióticos e abióticos.

Dentre os agentes causadores de dano à cultura do algodão, os nematoides estão entre os maiores limitantes ao desenvolvimento da cultura, podendo acarretar perdas de até 40% na produção e, quando introduzidos, são de difícil controle, fazendo com que as áreas infestadas com nematoides sejam preteridas pelos produtores (Starr *et al.*, 2005).

Dentre os nematoides parasitas do algodoeiro no Brasil, *M. incognita*, *P. brachyurus* e *R. reniformis* são os principais causadores de dano, sendo *M. incognita* o mais amplamente disseminado e a principal espécie causadora de perdas econômicas. Somente no estado do Mato Grosso (MT), estima-se que 25% das áreas produtoras de algodão estejam infestadas com *M. incognita* (Galbieri e Belot, 2016).

Dentre as práticas adotadas para a redução populacional de nematoides no solo, destacam-se o controle químico, a rotação de culturas e o uso de variedades resistentes (Ferreira, 2014). Dessas práticas, o uso de cultivares resistentes é o método mais acessível para o controle de nematoides, pois não onera os custos de produção, preservando o meio ambiente e seu equilíbrio (Davis e Stetina, 2016).

Segundo o Registro Nacional de Cultivares (RNC), existem 16 empresas que comercializam sementes de algodão e garantem a produtividade brasileira. Do algodão cultivado no Brasil, mais de 90% é transgênico com cultivares de ciclo tardio, médio e médio-precoce. As cultivares de algodão mais plantadas atualmente nas principais regiões produtoras do Brasil são TMG 44B2RF, FM 985GLTP, DP 1746B2RF, IMA 5801B2RF, TMG 81WS, FM 944GL, TMG 47B2RF, FM 975WS, DP 1536B2RF, DP 555, TMG42WS (Freire *et al.*, 2019; Pozzer, 2019). No entanto, as informações fornecidas pelas empresas produtoras de sementes no que tange a reação a nematoides se resumem

a classificação como resistente, suscetível ou tolerante. Com base no exposto, objetivou-se estudar a reação de 39 cultivares comerciais de algodão, desafiadas com o nematoide *M. incognita*, com base nos índices de galha e de massas de ovos, ovos por grama de raiz e no fator de reprodução do nematoide.

MATERIAL E MÉTODOS

Ensaio em casa-de-vegetação: Foram conduzidos dois experimentos, um entre fevereiro e junho e outro entre maio e setembro de 2019 em casa de vegetação da Fundação Bahia, localizada em Luís Eduardo Magalhães (BA). Os experimentos foram conduzidos em delineamento inteiramente casualizado com 39 tratamentos (cultivares comerciais de algodão) e seis repetições. As cvs. Fiber Max 966 e Delta Opal foram utilizadas como padrões de suscetibilidade, enquanto M315 e IAC 25RMD foram padrões de resistência. As 36 cultivares restantes foram selecionadas de acordo com a área plantada nas principais regiões de cultivo de algodão no Brasil (Tabela 1).

Tabela 1 - Cultivares comerciais de algodão desafiados com *M. incognita*.

Tratamento	Cultivares	Obtendor	Tratamento	Cultivares	Obtendor
1	BRS 368RF	Embrapa	21	FM 980GLT	Fiber Max
2	BRS 371RF	Embrapa	22	FM 983GLT	Fiber Max
3	BRS 430B2RF	Embrapa	23	FM 985GLTP	Fiber Max
4	BRS 432B2RF	Embrapa	24	FM 993	Fiber Max
5	BRS 433B2RF	Embrapa	25	IAC 24	IAC
6	DELTA OPAL ¹	Deltapine	26	IAC 25RMD ²	IAC
7	DP 1536B2RF	Deltapine	27	IMA 2106GL	IMA
8	DP 1637B2RF	Deltapine	28	IMA 5801B2RF	IMA
9	DP 1734B2RF	Deltapine	29	IMA 6501B2RF	IMA
10	DP 1742B2RF	Deltapine	30	IMA 6801B2RF	IMA
11	DP 1746B2RF	Deltapine	31	IMA 7501WS	IMA
12	DP 555	Deltapine	32	IMA 8405	IMA
13	Epamig Alva	Epamig	33	M 315RNR ²	-
14	FM 906GLT	Fiber Max	34	TMG 41WS	TMG
15	FM 910	Fiber Max	35	TMG 42WS	TMG
16	FM 940GLT	Fiber Max	36	TMG 44B2RF	TMG
17	FM 944GL	Fiber Max	37	TMG 47B2RF	TMG
18	FM 954GLT	Fiber Max	38	TMG 62RF	TMG
19	FM 966 ¹	Fiber Max	39	TMG 81WS	TMG
20	FM 975WS	Fiber Max	-	-	-

¹Padrão de suscetibilidade ; ²Padrão de resistência.

Obtenção do inóculo: O inóculo foi obtido de 10 populações de *M. incognita* raça 3, coletadas na região Oeste da Bahia por Lopes *et al.* (2019) que a classificou como altamente agressiva ao algodoeiro. As populações coletadas foram reproduzidas em tomateiro (*Solanum lycopersicum* cv. Santa Clara). O inóculo de cada população foi misturado, gerando um pool de inóculo para inoculação em algodoeiro.

Semeadura e condução das cultivares de algodão: Quatro sementes de cada cultivar foram semeadas em cada saco de polietileno, medindo 15 cm de altura por 20 cm de largura (figura 2A), Cada saco de polietileno foi preenchido com mistura de solo e substrato Plantmax[®] na proporção 1:1 (v:v), previamente esterilizado por autoclavagem (120°C/2 horas). Após a autoclavagem, adicionou-se 185g do adubo superfosfato simples e 5g de calcário dolomítico para cada 20 cm³ de solo por vaso. A fertilização de cobertura ocorreu a cada 15 dias com uma solução de 200mL de nitrato de potássio a uma concentração de 5% por planta. Após dez dias da germinação foi realizado o desbaste, deixando-se uma planta por saco plástico, correspondendo a uma repetição. A irrigação foi feita por micro-aspersão por 20 minutos diariamente.

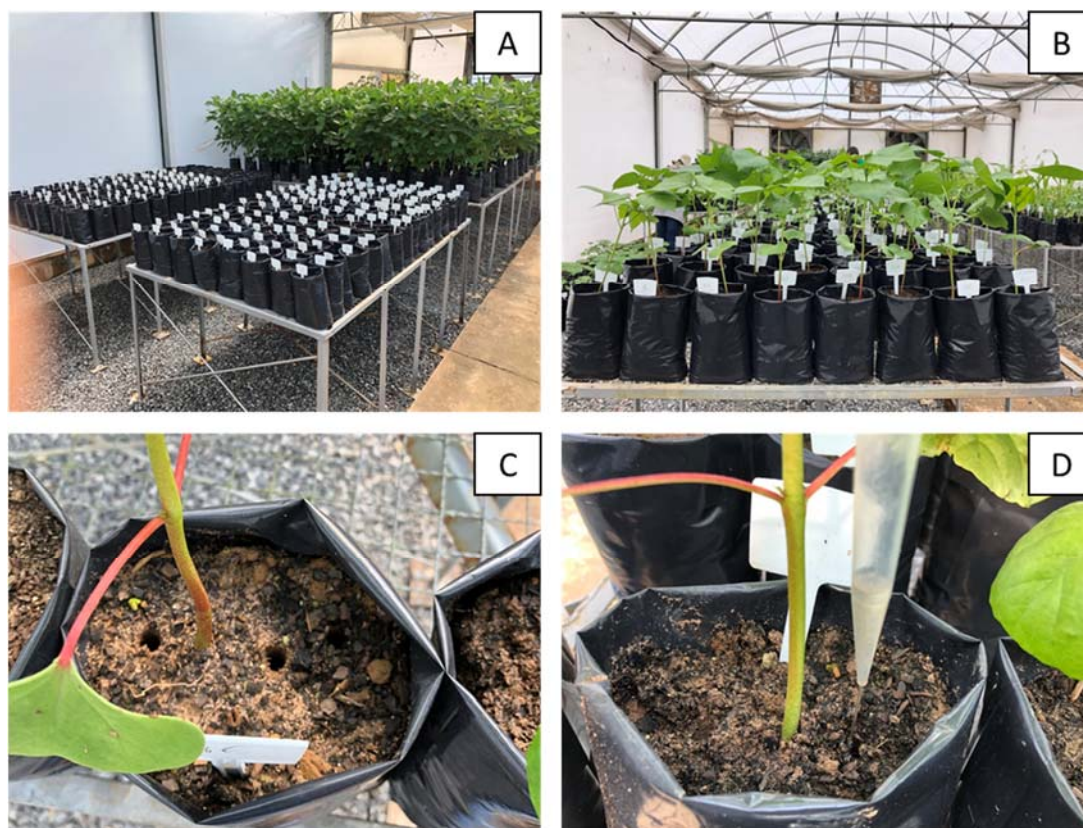


Figura 2 - **A:** Sacos plásticos preenchidos com substrato e identificados; **B:** Bancadas com plantas com 20 dias após germinação; **C:** Furos no solo para inoculação dos ovos e J2 de *M. incognita*; **D:** Inoculação de suspensão de ovos e eventuais J2 de *M. incognita*.

Durante o experimento houve a ocorrência do ácaro rajado, que foi controlado com o produto Oberon[®] – Princípio ativo: Espiromesifeno – (Bayer AG, São Paulo, SP), também houve ocorrência esporádica de ramulária (*Ramulariopsis gossypii*) e mancha-alvo (*Corynespora cassiicola*), que foram controladas com o produto Mertin[®] – Princípio ativo: Hidróxido de Fentina – (Syngenta, São Paulo, SP).

Extração de *M. incognita* de sistemas radiculares: O inóculo foi mantido em raízes de tomateiro (*Solanum lycopersicum*, cv. Santa Clara), as quais foram lavadas em água corrente, cortadas em segmentos menores e processadas em liquidificador por 1 minuto em solução 0,5% de NaOCl (Bonetti & Ferraz, 1981). As raízes processadas foram submetidas ao método de Coolen & D'herde (1972), onde o triturado foi passado em peneira de 42 mesh sobreposta a peneira de 100 mesh e por último uma de 500 mesh. O resíduo da peneira de 500 mesh foi recuperado, centrifugado em água a 3.000 rpm por cinco minutos e o sobrenadante eliminado. O volume dos tubos foi completado com solução de sacarose 50% e centrifugado a 1.000 rpm por 1 minuto, recuperando-se o sobrenadante. Em seguida o sobrenadante foi passado em peneira de 500 mesh para retirada do excesso de sacarose, recuperado em água com auxílio de um pisquete e quantificado em lâmina de Peters com auxílio de microscópio ótico, e em seguida calibrada para concentração de 1.000 ovos e eventuais juvenis de segundo estágio (J2) por mL.

Inoculação de cultivares de algodão: Aos 15 dias após a emergência foi feita a inoculação de 10 mL da suspensão (figura 2C), totalizando 10.000 ovos e eventuais J2 de *M. incognita* por planta de algodão, o inóculo foi distribuído em dois orifícios com 5 cm de profundidade, distantes 2,5 cm do colo da planta (figura 2D e E).

Avaliação dos algodoeiros inoculados: A avaliação ocorreu aos 120 dias da inoculação (DAI), sendo as plantas fotografadas e a parte aérea separada da raiz (figura 3A), a qual foi mantida no solo e armazenada em câmara fria a 16°C, para conservação do sistema radicular durante o período das análises. As raízes foram retiradas do solo, lavadas em água parada (figura 3B), secas com papel toalha e pesadas em balança analítica (Ohaus, modelo Adventurer[™] ARA520, Parsippany, NJ).

Após a pesagem, as raízes foram imersas em solução de floxina B a 15 mg L⁻¹ durante 20 minutos e em seguida lavadas novamente para retirada do excesso de corante. O índice de galhas e de massas de ovos foram avaliados segundo a metodologia descrita por Taylor

e Sasser (1978) onde 0= 0, 1-2 = 1, 3-10 = 2, 11-30 = 3, 31-100 = 4 e maior que 100 = 5 galhas ou massas de ovos por raiz. Em seguida o sistema radicular foi cortado em pedaços de 5cm de comprimento e processados no liquidificador utilizando hipoclorito de sódio na concentração de 1% para extração dos ovos segundo a técnica de Hussey e Barker, modificado por Bonetti e Ferraz (1981), As raízes processadas foram submetidas ao método de Coolen e D’Herde (1972), onde o triturado foi passado em peneira de 42 mesh sobreposta a peneira de 100 mesh e por último uma de 500 mesh. O resíduo da peneira de 500 mesh foi recuperado, e em seguida transferidos para frascos de 100 mL com tampa rosqueada (figura 3B e C), a suspensão com ovos foi calibrada para um volume de 100mL e em seguida adicionado 1mL de formaldeído P.A na concentração de 40%, para conservação. Os ovos e eventuais J2 foram quantificados em lâmina de Peters com auxílio de microscópio ótico. Em seguida calculou-se o fator de reprodução, representado pela relação $FR = \text{População final (Pf)} / \text{População inicial (Pi)}$ (Oostenbrink, 1966).

