

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**SELEÇÃO DE PORTA-ENXERTOS PARA QUIABEIRO
VISANDO RESISTÊNCIA MÚLTIPLA À NEMATOIDES DE
GALHAS**

Edgard Henrique Costa Silva
Engenheiro Agrônomo

2016

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP
CÂMPUS DE JABOTICABAL

**SELEÇÃO DE PORTA-ENXERTOS PARA QUIABEIRO
VISANDO RESISTÊNCIA MÚLTIPLA À NEMATOIDES DE
GALHAS**

Edgard Henrique Costa Silva

Orientadora: Profa. Dra. Leila Trevisan Braz

Coorientador: Prof. Dr. Pedro Luiz Martins Soares

Dissertação apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Unesp, Câmpus de Jaboticabal, como parte das exigências para obtenção do título de Mestre em Agronomia (Produção Vegetal).

2016

Ficha catalográfica

S586s Silva, Edgard Henrique Costa
Seleção de porta-enxertos para quiabeiro visando resistência múltipla à nematoides de galhas / Edgard Henrique Costa Silva. – Jaboticabal, 2016
xiv, 73 p. : il.; 28 cm

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, 2016
Orientadora: Leila Trevisan Braz
Banca examinadora: Letícia Akemi Ito Pontes, Vanessa dos Santos Paes-Takahashi
Bibliografia

1. *Abelmoschus esculentus*. 2. Enxertia. 3. *Meloidogyne* spp.. 4. Resistência genética. I. Título. II. Jaboticabal-Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias.

CDU 635.648:632.21

Ficha catalográfica elaborada pela Seção Técnica de Aquisição e Tratamento da Informação – Serviço Técnico de Biblioteca e Documentação - UNESP, Câmpus de Jaboticabal.



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

Câmpus de Jaboticabal



CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA DISSERTAÇÃO: SELEÇÃO DE PORTA-ENXERTOS PARA QUIABEIRO VISANDO RESISTÊNCIA MÚLTIPLA À NEMATÓIDES DE GALHAS

AUTOR: EDGARD HENRIQUE COSTA SILVA

ORIENTADORA: LEILA TREVISAN BRAZ

CO-ORIENTADOR: PEDRO LUIZ MARTINS SOARES

Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de Mestre em AGRONOMIA (PRODUÇÃO VEGETAL), pela Comissão Examinadora:

Profa. Dra. LEILA TREVISAN BRAZ

Departamento de Produção Vegetal / FCAV / UNESP - Jaboticabal

Dra. LETÍCIA AKEMI ITO PONTES

Gerente de Produção / Agrimonte Produtos Agrícolas Ltda - Monte Alto/SP

Dra. VÂNESSA DOS SANTOS PAES-TAKAHASHI

Engenheira Agrônoma / Consultora Independente em Nematologia Agrícola / Ribeirão Preto/SP

Jaboticabal, 16 de julho de 2016

DADOS CURRICULARES DO AUTOR

Edgard Henrique Costa Silva nasceu em 3 de dezembro de 1991, na cidade de Montes Claros de Goiás – GO, filho de Edio Lemes da Silva e Marcirane Vaz Costa Lemes. Em 2008, obteve o título de Técnico em Agropecuária com habilitação em Agricultura, Zootecnia e Agroindústria pela antiga Escola Agrotécnica Federal de Ceres (atual Instituto Federal Goiano – Câmpus de Ceres). Em 2009, ingressou no Curso de Agronomia da Fundação Universidade Federal do Tocantins – Câmpus Universitário de Gurupi, obtendo o título de Engenheiro Agrônomo em 2014. Durante a graduação participou do Núcleo de Estudos em Olericultura, orientado pelo Prof. Dr. Ildon Rodrigues do Nascimento, onde trabalhou com aspectos fitotécnicos e melhoramento genético das culturas de tomate, alface, melancia, batata-doce, abobrinha, plantas medicinais, feijão-caupi, entre outras. Foi bolsista de iniciação científica do CNPq de junho de 2010 à maio de 2012, na categoria ITI-A (Iniciação Tecnológica e Industrial). Participou do Programa Brafagri (julho 2012 à agosto 2013) com bolsa da CAPES, onde frequentou e validou um ano de estudos na França, no curso de Engenharia de Horticultura da grande école Agrocampus Ouest Centre d'Angers. Em março de 2015 ingressou no curso de mestrado do Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Produção Vegetal) da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” – Câmpus de Jaboticabal, com bolsa da CAPES. Durante o mestrado, trabalhou com a problemática quiabeiro x nematoide de galhas.

“A menos que modifiquemos a nossa maneira de pensar, não seremos capazes de resolver