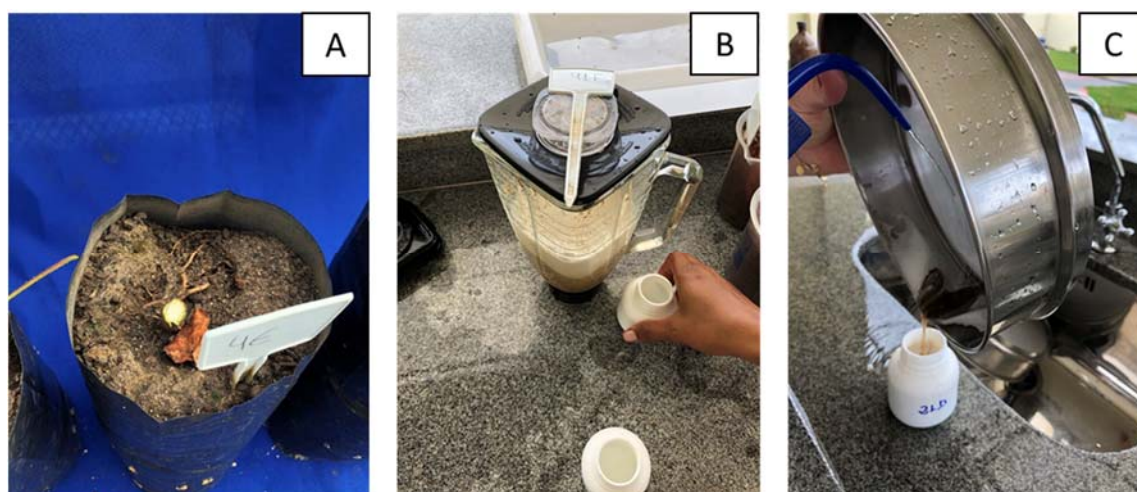


Figura 3 - A: Planta cortada na altura do colo; B: Raízes trituradas com hipoclorito de sódio a 1%; C: Suspensão retida na peneira de 500 mesh e vertida em tubos plásticos.

Análise estatística: A análise estatística foi realizada com auxílio do *software* Sisvar versão 5.6 (Ferreira, 2019). Os dados originais foram transformados para $\sqrt{x + 1}$ para remover os efeitos da não normalidade. Dados transformados foram submetidos à análise de variância para o primeiro e segundo experimentos individualmente. Foi realizado o teste de Hartley para verificar a homogeneidade da variância entre os experimentos (Ramalho *et al.*, 2005). Confirmada a homogeneidade, foi aplicado o teste Scott-Knott a

5% de probabilidade para análise comparativa das médias. Os gráficos foram feitos utilizando o *software* GraphPad® versão 6.01.

RESULTADOS

Das cultivares testadas, os acessos IAC 25RMD e M 315RNR confirmaram resistência a *M. incognita* com FR=0,7 e FR=0,5, respectivamente (figura 4). A cv. IMA 5801B2RF apresentou FR=0,1, menor que o FR de ambos os padrões de resistência. A cv. IAC 24 apresentou FR=1,9, sendo considerada não resistente, mas não apresentando diferença estatística em relação aos padrões de resistência e à cv. IMA 5801B2RF.

Os maiores fatores de reprodução foram detectados nos genótipos escolhidos como padrões de suscetibilidade, como a cv. FM 966 (FR=230,8) e Delta Opal (FR=153,9).

As cultivares TMG 81WS, IMA 6801B2RF, FM 944GL, TMG 42WS, BRS 368RF, BRS, 432 B2RF e Epamig Alva formaram o segundo grupo estatístico, sendo consideradas suscetíveis pelos fatores de reprodução apresentados, os quais variaram de 20,7 a 29,6. O terceiro grupo com maior grupo de cultivares, têm as cultivares BRS 433B2RF, IMA 2106GL, DP 555, FM 954GLT, TMG 62RF, FM 910, 430 B2RF, DP 1746B2RF, TMG 44B2RF, IMA 7501WS, IMA 6501B2RF, FM 940GLT, FM 983GLT, FM 906GLT, DP 1742B2RF, DP 1536B2RF e TMG 47B2RF com fatores de reprodução variando entre 38,6 e 62,5.

Os genótipos IMA 8405, BRS 371RF, FM 980GLT, DP 1734B2RF, DP, 1637 B2RF, FM 993, TMG 41WS, FM 985GLTP, FM 975WS compoem o quarto grupo estatístico com fatores de reprodução entre 66,7 e-84,9.

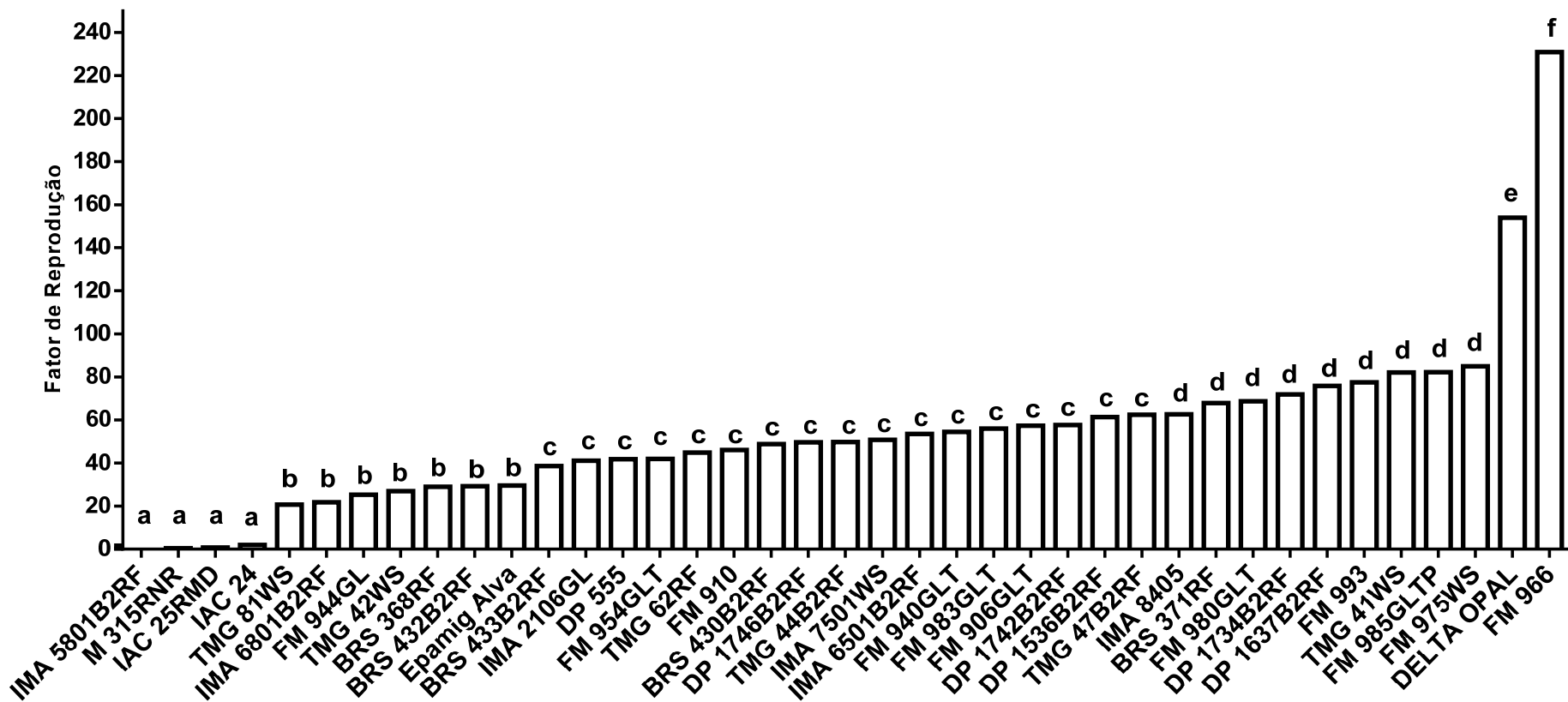


Figura 4 – Média do fator de Reprodução de *Meloidogyne incognita* em cultivares comerciais de algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L.) avaliadas aos 120 dias após a inoculação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste Scott-knot a 5% de probabilidade. (CV%= 25,8).

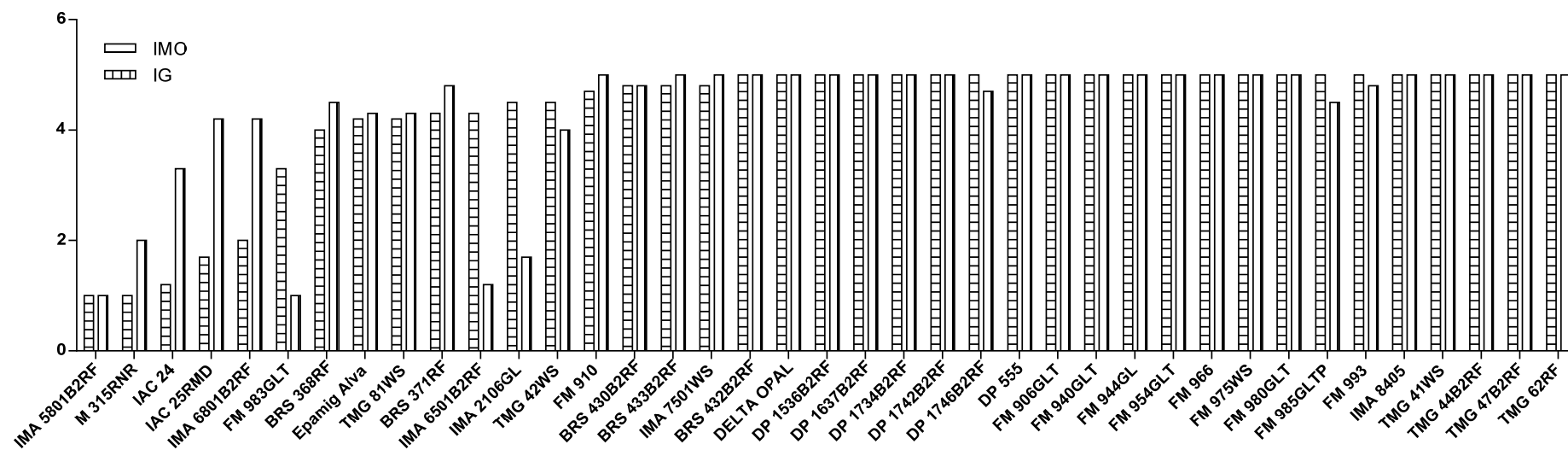


Figura 5 – Média do índice de galhas (IG) e índice de massas de ovos (IMO) de *Meloidogyne incognita* em cultivares comerciais de algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L.) avaliados aos 120 dias após a inoculação (CV%/IG= 18,8; CV%/IMO= 21,7).

Dentre os algodoeiros resistentes, o acesso IMA 5801B2RF foi o que apresentou os menores índices de galha e de massas de ovos (IG=2,3 e IMO=1,0), aliado a FR=0,5 (figura 5). Os demais algodoeiros resistentes, M 315RNR, IAC 24 e IAC 25RMD apresentaram IG>4,5 mas IMO<2,0, aliados a FR<1,0 ou FR=1,9 no caso da cv. IAC 24 (figura 6). Outras cvs. como IMA 6801B2RF (IG=2,5 e IMO=2,0) e FM 983GLT (IG=3,3 e IMO=3,3) apresentaram índices de galhas e de massas de ovos mais baixos (figura 7), mas associados a fatores de reprodução elevados (FR= 21,7 e FR=56, respectivamente). Os demais genótipos alcançaram IG superior a 4,2.



Figura 6 - Sistema radicular de cultivares de algodoeiro suscetíveis de a *M. incognita*, 120 dias após a inoculação com 10.000 ovos e eventuais J2.



Figura 7 - Sistema radicular de cultivares de algodoeiro resistentes a *M. incognita*, 120 dias após a inoculação com 10.000 ovos e eventuais J2..

As cultivares resistentes apresentaram um padrão semelhante para as variáveis ovos por sistema radicular (OSR) e ovos por grama de raiz (OGR) que estão apresentados nas figuras 8 e 9 respectivamente. A cultivar IMA 5801B2RF apresentou os menores valores para ambas variáveis, 142 ovos por sistema radicular e pouco mais de 1 ovo por grama de raiz, sendo inferior aos acessos M315 RNR e IAC 25 RMD, utilizados nesse estudo como padrões de resistência.

Com relação a variável massa de raiz, as cultivares foram divididas em três grupos. No entanto não houve relação entre resistência ou suscetibilidade e maior ou menor massa radicular (figura 10).

Os maiores valores para a variável OSR foram detectados nos padrões de suscetibilidade, permanecendo a cv. FM 966 com mais de 2 milhões de ovos por sistema radicular, seguida da cv. Delta Opal com mais de 1,5 milhão de ovos por sistema radicular (figura 8). As demais cultivares formaram um grupo intermediário, com destaque para TMG 81WS, IMA 6801B2RF, BRS 432B2RF, FM 944GL, TMG 42WS, BRS 368RF e BRS 430B2RF com valores de OSR variando entre 1.803 ovos a 3.361 ovos por sistema radicular.

A análise de correlação de Pearson quando aplicada às variáveis estudadas (anexo 1) indicou correlação positiva forte a muito forte apenas para as variáveis fator de reprodução (FR) e ovos por grama de raiz (OGR).

Considerando a correlação FR X OGR, das 39 cultivares testadas, apenas a cv. IAC 24 e IMA 5801B2RF não apresentaram significância estatística ($P < 0,05$). Por outro lado, o genótipo IMA 6801B2RF apresentou correlação moderada (0,5962) e o IMA 7501WS correlação negativa fraca (-0,3840). Para as demais variáveis houve correlação fraca ou muito baixa e/ou não significativa (anexo 1).

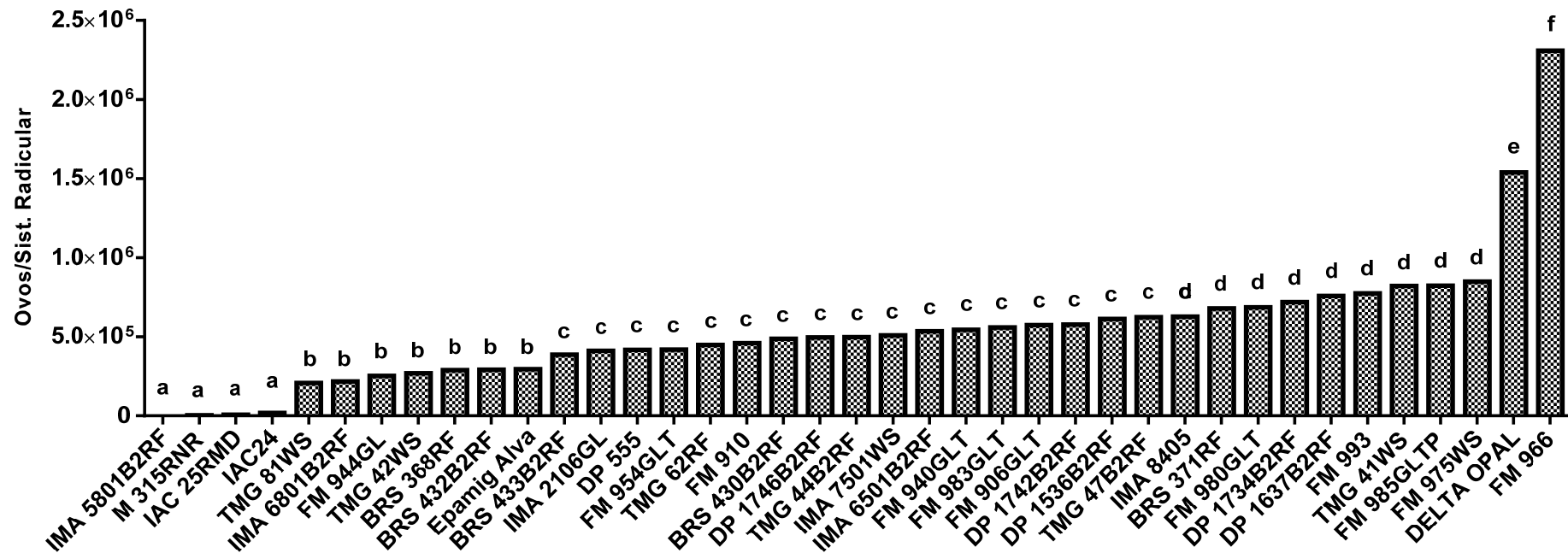


Figura 8 – Média do número total de ovos de *Meloidogyne incognita* por sistema radicular nos genótipo de algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L.) avaliado aos 120 dias após a inoculação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Scott-knot a 5% de probabilidade. (CV%= 27,5).

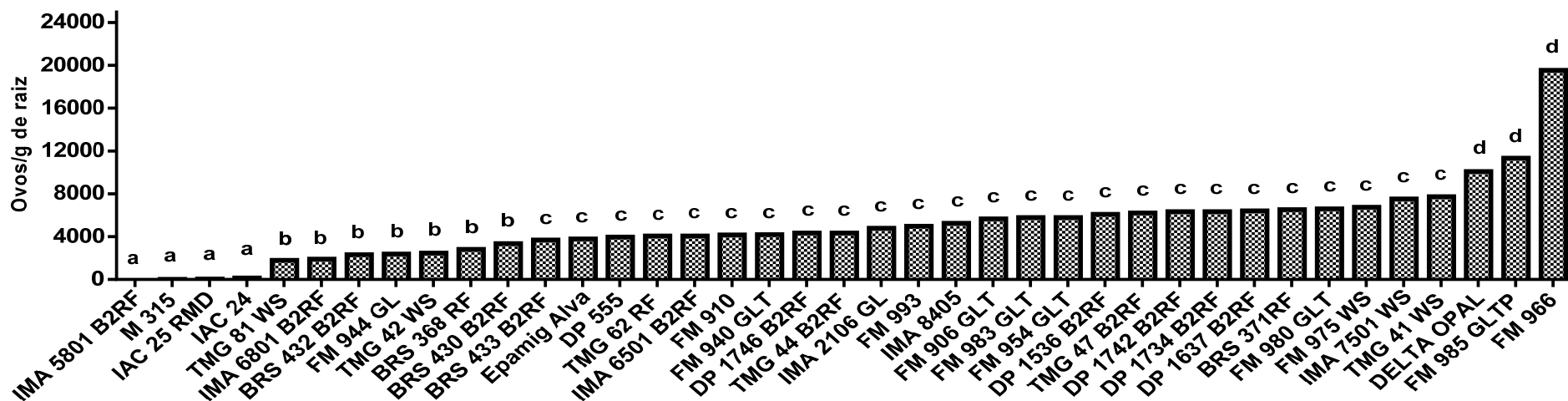


Figura 9 – Média do número de ovos de *Meloidogyne incognita* por grama de raiz de cultivares comerciais de algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L.) avaliadas aos 120 dias após a inoculação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Scott-knot a 5% de probabilidade. (CV%= 30,48).

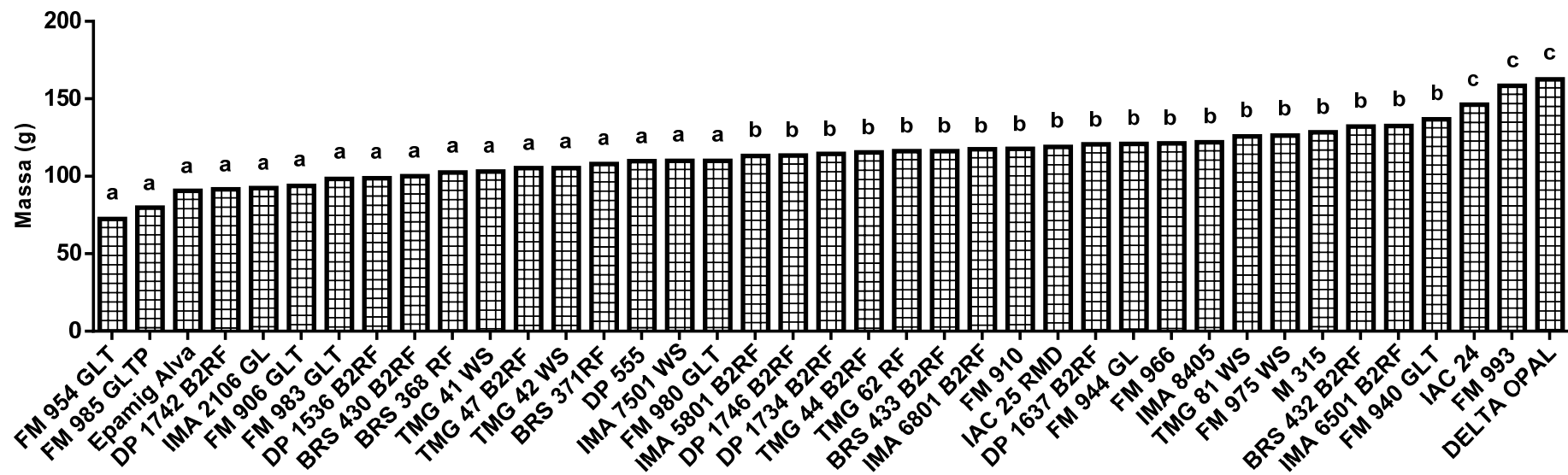


Figura 10 – Média da massa de raízes de cultivares comerciais de algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L.) inoculadas com o nematoide *Meloidogyne incognita* e avaliadas aos 120 dias após a inoculação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste Scott-knot a 5% de probabilidade. (CV%= 22,9)

DISCUSSÃO

No presente estudo, a viabilidade do inóculo utilizado foi comprovada pela agressividade detectada nos padrões de suscetibilidade, cv. FM 966 e Delta Opal, com fator de reprodução superior a 230 e a 150, respectivamente. A cv. FM 966 e, em alguns casos a cv. Delta Opal, também foi utilizada por diferentes autores como padrão de suscetibilidade à *M. incognita* (Alves *et al.*, 2017; Silva *et al.*, 2014; Davis e Stetina, 2016; Lopes *et al.*, 2019). No entanto, Mota *et al.* (2013) classificou cv. Delta Opal como apresentando resistência moderada a *M. incognita* (FR=3,19).

O acesso M315 RNR, utilizado no presente trabalho como padrão de resistência, apresentou FR=0,70 após 120 dias da inoculação com *M. incognita*. Esse acesso teve a sua resistência comprovada também por Lopes *et al.* (2019) através da inoculação de duas populações agressivas de *M. incognita* raça 3 do oeste baiano. O acesso M315 RNR também foi testado por Mota *et al.* (2013), tendo sido classificado com altamente resistente (FR=0,03), também com baixo fator de reprodução (FR=0,4) por Alves *et al.* (2017).

A cv. IAC 25 RMD, havia sido classificada com elevada resistência por Galbieri *et al.* (2009) e Galbieri (2018), tendo a sua resistência confirmada nesse estudo (FR=0,55). No entanto, a cv. IAC 24, classificada como altamente resistente por Cia *et al.* (2002), apresentou-se com resistência moderada nesse estudo (FR=1,9). Variações encontradas na reação de genótipos de algodoeiro frente a inóculos de nematoides de diferentes origens pode estar associada à variabilidade genética das populações coletadas em cada localidade (Castagnone-Sereno, 2006).

Testes para detecção de resistência em genótipos de algodoeiro têm sido realizados por diferentes autores, seja para a fenotipagem de linhagens ou mesmo para testes com cultivares comerciais de algodão visando a sua recomendação para plantio em áreas infestadas. No entanto, as cultivares classificadas como tolerantes, resistentes ou suscetíveis em trabalhos como o de Galbieri, *et al.* (2019b) carecem da revelação do fator de reprodução do nematoide.

Das 20 cultivares relatadas por Galbieri *et al.* (2019a), 17 foram testadas nesse estudo. As cvs. FM 975WS, FM 985GLTP, DP 1637B2RF, DP 1734B2RF, TMG 47B2RF, DP

1536B2RF, FM 906GLT, FM 983GLT, TMG 44B2RF, DP 1746B2RF, TMG 62RF, FM 954GLT, IMA 2106GL, BRS 432B2RF, FM 944GL, TMG 81WS e IMA 5801B2RF receberam a mesma classificação (resistente ou suscetível), porém reações diferentes. Isso pode ter ocorrido devido à genética diferente dos isolados, tempo de permanência do inóculo até a avaliação e inóculo inicial, o que provavelmente culminou com o aumento dos fatores de reprodução em nosso estudo.

A cultivar IMA 5801B2RF se mostrou altamente resistente, resultado recentemente demonstrado por Galbieri *et al.* (2019a), com $FR < 1,0$. Nesse trabalho, a referida cultivar apresentou uma redução média de 90% da população inicial de *M. incognita*, tendo apresentado $FR = 0,01$. A fraca reprodução de *M. incognita* na cv. IMA 5801B2RF se deve provavelmente a expressão de mais de um gene de resistência quando afetada por estresse biótico.

Segundo Galbieri *et al.* (2019b), cultivar IMA 5801B2RF apresentou suscetibilidade à ramulose e suscetibilidade moderada à bacteriose e murcha de *Fusarium*. Para áreas com incidência não só de nematoides, mas também desses outros agentes, a cv. IAC 24 seria mais apropriada (Cia *et al.*, 2002).

De acordo com Lopes *et al.* (2020), a cultivar IMA 5801B2RF possui as mesmas QTL's presentes no acesso M 315RNR, sendo uma presente no cromossomo 11 e associada à supressão da penetração e migração de J2 nas raízes, e a outra no cromossomo 14, com interferência na fertilidade das fêmeas (He *et al.*, 2014).

Mesmo em reações de resistência têm sido observados elevados índices de galhas em raízes de algodoeiro. Nesse estudo, as cultivares resistentes apresentaram valores superiores a 4,2 para índice de galhas. Giebel (1982) explica que a formação de galhas em raízes causadas por *Meloidogyne* spp. nem sempre está estritamente correlacionada com a reprodução do nematoide. Essa observação corrobora com a fraca correlação obtida nesse estudo para as variáveis índice de galhas e fator de reprodução (anexo 1).

Para Alves *et al.* (2017), plantas resistentes não impedem efetivamente a penetração do nematoide nas raízes, sendo a resistência relacionada a fatores pós-penetração que podem retardar o desenvolvimento ou impedir a reprodução (Jenkins *et al.*, 1995; Faske e Starr, 2009).

Alguns genótipos apresentaram resistência moderada como as cvs. BRS 432 B2RF, BRS 368 RF, TMG 42 WS, FM 944 GL, IMA 6801 B2RF, TMG 81WS e Epamig Alva, com FR variando de 20,7 a 29,6. Segundo Galbieri *et al.*, (2019b) as cvs. BRS 432B2RF e TMG 81WS apresentam tolerância a *M. incognita*, tendo sido avaliadas de acordo com Cia *et al.* (2002).

CONCLUSÕES

Das 39 cultivares testadas, apenas M315 RNR, IMA 5801B2RF e IAC 25 RNR mostraram-se resistentes ao isolado de *M. incognita* utilizado nesse estudo. Dessas, apenas a cv. IMA 5801B2RF pode ser recomendada para plantio em áreas infestadas com *M. incognita* por ser atualmente comercializada.

A cv. IAC 24 apresentou resistência moderada a *M. incognita* com FR = 1,9 e também pode ser recomendada para plantio em áreas infestadas com o nematoide.

Alguns genótipos apresentaram um menor fator de reprodução x como as cvs. BRS 432 B2RF, BRS 368 RF, TMG 42 WS, FM 944 GL, IMA 6801 B2RF, TMG 81WS e Epamig Alva, com FR variando de 20,7 a 29,6.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALVES, G. C. S., BARBOSA, V. H. S., GIBAND, M., BARROSO, P. A. V., RODRIGUES, F., & ROCHA, M. R. D. Inheritance of resistance to *Meloidogyne incognita* race 3 in cotton accession TX 25. *Acta Scientiarum. Agronomy*, v. 39, n. 3, p. 331, 2017.
- BONETTI, J.; FERRAZ, J. B. S. **Modificações do método de Hussey & Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* em raízes de cafeeiro.** 1981.
- CASTAGNONE-SERENO, P. Genetic variability and adaptive evolution in parthenogenetic root-knot nematodes. *Heredity*, 2006.
- CIA, E., FUZATTO, M. G., PIZZINATTO, M. A., & BORTOLETTO, N. Uma escala para classificação da resistência de cultivares a doenças do algodoeiro. *Summa phytopatológica*, v. 28, n. 1, p. 28-32, 2002.

- CONAB. Acompanhamento da safra brasileira 2019/2020. **Acompanhamento da Safra Brasileira de Grãos 2019/2020**, v. IV, p. 1–29, 2020.
- COOLEN, W. A.; D'HERDE, C. J. A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue. **A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue.**, 1972.
- DAVIS, R. F.; STETINA, S. R. Resistance and tolerance to nematodes in cotton. *In*: GALBIERI, R.; BELOT, J. L. (Eds.). . **Nematoides fitoparasitas do algodoeiro nos cerrados brasileiros: Biologia e medidas de controle**. Cuiabá (MT), p. 166–243, 2016.
- FASKE, T. R.; STARR, J. L. Mechanism of resistance to *Meloidogyne incognita* in resistant cotton genotypes. **Nematropica**, v. 39, n. 2, p. 281–288, 2009.
- FERREIRA, C. F. **Controle de meloidogyne spp. em algodoeiro e quiabeiro com o fertilizante organomineral ufv-tm100 e o efeito da incorporação de pó de basalto ao fertilizante em tomateiro**. Tese de Doutora. UFLA. Lavras, MG, 2014.
- FERREIRA, D. F. SISVAR: a computer analysis system to fixed effects split plot type designs. **Revista brasileira de biometria; Vol 37 No 4 (2019)DO - 10.28951/rbb.v37i4.450** , 20 dez. 2019.
- FREIRE, E. C.; PEDROSA, M. B.; IDE, M. A.; RIBEIRO, M. P. BRUGNERA, P.; BREDA, C. E.; MARTINS, M. C.; FERRAZ, M.; PERINA, F. J.; MORELLO, C. L.; SILVA-FILHO, J. L.; BRENTANO, S. A.; ORTEGA, R. P.; ARAÚJO, A. C. **S. Avaliações de Cultivares de Algodão no Cerrado da Bahia - Safra 2018/19**. Luís Eduardo Magalhães, BA, 2019. Disponível em: <<https://fundacaoba.com.br/wp-content/uploads/2019/09/circular-tnica-2019-min.pdf>>.
- GALBIERI, R., CIA, E., BELOT, J. L., BOLDT, A. S., DIAS, F. L. F., & VILELA, P. **A. Reação de cultivares de algodoeiro a doenças e nematoides, safra 2018/19**. Publicação periódica, ImaMT, Primavera do Leste, 2019b.
- GALBIERI, R., CIA, E., BELOT, J. L., BOLDT, A. S., KONDO, J. I., & VILELA, P. **A.. Reação de cultivares de algodoeiro a doenças e nematoides, safra 2016/17**. CIRCULAR TÉCNICA. ImaMT. Primavera do Leste, MT, 2018

- GALBIERI, R., CIA, E., BELOT, J. L., VILELA, P. A., CIA, E. **Avaliação da resistência e da tolerância de cultivares de algodoeiro ao nematoide-das-galhas**. Circular Técnica. ImaMT, Primavera do Leste, 2019a.
- GALBIERI, R., FUZATTO, M. G., CIA, E., LÜDERS, R. R., MACHADO, A. C., & 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.; BELOT, J. L. **Nematoides fitoparasitas do algodoeiro nos cerrados brasileiros : Biologia e medidas de controle**. Cuiabá (MT), 2016
- GIEBEL, J. Mechanism of Resistance to Plant Nematodes. **Annual Review of Phytopathology**, v. 20, n. 1, p. 257–279, set. 1982.
- HE, Y., KUMAR, P., SHEN, X., DAVIS, R. F., VAN BECELAERE, G., MAY, O. 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**, v. 127, n. 6, p. 1343–1351, 2014.
- JENKINS, J. N., R. G. CREECH, B.; TANG, G. W. L.; MCCARTY., J. C. Cotton resistance to root-knot nematode: II. Post-penetration development. **Crop Science**, v. 35, p. 369–373, 1995.
- LOPES, C. M. L., CARES, J. E., PERINA, F. J., NASCIMENTO, G. F., MENDONÇA, J. S. F., MOITA, A. W., & CARNEIRO, R. M. D. G. Diversity of *Meloidogyne incognita* populations from cotton and aggressiveness to *Gossypium* spp. accessions. **Plant Pathology**, p. 816–824, 2019.
- LOPES, C. M. L., SUASSUNA, N. D., CARES, J. E., GOMES, A. C. M. M., PERINA, F. J., NASCIMENTO, G. F., CARNEIRO, R. M. D. G. Marker-assisted selection in *Gossypium* spp. for *Meloidogyne incognita* resistance and histopathological characterization of a near immune line. **Euphytica**, v. 216, n. 2, p. 19, 2020.
- MOTA, F. C., ALVES, G. C. S., GIBAND, M., GOMES, A. C. M. M., SOUSA, F. R., MATTOS, V. S., ROCHA, M. R. New sources of resistance to *Meloidogyne incognita* race 3 in wild cotton accessions and histological characterization of the defence mechanisms. **Plant Pathology**, v. 1, p. 1173–1183, 2013.

- OOSTENBRINK, M. **Major characteristics of the relation between nematodes and plants.** 1966.
- POZZER, D. **Regiões produtoras recebem o + Performance Algodão TMG Grupo Cultivar.** 2019 Disponível em: <<https://www.grupocultivar.com.br/noticias/regioes-produtoras-recebem-o-performance-algodao-tmg>>. Acesso em: 21 fev. 2020.
- RAMALHO, M. A. P., RAMALHO, E. F. S. M., FERREIRA, D. F., OLIVEIRA E SILVA, A. C., PERREIRA, D., RAMALHO, A. K., & DE OLIVEIRA, A. I. G. **Experimentação em genética e melhoramento de plantas.** UFLA. Lavras, MG, 2005.
- SHAHBANDEH, M. **Top cotton exporting countries 2019.** Disponível em: <<https://www.statista.com/statistics/191895/leading-cotton-exporting-countries/>>. Acesso em: 21 jan. 2020.
- SILVA, E. H. **Variabilidade genética e fisiológica de populações de *Meloidogyne incognita* e identificação de QTLs de uma nova fonte de resistência do algodoeiro (*Gossypium* spp.) a esse nematoide.** 2014. Tese de Doutorado. UnB. Brasília, DF, 2014.
- STARR, J. L.; CARNEIRO, R. G.; RUANO, O. Nematode parasites of cotton and other tropical crops. *In*: LUC, M.; SIKORA, R. A.; BRIDGE, J. (Eds.). **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture.** Wallingford, Oxfordshire,: CABI, p. 733–750, 2005.

CAPÍTULO 3

Eficiência de métodos de destruição de soqueira sobre fitonematoides do algodoeiro

RESUMO

O controle cultural e suas práticas agrícolas manipulam o ambiente em detrimento ao fitopatógeno com o objetivo de erradicar ou reduzir o inóculo presente na área. A destruição de restos culturais do algodoeiro é prática obrigatória para a redução populacional de insetos-pragas e fitopatógenos, podendo ser realizada de forma mecânica ou química. Porém, a sua eficácia na redução populacional de patógenos de solo, em particular os nematoides fitoparasitas do algodoeiro, ainda carece de dados científicos. O objetivo deste trabalho foi avaliar a eficiência de diferentes métodos de destruição de soqueira na redução populacional de fitonematoides parasitas do algodoeiro e habitantes do solo. Realizou-se um ensaio de campo em Luís Eduardo Magalhães/BA, com quatro tratamentos, diferentes métodos de destruição de soqueira do algodoeiro, e 5 repetições. Os tratamentos foram: a) destruição mecânica com arrancador de soqueira em “V”; b) destruição mecânica com três gradagens aliada à umidade do solo; c) destruição mecânica com três gradagens; d) destruição química da soqueira. Realizou-se coletas de solo e raiz de algodoeiro durante o desenvolvimento da cultura, aos 30, 60, 90 e 120 dias após a germinação do algodoeiro, e aos 0, 15, 30 e 45 dias após a aplicação dos tratamentos em campo. Nematoides foram extraídos de alíquota de solo de 200cm³ e de 10g de raízes, para identificação e quantificação de nematoides fitoparasitas presentes em cada amostra. Foram detectados na área experimental os nematoides *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp. e *Mesocriconema* sp. que aumentaram suas populações durante o desenvolvimento da cultura. Após aplicação dos tratamentos, *Meloidogyne* sofreu redução populacional a partir dos 15 dias com os tratamentos com arrancador de soqueira em “V”, gradagem e gradagem seguida da adição de umidade, aos 45 dias o tratamento com arrancador de soqueira em “V” foi o que proporcionou uma maior redução em relação aos demais tratamentos. Os tratamentos com arrancador de soqueira em “V”, gradagem e gradagem

seguida da adição de umidade reduziram a população de *Pratylenchus* apenas aos 45 dias de tratamento, apenas destruição química não reduziu a população no mesmo período. *Mesocricema* não apresentou interação com os tratamentos, com a população reduzindo de forma semelhante ao longo dos períodos de coleta em todos os tratamentos.

Palavras-chave: Controle cultural, *Gossypium hirsutum*, *Meloidogyne*, *Mesocriconema*, *Pratylenchus*.

ABSTRACT

Cultural control and its agricultural practices manipulate the environment in detriment of phytopathogens aiming to eradicate or reduce the inoculum present in the area. The destruction of cotton stalks is a mandatory practice for decreasing populations of insects and phytopathogens, being applied mechanically or chemically. However, its effectiveness in reducing populations of soil-borne pathogens, particularly plant-parasitic nematodes of cotton, still lack scientific evidences. This work aimed to evaluate the efficiency of destruction methods for cotton residues and their effect on plant-parasitic nematodes in the soil. A field trial was carried out in Luís Eduardo Magalhães/BA with four treatments (methods of cotton stalks destruction) and five replicates. The treatments were: a) mechanical destruction with a "V" stub puller b) Mechanical destruction with three harrows combined with soil moisture; c) Mechanical destruction with three plowings; d) chemical destruction of cotton stalks. Soil and cotton root samples were collected at 0, 15, 30 and 45 days. Nematodes were extracted from a 200cm³ of soil and 10g roots aim to identify and quantify phytoparasitic nematodes present in each sample. Nematodes *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp. and *Mesocriconema* sp. that increased their populations during the development of the cotton. After application of the treatments, *Meloidogyne* suffered a population reduction after 15 days with treatments with a "V" stub puller, plowing followed by the addition of moisture, at 45 days the treatment with a "V" stub puller was provided a greater reduction in relation to the other treatments. Treatments with a "V" stub puller, plowing followed by the addition of moisture reduced the population of *Pratylenchus* only after 45 days of treatment, only

chemical destruction did not reduce the population in the same period. *Mesocricema* showed no interaction with treatments, with the population reducing similarly over the collection periods in all treatments.

Keywords: Cultural control, *Gossypium hirsutum*, *Meloidogyne*, *Mesocriconema*, *Pratylenchus*.

INTRODUÇÃO

O algodoeiro apesar de ser cultivado como cultura anual apresenta ciclo perene. Isso significa que após o ciclo reprodutivo, as plantas continuam o desenvolvimento vegetativo (Marinho, 2016). Caso o algodoeiro seja deixado no campo após a colheita, servirá de abrigo para pragas e doenças, favorecendo a reprodução de diferentes espécies, em especial de nematoides fitoparasitos (Inomoto, 2016).

Devido a essa característica, foi implantado em 1993, no Brasil, o vazio sanitário para a cultura do algodoeiro, o qual consiste na destruição obrigatória dos restos culturais do algodoeiro em campos de produção comercial. Os restos culturais são também conhecidos como soqueira e abrigam muitas pragas e patógenos importantes.

Tendo em vista a necessidade de eliminação da soqueira do algodão no campo, diferentes métodos têm sido disponibilizados para destruição de soqueiras em áreas de produção (Sofiatti *et al.*, 2015). No entanto, ainda não há pesquisa que indique o melhor método, aliado ao tempo necessário para que haja redução significativa de pragas e fitopatógenos que sobrevivem na soqueira do algodão.

As principais espécies de nematoides fitoparasitas do algodoeiro são habitantes do solo como *Meloidogyne incognita*, *Mesocriconema sp.*, *Pratylenchus brachyurus* e *Rotylenchulus reniformis*. Portanto, o manejo do solo e a destruição de plantas hospedeiras são de vital importância para interferir na sobrevivência e reprodução dos nematoides em áreas de cultivo de algodão (Galbieri e Belot, 2016).

O revolvimento do solo, em alguns casos, é uma prática recomendada para a redução populacional de fitonematoides. Em grandes áreas, essa prática é realizada mecanicamente através de aração e gradagem, destruindo plantas invasoras, muitas das quais são hospedeiras de nematoides, incorporando restos culturais e expondo os fitonematoides à ação do sol (Inomoto, 2016).

De acordo com Mueller e Koenning (2012) a densidade de fitonematoides nos 20 cm superficiais de solo pode ser reduzida em até 66% por meio de aração profunda. Em solos compactados, comumente encontrados em sistema plantio direto, a subsolagem quando utilizada resulta em 25-50% de aumento na produção de algodão. No entanto, o revolvimento do solo nem sempre é realizado pelo produtor que desenvolve o sistema direto de plantio, o qual visa proteger o solo com cobertura vegetal.

A eliminação de plantas voluntárias e cultivadas em áreas de produção de algodão pode ser realizada através de sucessivas gradagens e/ou aplicação de herbicidas, tendo como objetivo a eliminação do alimento proporcionado aos nematoides. De acordo com Mueller Koenig (2012), o alqueive, método agrícola que envolve a remoção completa da cobertura vegetal de uma determinada área, tem proporcionado níveis de controle entre 50 e 90%.

Com base no exposto, objetivou-se comparar a eficácia de quatro métodos de destuição de soqueira de algodão na redução da densidade populacional de nematoides parasitas do algodoeiro.

MATERIAL E MÉTODOS

Localização do experimento: O trabalho foi realizado no campo experimental da Fundação Bahia, localizada no município de Luís Eduardo Magalhães, com coordenadas geográficas 12°05'47.4"Sul 45°42'35.9"Oeste e altitude de 720m. A área utilizada para o trabalho está localizada em campo irrigado por pivô central, medindo 18 por 115m, local anteriormente utilizado para multiplicação de sementes, com plantios sucessivos de algodão e feijão caupi.

Coleta de solo para análise química da área experimental

Foi realizada coleta de solo, a 0-20 cm e 20-40 cm de profundidade, da área experimental para análise química visando uma correta adubação do algodoeiro a ser cultivado. As amostras foram enviadas ao laboratório FAAHF LAB em Luís Eduardo Magalhães (BA), onde analisou-se o pH, teores de macronutrientes, matéria orgânica, alumínio, CTC, saturação de bases e V% (tabela 1).

Tabela 1 - Características químicas do solo da área experimental

Profundidade (cm)	mg dm ⁻³ g dm ⁻³		-----mmol _c dm ⁻³ -----									
	P	M.O.	pH CaCl ₂	K	Ca	Mg	Na	H ³ Al ³	Al ³	CTC	SB	V%

0-20	22	18	5,4	1,2	14	3	0,1	9	0	27,3	18,3	67
20-40	51	11	5,3	0,6	15	4	0	8	0	27,6	19,6	61

As temperaturas mínima, média, máxima e a umidade relativa do ar foram medidas diariamente a partir de uma estação meteorológica automática, distante 440m da área experimental. A temperatura máxima registrada no período de realização do experimento foi de 37,7°C, com temperatura média de 24,7°C e mínima de 12,0°C, enquanto a máxima de umidade relativa do ar foi de 67,7% e a mínima de 28,2% (figura 11).

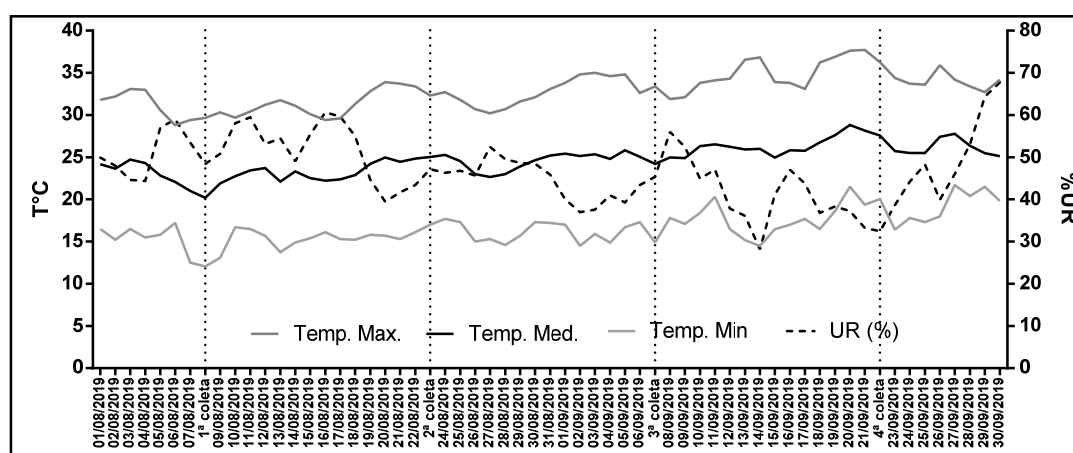


Figura 11 - Temperatura mínima, máxima, média e umidade relativa do ar de 1 de agosto a 30 de setembro de 2019.

Levantamento da fauna nematológica

Para avaliar a diversidade, abundância e distribuição espacial de fitonematoides na área experimental, a mesma foi georreferenciada para demarcação do seu perímetro, tendo-se utilizado aparelho de GPS marca Garmim®, modelo Etrex 30x de navegação portátil. Em seguida, a área experimental foi subdividida em malhas amostrais quadrilares de 25 m² (5x5m). Dentro de cada malha quadrilar realizou-se amostragem em forma de grid, tendo-se coletado cinco subamostras de solo, sendo quatro nas extremidades e uma no centro. Cada ponto de coleta foi georreferenciado, tendo sido coletados 500 g de solo por quadrante a 20 cm de profundidade. Utilizou-se alíquotas de 200 cm³ de solo para a extração de nematoides.

Mapa de interpolação de fitonematoides do solo da área experimental

Utilizou-se o método da flutuação-sedimentação-peneiramento descrito por Jenkins (1964) onde alíquotas de 200 cm³ de solo foram agitadas em um volume de 3,8L de água por 1 minuto e em seguida vertido em peneira de 100 mesh sobreposta a peneira de 500 mesh. O resíduo da peneira de 500 mesh foi recuperado, centrifugado em água a 3.000 rpm por cinco minutos e o sobrenadante eliminado. O volume dos tubos foi completado com solução de sacarose 50% e centrifugado a 1.000 rpm por 1 minuto, recuperando-se o sobrenadante, sendo este vertido em peneira de 500 mesh para retirada do excesso de sacarose e recuperado em água com auxílio de um pissete para tubos de centrífuga de 50mL. Em seguida, os nematoides foram mortos em banho maria a 60°C por 1 minuto e armazenados em solução de Golden (Hooper, 1986). Em seguida, os espécimes presentes nas amostras foram quantificados em lâmina de Peters sob microscópio de luz. Os dados nematológicos foram processados no *Software* QGis versão 3.10.1 para obtenção de um mapa interpolado por Krigagem (anexo 2) para obtenção da distribuição espacial dos fitonematoides.

Semeadura do algodão

A semeadura foi feita com semeadora-adubadora Jumil[®] Exacta (Justino de Moraes, Irmãos S/A, Batatais, SP), tracionada por um trator John Deere[®] 6100J (Deere & Company, Moline, IL) e realizada em 4 linhas de plantio. A cultivar TMG 44B2RF, suscetível aos fitonematoides do algodoeiro, foi semeada juntamente com 400 Kg/ha de N-P-K na formulação 8-20-0. Ao final do ciclo de cultivo, realizou-se a colheita e posterior trituração das plantas com auxílio de roçadeira.

Ensaio em campo com destruição de soqueira de algodão

O ensaio foi constituído por 4 tratamentos (formas de destruição de soqueira) e 5 repetições, totalizando 20 parcelas experimentais distribuídas ao acaso. Cada unidade experimental (parcela), com 10 metros de comprimento, apresentava 4 linhas de plantio, com espaçamento entrelinhas de 0,76 m. Considerou-se as linhas laterais como bordadura e as centrais para coleta de dados. Os tratamentos foram: a) Destruição química da soqueira; b) Destruição mecânica com arrancador de soqueira em “V”; c) Destruição mecânica com três gradagens; d) Destruição mecânica com três gradagens aliada à umidade do solo.

Destruição química: Para a destruição química, foi aplicado 1.612 g/ha do i. a. do herbicida 2,4-D + 60 g/ha do i. a. do herbicida flumiclorac seguindo a recomendação de

Sofiatti *et al.* (2015), para isso foi utilizado um pulverizador costal pressurizado a CO₂, com pressão de 250kPa e volume de calda de 200L.ha⁻¹, com seis bicos cônicos e espaçamentos de 50cm (figura 12A).

Destruição arrancador em “V”: Como arrancador de soqueira foi utilizado o arrancador de soqueira em “V” (figura 12B) modelo Shopper 550 (Moraes Equipamentos Agrícolas, Batatais, SP), ambas tracionadas por um trator John Deere[®] 6100J (Deere & Company, Moline, IL).

Destruição mecânica com gradagens: Para destruição mecânica foi utilizada uma grade-radora intermediária TATU[®] modelo GASPCR (Marchesan Implementos e Máquinas agrícolas TATU S.A., Matão, SP) com largura de 2,65m e discos de 34” (figura 12C).

Destruição mecânica com gradagens e umidade: A incorporação de lâmina de água após a terceira gradagem foi realizada com tanque pipa rebocável, tendo sido adicionados 23mm de água correspondentes à capacidade de campo da camada de 0-20cm de solo da área experimental (figura 12D).



Figura 12 - Tratamentos aplicados à área experimental: A) Destruição química da soqueira, B) Destruição mecânica com arrancador em “V”, C) Destruição mecânica com 3 gradagens, D) Destruição mecânica com 3 gradagens e umidade.

Amostragem

Antes do início dos tratamentos: Foram realizadas coletas de amostras de solo, 500 gramas por parcela, objetivando monitorar o desenvolvimento das populações de fitonematoides em cada parcela da área experimental. Foram realizadas coletas antes do plantio de algodão, e durante o ciclo do algodoeiro aos 30, 60, 90 e 120 dias. Após a colheita do algodão, iniciou-se os tratamentos de destruição de.

Após a aplicação dos tratamentos: Foram coletadas amostras de solo e raiz da seguinte forma: **i)** imediatamente após a aplicação dos tratamentos; **ii)** 15 dias após a aplicação dos tratamentos, **iii)** 30 dias da aplicação dos tratamentos e **iv)** 45 dias após a aplicação dos tratamentos.

Extração de nematoides de amostras de solo

O solo coletado foi submetido ao método da flutuação-sedimentação-peneiramento descrito por Jenkins (1964) para extração de nematoides, onde alíquotas de 200 cm³ de solo foram agitadas em um volume de 3,8L de água por 1 minuto e em seguida vertido em peneira de 100 mesh sobreposta a peneira de 500 mesh. O resíduo da peneira de 500 mesh foi recuperado, centrifugado em água com adição de 3g de caulim, no caso das raízes, a 3.000 rpm por cinco minutos e o sobrenadante eliminado. O volume dos tubos foi completado com solução de sacarose 50% e centrifugado a 1.000 rpm por 1 minuto, recuperando-se o sobrenadante, sendo este vertido em peneira de 500 mesh para retirada do excesso de sacarose e recuperado em água com auxílio de um pissete para tubos de centrífuga de 50 mL. Em seguida, os nematoides foram mortos em banho maria a 60°C por 1 minuto e armazenados em solução de Golden 2X (Hooper, 1986). Os espécimes encontrados foram quantificados com o auxílio de lâmina de Peters em microscópio ótico.

Extração de nematoides de amostras de raízes

A quantidade de 10 g de raízes foram cortadas em pedaços de 5cm com tesoura, lavadas para a retirada do excesso de solo e pesadas, em seguida processadas pelo método de Coolen e D'Herde (1972), sendo trituradas em água por 30 segundos e passadas em peneira de 100 mesh e por último em peneira de 500 mesh. O resíduo da peneira de 500 mesh foi recuperado, centrifugado em água com adição de 3g de caulim, a 3.000 rpm por

cinco minutos e o sobrenadante eliminado. O volume dos tubos foi completado com solução de sacarose 50% e centrifugado a 1.000 rpm por 1 minuto, recuperando-se o sobrenadante, que foi vertido em peneira de 500 mesh para retirada do excesso de sacarose e recuperado em água com auxílio de um pissete para tubos de centrífuga de 50mL. Em seguida, os nematoides foram mortos e conservados seguindo a mesma metodologia utilizada para os nematoides do solo.

Análise estatística

A análise estatística foi realizada com auxílio do *software* Sisvar versão 5.6 (Ferreira, 2019). Os dados originais foram transformados para $\sqrt{x + 1}$ para remover os efeitos da não normalidade. Dados transformados foram submetidos à análise de variância e aplicado o teste Tukey a 5% de probabilidade para análise comparativa das médias. Os gráficos foram elaborados utilizando o *software* GraphPad® versão 6.01.

RESULTADOS

Foram identificados espécimes pertencentes aos gêneros *Mesocriconema*, *Pratylenchus* e *Meloidogyne* na área experimental. Houve aumento da densidade populacional desses nematoides ao longo das avaliações em que algodoeiro suscetível foi cultivado. Aos 120 dias após a emergência do algodoeiro, foram detectados 33 J2 de *Meloidogyne*, 260 *Mesocriconema* e 218 *Pratylenchus*/200cm³ de solo + 10g de raízes de acordo com a figura 13.

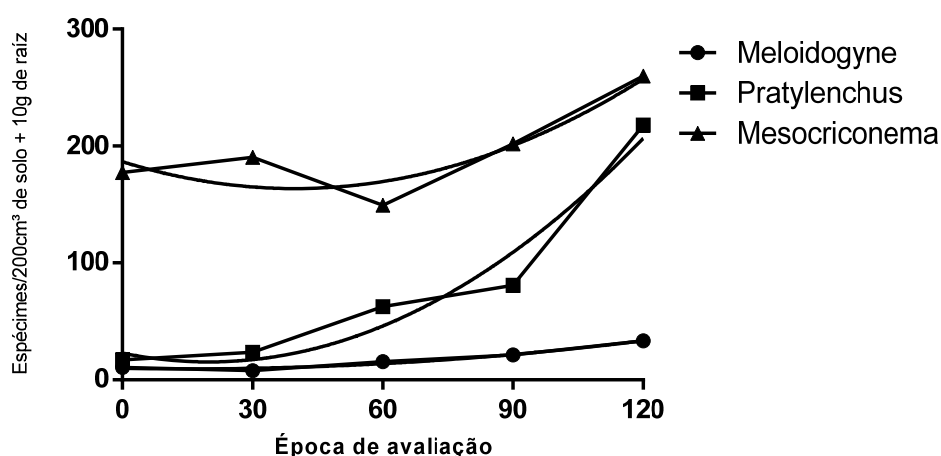


Figura 13 – Média e desvio padrão de nematoides fitoparasitas/200cm³ de solo + 10g de raiz de solo quantificados aos 60, 90 e 120 dias após a emergência de algodoeiro cv. TMG 44B2RF.

De acordo com a tabela 2, não houve diferença estatística com relação à densidade populacional dos nematoides por ocasião do início dos tratamentos (período 0).

Para *Meloidogyne*, aos 15 e 30 dias após a aplicação dos tratamentos, o método de destruição mecânica com 3 gradagens (MG), de destruição mecânica com 3 gradagens com umidade (MGU) e de destruição de soqueira com arrancador em “V” (AV) resultaram em menores densidades populacionais de *Meloidogyne* em relação ao método químico. Para *Pratylenchus* este mesmo comportamento foi observado, mas somente aos 45 dias. A densidade populacional de *Mesocriconema* não foi influenciada pelos tratamentos (tabela 2).

Aos 45 dias do início dos tratamentos, o método de destruição de soqueira com arrancador em “V” (AV) foi o mais eficiente na redução da população de *Meloidogyne*, seguido pelos métodos de destruição mecânica (MG) e de destruição mecânica com adição de umidade (MGU). O tratamento menos eficaz foi o de destruição química da soqueira (MQ).

Os tratamentos, destruidor de soqueira com arrancador em “V” e destruição mecânica com umidade, alcançaram menor redução da população de *Meloidogyne* aos 30 dias após a aplicação dos tratamentos, sem observar diferenças dos 45 dias (Tabela 2). O tratamento destruidor mecânico com umidade (MGU) alcançou diferença estatística significativa, em relação aos demais tratamentos, aos 30 dias após o início dos tratamentos. O destruidor mecânico (MG) com melhor desempenho aos 15 e 30 dias após o início do ensaio, onde ambos não diferenciaram entre si estatisticamente, mas sim em relação aos outros tempos (Tabela 2).

Para *Mesocriconema*, não houve diferença significativa entre os tratamentos para os intervalos avaliados, havendo diferença significativa entre a densidade populacional inicial e a detectadas a partir dos 15 dias após o início dos tratamentos com uma redução linear da população até os 45 dias de tratamento.

Tabela 2 - Média populacional² de fitonematoides em solo (200 cm³) e raízes (10g), com diferentes métodos de destruição de soqueira em diferentes épocas de avaliação.

<i>Meloidogyne</i>				
Tratamento	0 dias ^{ns}	15 dias [*]	30 dias ^{**}	45 dias ^{**}
AV ^{**}	12,7 a C	9,0 a BC	0,1 a A	1,6 a AB
MGU ^{**}	14,6 a B	9,4 a B	0,8 a A	5,6 b AB
MG ^{**}	16,5 a B	6,9 a A	2,5 a A	6,9 b AB
MQ ^{ns}	11,7 a A	24,1 b A	16,1 b A	16,3 c A
CV%	16,4	34,3	54,4	16,3
<i>Pratylenchus</i>				
	0 dias ^{ns}	15 dias ^{ns}	30 dias ^{ns}	45 dias ^{**}
AV ^{ns}	36,4 a A	20 a A	16 a A	4,5 a A
MGU ^{ns}	42,3 a A	19,9 a A	11,8 a A	2,8 a A
MG ^{ns}	22,7 a A	13,7 a A	13,2 a A	3,7 a A
MQ ^{**}	39,8 a B	14,5 a A	24,1 a A	26,2 b A
CV%	20,4	39,8	23,4	28,3
<i>Mesocriconema</i>				
	0 dias ^{ns}	15 dias ^{ns}	30 dias ^{ns}	45 dias ^{ns}
AV ^{**}	59,3 a B	2,7 a A	8,1 a A	3,5 a A
MGU ^{**}	106,1 a B	2,5 a A	5,3 a A	6,6 a A
MG ^{**}	124,8 a B	1,5 a A	3,6 a A	7,4 a A
MQ ^{**}	93,8 a B	2,0 a A	1,8 a A	3,4 a A
CV%	38	32,7	40,5	25,5

AV = Método de destruição de soqueira com arrancador em “V”; MGU = Método de destruição de soqueira com três gradagens com adição de umidade; MG = Método de destruição de soqueira com três gradagens; MQ = Método químico de destruição de soqueira. Médias com mesma letra minúscula não diferem entre si na coluna e maiúscula não diferem entre si na linha pelo teste de Tukey a 5% de significância. ²A média dos valores foram transformados para $\sqrt{x + 1}$ e os dados originais mantidos na tabela. ^{ns}Não significativo; ^{*}Significativo (p-valor<0,05); ^{**}Significativo (p-valor<0,01).

O método químico não apresentou significância estatística em relação aos tempos de coleta para *Meloidogyne*. Para *Pratylenchus* e *Mesocriconema* apresentou diferença estatística a partir dos 15 dias em relação ao tempo 0, mas não entre os tempos 15, 30 e 45 dias.

Todos os tratamentos apresentaram o mesmo comportamento para o gênero *Mesocriconema*, onde os tempos 15, 30 e 45 não se diferenciaram entre si, mas sim em relação ao tratamento 0.

De acordo com a figura 15, os diferentes métodos de destruição de soqueira reduziram a população inicial de *Meloidogyne* de forma significativa, 30 dias após o início dos tratamentos, com exceção do método químico onde houve aumento populacional ao longo do tempo (figura 15A). Considerando o gênero *Pratylenchus*, a interrupção dos tratamentos somente poderia ser realizada aos 45 dias após a sua implementação (figura 15 B). Para *Mesocriconema*, houve redução progressiva com maior redução aos 45 dias após o início dos tratamentos (figura 15C). No entanto, ocorreu diferença estatística entre a população inicial e as populações a partir dos 15 dias de ensaio, não havendo diferença estatística entre 15, 30 e 45 dias.

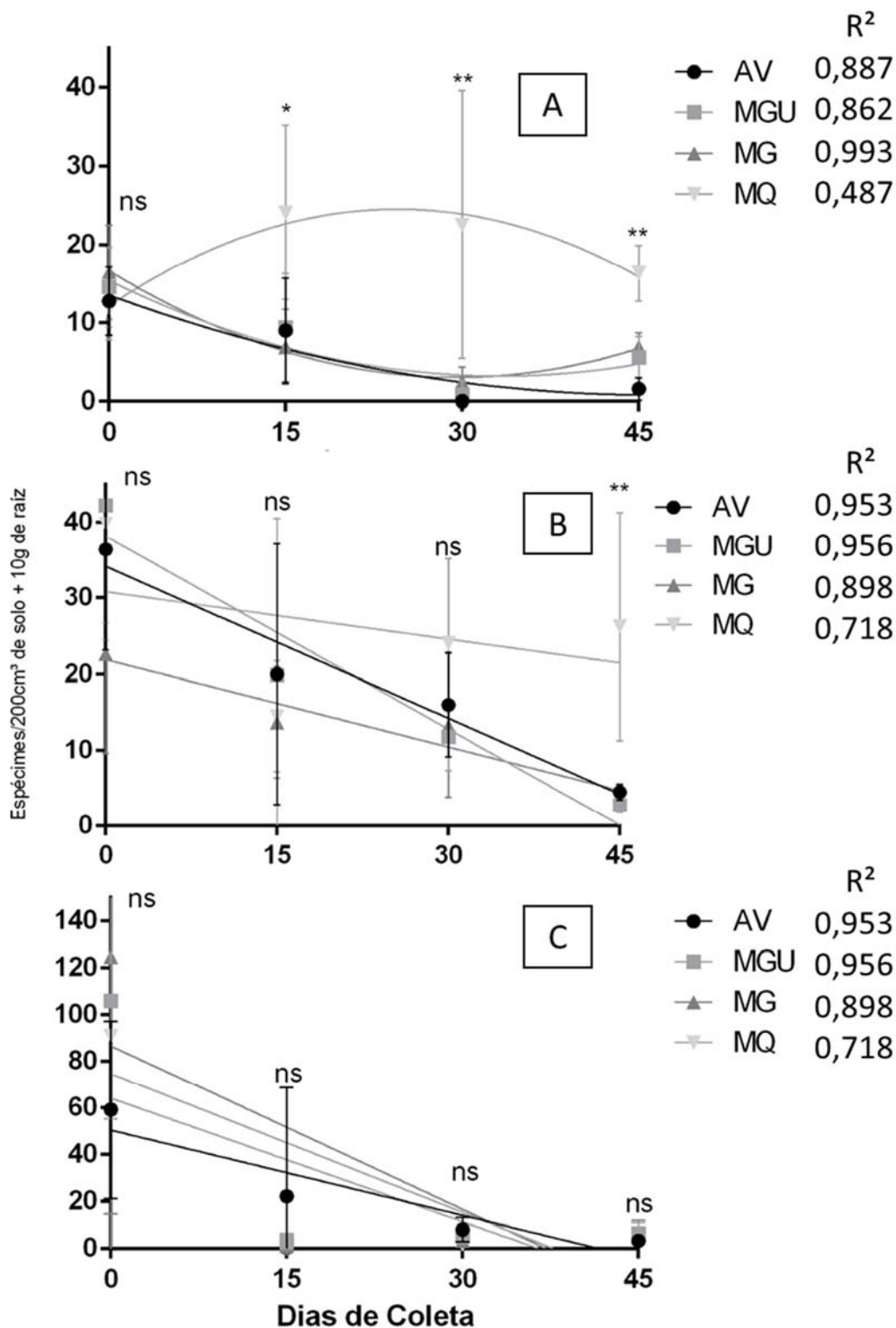


Figura 14 – Curvas de regressão e desvio padrão da população fitonematoides em solo (200 cm³) e raízes (10g) em função de diferentes épocas de avaliação com diferentes métodos de destruição de soqueira da cultura do algodoeiro. **A:** *Meloidogyne*, **B:** *Pratylenchus*, **C:** *Mesocriconema*.

^{ns}Não significativo; *Significativo (p-valor<0,05); **Significativo (p-valor<0,01)

DISCUSSÃO

Pinkerton *et al.* (1991) estudaram a dinâmica populacional de *M. chitwoodi* em batata em dois anos de cultivo no oeste dos Estados Unidos. Os autores relataram o pico populacional de J2 por ocasião da colheita da batata (meio do outono), declínio no inverno atingindo os níveis mais baixos no início do verão (plantio). Com o plantio da hospedeira suscetível (batata), a população de J2 no solo aumenta rapidamente devido a elevada taxa reprodutiva das fêmeas e devido aos vários ciclos do nematoide durante o ciclo da cultura em questão. Mesmo em culturas diferentes, no caso o algodoeiro, a dinâmica populacional apresentou comportamento semelhante no gênero *Meloidogyne*, bem como para os demais gêneros estudados no presente trabalho.

Já no algodoeiro, Wrather *et al.* (2002) e Asmus e Ishimi (2009), um o efeito de Aldicarb no controle de *Meloidogyne incognita* e outro estudando a flutuação populacional de *Rotylenchulus reniformis*, respectivamente, também observaram o aumento da densidade dos nematoides com desenvolvimento do algodoeiro no campo. Segundo os autores, a flutuação populacional de nematoides na cultura do algodão está diretamente relacionada a presença de algodoeiro suscetível e umidade no solo, que favorecem o aumento populacional. O aumento da população de fitonematoides presentes no solo durante o desenvolvimento da cultura algodão inicia-se normalmente na germinação e continua durante todo o período vegetativo, com pico no período da floração plena do algodoeiro.

Segundo Maloy, (1993) e Ornat *et al.*, (1999), o revolvimento do solo para o controle de nematoides se baseia no princípio geral de controle conhecido como erradicação, o qual visa eliminar o patógeno de uma área geográfica em que está presente, e no princípio da regulação, que se baseia na alteração do ambiente.

A população de *Meloidogyne* sp., detectada na área experimental, sofreu redução até os 30 dias de avaliação, aumentando aos 45 dias. Diferentemente, *Pratylenchus* sp. e *Mesocriconema* sp. sofreram redução populacional progressiva ao longo do tempo até os 45 dias, onde houve o aumento, que pode estar relacionado aos mecanismos de sobrevivência de ovos e J2 de *Meloidogyne*. Segundo Wesemael *et al.* (2006), a sobrevivência de *Meloidogyne* na ausência da planta hospedeira pode ocorrer devido a uma certa quantidade de ovos estarem dormentes no solo, em quiescência ou diapausa. Por outro lado, formas J2 podem sobreviver por anidrobiose na ausência de planta hospedeira e em ambientes com baixa umidade.

McSorley e Gallaher (1993) avaliaram a dinâmica populacional de nematoides em cultivares de milho e sorgo utilizadas como plantas de cobertura, tendo detectado redução populacional de *Paratrichodorus minor* (Colbran) Siddiqi, 1961 em alguns cultivares, mostrando como a ausência de espécies hospedeiras, seja pela ausência completa de plantas na área ou substituição por uma planta não hospedeira, resultam em uma redução significativa da densidade dos nematoides do solo.

Gomes *et al.* (2010), testaram sistemas de rotação de culturas no controle do nematoide *Mesocriconema xenoplax* (Raski) Loof & de Grisse, 1989 em áreas de renovação de plantio de pessegueiro, além de práticas como pousio, onde não se planta a cultura hospedeira por um determinado período de tempo, sendo admitida a presença de outras espécies, e alqueive, que objetiva a ausência de qualquer tipo de planta na área em questão. Os autores relataram que os sistemas de rotação utilizados e o alqueive resultaram em menor reprodução do nematoide anelado ($FR < 0,18 < 0,007$), diferindo estatisticamente do pousio, o qual favoreceu a reprodução do nematoide devido à presença de plantas daninhas. A combinação de práticas agrícolas é o caminho mais seguro para um efetivo controle de nematoides fitoparasitas. Segundo Dutra e Campos, (2003), a eficiência do alqueive foi potencializada pelo revolvimento do solo associado à irrigação, no controle de *M. incognita* em feijoeiro. Segundo os autores, houve redução de ovos e J2 com aumento da produção.

Embora Dutra e Campos (2003) tenham relatado resultados onde o revolvimento seguido da adição de umidade estimulou a eclosão de ovos e resultou em um melhor controle. Nesse estudo, não houve diferença estatística entre gradagem sem umidade ou gradagem seguida da adição de umidade. No entanto, outros autores (Starr, 1993; Jones *et al.*, 1998) têm postulado o estímulo à eclosão de ovos de *Meloidogyne* pela umidade.

Ornat *et al.* (1999) estudaram o efeito do pousio e da destruição de raízes sobre *M. arenaria* raça 2 (Neal) Chitwood, 1949 e *P. neglectus* (Rensch, 1924) Filipjev & S. Stekhoven em sistemas de cultivo intensivo de hortaliças no campo e em casa de vegetação. Os autores concluíram que a junção de práticas culturais como pousio e a destruição de raízes da cultura anterior, logo após a colheita, culminaram com a mais elevada redução desses nematoides. No entanto, os autores sugerem que a destruição de raízes é mais fácil de ser implementada em cultivos em casa de vegetação, uma vez que para maioria das culturas não existem equipamentos específicos para esse tipo de tarefa

sem que haja o revolvimento completo do solo, já para cultura do algodoeiro, diante da necessidade e obrigatoriedade da destruição dos restos culturais, existem equipamentos específicos para tal prática, que se mostrou eficiente na redução da população de *Meloidogyne* e *Pratylenchus* segundo a nossa metodologia.

O tempo de exposição às condições adversas também é determinante para a eficiência do controle de nematoides. Wang e McSorley (2008) relataram que foram necessárias 389,8 horas a 38°C para inibir totalmente a eclosão de juvenis de *Meloidogyne*, sendo que para formas J2 foram necessárias apenas 17,5 horas a 42°C. Nesse estudo, conclui-se que caso haja população mista em campo de produção de algodão, o vazio de 45 dias é o mais recomendado.

Aos 15 e 30 dias após a aplicação dos tratamentos, todos os métodos que envolviam a movimentação do sistema radicular foram mais eficientes na redução da população de *Meloidogyne*, segundo a metodologia utilizada no presente trabalho. Fato que pode estar ligado a exposição da camada subsuperficial e raízes ao sol, altas temperaturas e baixa umidade, fatores deletérios aos nematoides (Towson e Apt, 1983; Dutra e Campos, 2003; Evans e Perry, 2009; Oka, 2019).

Embora Dutra e Campos (2003) tenham observado em seu trabalho resultados onde o revolvimento seguido da adição de umidade resultou em uma maior redução da população de *Meloidogyne* devido a indução da eclosão dos ovos ocasionados pela umidade mesmo sem a presença da planta hospedeira no campo (Jones *et al.* 1998; Starr, 1993), os nossos resultados não mostraram diferença estatística entre somente gradagem ou gradagem seguida da adição de umidade.

Quando há o revolvimento do solo com grade ou arado, mesmo expondo e triturando a maior parte das raízes e ainda que fiquem sujeitas ao ressecamento e alterações bruscas de temperatura, , ainda é possível que haja raízes enterradas que fiquem protegidas das intempéries, e ainda, em alguns casos ocorra a rebrota das partes que estão sob o solo, o que pode preservar fontes de inóculo na área. Hipóteses que ainda necessitam de testes específicos.

Nesse estudo, a redução populacional de *Pratylenchus* sp. pode estar relacionada a exposição das raízes de algodoeiro e do solo da rizosfera à dessecação, a temperaturas mais elevadas e radiação solar provocado pelos tratamentos mecânicos de destruição de

soqueira. A baixa umidade segundo Neves *et al.* (2012) é um fator determinante para a redução da população de *Pratylenchus*, tendo uma sobrevivência por maior período de tempo quando estão no interior da raiz. Mesmo em baixas umidades, *Pratylenchus* ainda pode sobreviver por longos períodos, em estado quiescente chamado de anidrobiose reduzindo as taxas metabólicas e recobrando quando as condições são favoráveis, (Townshend, 1984). Isto aliado ao hábito alimentar generalista e a reprodução partenogenética em algumas espécies, os torna mais adaptáveis a locais onde há ausência de cultura hospedeira (Mattos, 2002). Segundo Mai *et al.* (1968) o pousio seco em campo não se constitui numa medida de controle efetiva para *Pratylenchus*, exceto em algumas regiões muito secas e com altas temperaturas, como é o caso da área utilizada no presente trabalho (figura 5) onde a prática do pousio seco reduz drasticamente o número de nematoides possibilitando a obtenção de boas produtividades.

A destruição química da soqueira apresentou maiores valores aos 15, 30 e 45 dias após os tratamentos, inclusive, mantendo a população entre 30 e 45 dias, esse resultado pode ser explicado pelo fato do não revolvimento do solo aliado a uma “sobrevida” das plantas no campo, onde em alguns casos são necessárias três aplicações de herbicida para o controle efetivo da soqueira (Sofiatti *et al.*, 2015). O não revolvimento do solo proporciona uma menor perturbação da rizosfera, deixando a mais apta à sobrevivência dos fitonematoides.

Ainda não foram observadas perdas significativas em algodoeiro causadas por *Mesocriconema*, embora ele seja encontrado parasitando o algodoeiro em vários países, entre eles os principais produtores como os Estados Unidos (Kinloch e Sprenkel, 1994; Starr, 1998), Índia (Kaur *et al.*, 2012) e Brasil (Inomoto *et al.*, 2011).

Para *Mesocriconema* a redução no número de espécimes pode estar associada a uma certa sensibilidade do nematoide a ausência de hospedeiros. Essa flutuação da população em épocas onde há uma redução na oferta de alimentos já foi observada por outros autores, estudando a dinâmica populacional de várias espécies do gênero *Mesocriconema* (Lucas, 1982; Davis *et al.*, 1994; Merrifield e Ingham, 1996).

CONCLUSÃO

Os tratamentos mecânicos de destruição dos restos culturais do algodoeiro reduziram a população em relação ao método químico para *Meloidogyne* e *Pratylenchus* sp. O método de destruição de soqueira com arrancador em “V” causou a maior redução populacional de *Meloidogyne* sp. aos 45 dias. Os tratamentos mecânicos reduziram a população apenas aos 45 dias para *Pratylenchus* sp. O tratamento químico apresentou menor eficiência na redução da população de *Meloidogyne* sp. e *Pratylenchus* sp. Os tempos de 15, 30 e 45 dias não apresentaram diferença estatística entre si, mas sim em relação ao tempo 0, para *Mesocriconema* cuja população sofreu redução progressiva dos 15 aos 45 dias.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Devido alta tecnologia empregada no cultivo do algodoeiro e os altos padrões de qualidade exigidos na indústria têxtil, as empresas responsáveis pelo melhoramento e comercialização das cultivares de algodão renovam os seus catálogos a cada ano, isso exige testes contínuos das cultivares lançadas em relação a resistência ao *Meloidogyne incognita*.

O controle cultural de nematoides ainda é discutido em relação a sua viabilidade técnica e econômica e ainda necessita de mais estudos. O presente trabalho carece de mais repetições, em uma área com uma maior densidade populacional e que possibilite um maior número de parcelas.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ASMUS, G. L.; ISHIMI, C. M. Flutuação populacional de *Rotylenchulus reniformis* em solo cultivado com algodoeiro. **Pesquisa Agropecuaria Brasileira**, v. 44, n. 1, p. 51–57, 2009.
- COOLEN, W. A.; D’HERDE, C. J. **A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue.** 1972.

- DAVIS, R. F., KANE, R. T., WILKINSON, H. T., & NOEL, G. R. Population fluctuations of three nematode genera in putting greens in northern Illinois. **Journal of nematology**, 26(4), 522, 1994.
- DUTRA, M. R.; CAMPOS, V. P. Manejo do solo e da irrigação como nova tática de controle de *Meloidogyne incognita* em feijoeiro. **Fitopatologia Brasileira**, v. 28, n. 6, p. 608–614, 2003.
- EVANS, A.; PERRY, R. N. Survival mechanisms. *In*: PERRY, R. N.; MOENS, M.; STARR, J. L. (Eds.). . **Root-knot Nematodes**. Wallingford: CABI Publishing. p. 201–222, 2009
- FERREIRA, D. F. SISVAR: a computer analysis system to fixed effects split plot type designs. **Revista brasileira de biometria**. v.37, n. 4 (2019)DOI - 10.28951/rbb.v37i4.450 , 2019.
- GALBIERI, R.; BELOT, J. L. **Nematoides fitoparasitas do algodoeiro nos cerrados brasileiros : Biologia e medidas de controle**. Cuiabá (MT), 2016
- GOMES, C. B., CARVALHO, F. L. C., CASAGRANDE JÚNIOR, J. G., & RADMANN, E. B. Avaliação do potencial de coberturas verdes e de sistemas de rotações de cultura na supressão do nematoide anelado (*Mesocriconema xenoplax*) em pré-plantio ao pessegueiro. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 32, n. 1, p. 074-081, 2010.
- HOOPER, D. J. **Handling, fixing, staining and mounting nematodes**. *In* ‘**Laboratory Methods for Work with Plant and Soil Nematodes**’.(Ed. JF Southey) pp. 59–80Her Majesty’s Stationery Office: London, , 1986.
- INOMOTO, M. M. Manejo cultural de nematoides. *In*: GALBIERI, R.; BELOT, J. L. (Eds.). . **Nematoides fitoparasitas do algodoeiro nos cerrados brasileiros: biologia e medidas de controle**. Cuiabá (MT). p. 257–285, 2016
- INOMOTO, M. M.; SIQUEIRA, K. M. S.; MACHADO, A. C. Z. Sucessão de cultura sob pivô central para controle de fitonematoides: variação populacional, patogenicidade e estimativa de perdas. **Tropical Plant Pathology**, v. 36, n. 3, p. 178-185, 2011.

- JENKINS, W. R. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Reporter**. n.48 p.692, 1964.
- JONES, P. W.; TYLKA, G. L.; PERRY, R. N. Hatching. *In*: PERRY, R. N.; WRIGHT, D. J. (Eds.). . **The physiology and biochemistry of free-living and plant parasitic nematodes**. London: CABI. p. 181–212, 1998.
- KAUR, H.; THAKUR, N.; LUQMAN KHAN, M. Morphological variations of genus *Mesocriconema xenoplax* andrassy, 1965 on cotton-a study from Malwa region of Punjab. **Internacional journal of biological research**, v. 2, n. 3, p. 535–539, 2012.
- KINLOCK, R. A.; SPRENKEL, R. K. Plant-parasitic nematodes associated with cotton in Florida. **Journal of nematology**, v. 26, n. 4S, p. 749, 1994.
- LUCAS, L. T. Population dynamics of *Belonolaimus longicaudatus* and *Criconemella ornata* and growth response of bermudagrass and overseeded grasses on golf greens following treatment with nematicides. **Journal of Nematology**, v. 14, n. 3, p. 358, 1982.
- MAI, W.F., CAIRNS, E.J., KRUSBERG, L.R., LOWNSEBRY, B.F., McBETH, C.W., RASKI, D.J., SASSER, J.N. & THOMASON, I.J. Principles of plant and animal pest control. **Control of plant-parasitic nematodes**. v. 4. Washington. National Academy of Sciences. 1968.
- MALOY, O. C. **Plant disease control: principles and practice.**, 1993.
- MARINHO, J. F. Manejo químico da soqueira do algodoeiro tolerante ao glifosato. Tese de Doutorado. **Universidade Estadual De Campinas Faculdade De Engenharia Agrícola**, p. 1–92, 2016.
- MATTOS, J. K. A. Nematóides do solo como indicadores da interferência humana nos sistemas naturais: aspectos gerais e alguns resultados obtidos no Brasil. **Revisão anual de patologia de plantas**, v. 10, p. 373–390, 2002.
- Mc. SORLEY, R.; GALLAHER, R. N. Population Dynamics of Plant-parasitic Nematodes on Cover Crops of Corn and Sorghum. **Journal of nematology**, v. 25, n. 3, p. 446–453, set. 1993.
- MERRIFIELD, K. J.; INGHAM, R. E. Population dynamics of *Pratylenchus penetrans*,

- Paratylenchus* sp., and *Criconemella xenoplax* on western Oregon peppermint. **Journal of nematology**, v. 28, n. 4, p. 557, 1996.
- MUELLER, J., KOENNING, S., KIRKPATRICK, T., & KEMERAIT, B. **Managing nematodes in cotton-based cropping systems**. 2012.
- NEVES, D. L. *et al.* Sobrevivência de *Pratylenchus brachyurus* em diferentes substratos, com baixo teor de umidade. **Nematropica**, v. 42, n. 2, p. 212–217, 2012.
- OKA, Y. Survival of *Meloidogyne javanica* during the summer season under semiarid conditions. **European Journal of Plant Pathology**, v. 155, n. 3, p. 917–926, 1 nov. 2019.
- ORNAT, C., VERDEJO-LUCAS, S., SORRIBAS, F.J., TZORTZAKAKIS, E.A., Effect of fallow and root destruction on survival of root-knot and root-lesion nematodes in intensive vegetable cropping systems. **Nematropica** 29, 5-16, 1999.
- PINKERTON, J. N.; SANTO, G. S.; MOJTAHEDI, H. Population dynamics of *Meloidogyne chitwoodi* on Russet Burbank potatoes in relation to degree-day accumulation. **Journal of Nematology**, v. 23, n. 3, p. 283, 1991.
- SOFIATTI, V., SILVA, O. R. R. F., & DE BARCELLOS, A. C.. Destruição dos Restos Culturais do Algodoeiro. **Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento Embrapa**, p. 1–20, 2015.
- STARR, J. L. Cotton. *In*: BARKER, K. R.; PEDERSON, G. A.; WINDHAM, G. L. (Eds.). **Plant and nematode interactions**. Madison USA pp. 359-380: American Society of Agronomy. p. 359–380, 1998.
- STARR, J. L. Recovery and Longevity of Egg Masses of *Meloidogyne incognita* during Simulated Winter Survival. **Journal of nematology**, v. 25, n. 2, p. 244–8, jun. 1993.
- TOWNSHEND, J. L. Anhydrobiosis in *Pratylenchus penetrans*. **Journal of nematology**, v. 16, n. 3, p. 282–9, 1984.
- TOWSON, A. J.; APT, W. J. Effect of Soil Water Potential on Survival of *Meloidogyne javanica* in Fallow Soil. **Journal of Nematology**, v. 15, n. 1, p. 110–115, 1983.
- WANG, K.-H.; Mc. SORLEY, R. Exposure Time to Lethal Temperatures for

Meloidogyne incognita Suppression and Its Implication for Soil Solarization.
Journal of nematology, v. 40, n. 1, p. 7–12, mar. 2008.

WESEMAEL, W.; PERRY, R.; MOENS, M. The influence of root diffusate and host age on hatching of the root-knot nematodes, *Meloidogyne chitwoodi* and *M. fallax*.
Nematology, v. 8, n. 6, p. 895–902, 2006.

WRATHER, J. A., STEVENS, W. E., KIRKPATRICK, T. L., & KITCHEN, N. R. Effects of site-specific application of aldicarb on cotton in a *Meloidogyne incognita*-infested field. **Journal of nematology**, v. 34, n. 2, p. 115, 2002.

ANEXOS

Anexo 1 - Coeficientes de correlação entre quatro parâmetros nematológicos das cultivares de algodoeiro testadas.

Cultivares	Coeficiente	IG/IMO	IG/OGR	IG/FR	IMO/OGR	IMO/FR	FR/OGR
BRS 368RF	<i>r</i>	-	-	-	0,7842	0,6556	0,9229
	<i>P</i>	0,2031	0,0083	0,0273	0,0083	0,0253	0,0086
BRS 371RF	<i>r</i>	0,9439	0,6249	0,6083	0,7189	0,7322	0,9673
	<i>P</i>	0,3742	0,0244	0,0338	0,0244	0,0329	0,0252
BRS 430B2RF	<i>r</i>	-0,2000	0,4086	0,4464	0,2114	0,0777	0,9897
	<i>P</i>	1,0000	0,0095	0,0135	0,0095	0,0135	0,0100
BRS 432B2RF	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,9899
	<i>P</i>	-	0,0283	0,0409	0,0283	0,0409	0,0293
BRS 433B2RF	<i>r</i>	-	-	-	0,5854	0,5871	0,9650
	<i>P</i>	0,3632	0,0088	0,0055	0,0088	0,0054	0,0091
DELTA OPAL	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,9800
	<i>P</i>	-	0,0095	0,0035	0,0095	0,0035	0,0101
DP 1536B2RF	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,8888
	<i>P</i>	-	0,0080	0,0215	0,0080	0,0215	0,0083
DP 1637B2RF	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,9412
	<i>P</i>	-	0,0015	0,0026	0,0015	0,0026	0,0016
DP 1734B2RF	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,8686
	<i>P</i>	-	0,0014	0,0002	0,0014	0,0002	0,0014
DP 1742B2RF	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,8611
	<i>P</i>	-	0,0001	0,0001	0,0001	0,0001	0,0001
DP 1746B2RF	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,9082
	<i>P</i>	-	0,0022	0,0081	0,0022	0,0081	0,0023
DP 555	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,9524
	<i>P</i>	-	0,0112	0,0123	0,0112	0,0123	0,0117
Epamig Alva	<i>r</i>	1,0000	0,4929	0,5383	0,4929	0,5383	0,9774
	<i>P</i>	1,0000	0,0252	0,0159	0,0252	0,0159	0,0258
FM 906GLT	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,9720
	<i>P</i>	-	0,0016	0,0198	0,0016	0,0198	0,0017
FM 910	<i>r</i>	-	-	-	0,3782	0,3230	0,9650
	<i>P</i>	0,1747	0,0048	0,0018	0,0048	0,0017	0,0051
FM 940GLT	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,9232
	<i>P</i>	-	0,0066	0,0034	0,0066	0,0034	0,0069
FM 944GL	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,9446
	<i>P</i>	-	0,0365	0,0248	0,0365	0,0248	0,0376
FM 954GLT	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,9367
	<i>P</i>	-	0,0004	0,0005	0,0004	0,0005	0,0004
FM 966	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,9708
	<i>P</i>	-	0,0019	0,0013	0,0019	0,0013	0,0020

FM 975WS	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,8768
	<i>P</i>	-	0,0018	0,0024	0,0018	0,0024	0,0019
FM 980GLT	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,9193
	<i>P</i>	-	0,0045	0,0085	0,0045	0,0085	0,0047
FM 983GLT	<i>r</i>	1,0000	0,8161	0,8728	0,8161	0,8728	0,8960
	<i>P</i>	1,0000	0,0054	0,0055	0,0054	0,0055	0,0056
FM 985GLTP	<i>r</i>	1,0000	-0,3330	0,2741	-0,3330	0,2741	0,7645
	<i>P</i>	1,0000	0,0038	0,0020	0,0038	0,0020	0,0039
FM 993	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,9224
	<i>P</i>	-	0,0046	0,0033	0,0046	0,0033	0,0049
IAC 24	<i>r</i>	0,5813	0,1345	0,0854	0,3829	0,3233	0,9937
	<i>P</i>	0,0001	0,1267	0,0208	0,1193	0,4688	0,1207
IAC 25RMD	<i>r</i>	0,7906	-0,0373	-0,1835	0,1062	-0,3627	0,8203
	<i>P</i>	0,0003	0,0052	0,0000	0,0041	0,0759	0,0038
IMA 2106GL	<i>r</i>	-	-	-	0,5518	0,8012	0,8790
	<i>P</i>	0,0756	0,0042	0,0047	0,0042	0,0045	0,0044
IMA 5801B2RF	<i>r</i>	0,2182	0,4261	0,4471	0,2256	0,1494	0,9902
	<i>P</i>	0,0001	0,0102	0,0000	0,8112	0,0787	0,2098
IMA 6501B2RF	<i>r</i>	1,0000	0,0711	-0,0430	0,0711	-0,0430	0,9702
	<i>P</i>	0,6676	0,0015	0,0011	0,0015	0,0010	0,0016
IMA 6801B2RF	<i>r</i>	0,9608	0,0270	0,1852	-0,0295	0,2252	0,5962
	<i>P</i>	0,7384	0,0002	0,0000	0,0002	0,0000	0,0002
IMA 7501WS	<i>r</i>	-	-	-	-0,0408	-0,6174	-0,3840
	<i>P</i>	0,3632	0,0485	0,0028	0,0485	0,0028	0,0494
IMA 8405	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,8563
	<i>P</i>	-	0,0023	0,0051	0,0023	0,0051	0,0024
M 315RNR	<i>r</i>	0,8853	0,1302	0,3200	0,1693	0,2703	0,9688
	<i>P</i>	0,2612	0,0055	0,0885	0,0047	0,4765	0,0046
TMG 41WS	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,9658
	<i>P</i>	-	0,0004	0,0018	0,0004	0,0018	0,0004
TMG 42WS	<i>r</i>	1,0000	0,9303	0,8393	0,9303	0,8393	0,9439
	<i>P</i>	1,0000	0,0051	0,0161	0,0051	0,0161	0,0053
TMG 44B2RF	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,7989
	<i>P</i>	-	0,0008	0,0021	0,0008	0,0021	0,0009
TMG 47B2RF	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,8498
	<i>P</i>	-	0,0014	0,0006	0,0014	0,0006	0,0015
TMG 62RF	<i>r</i>	-	-	-	-	-	0,8656
	<i>P</i>	-	0,0049	0,0043	0,0049	0,0043	0,0051
TMG 81WS	<i>r</i>	1,0000	0,6003	0,6623	0,6003	0,6623	0,9765
	<i>P</i>	1,0000	0,0278	0,0410	0,0278	0,0410	0,0287

r=Coeficiente de Pearson; *P*=Nível de significância (P-valor); - = Desvio padrão de pelo menos um dos parâmetros é igual a zero. IG= índice de galhas, IMO= índice de massas de ovos, OSR= ovos por grama da raiz, FR= fator de reprodução, calculado pela equação população final/população inicial=10.000 ovos e J2.

Anexo 2 - Mapa de Interpolação da área experimental na Fundação Bahia

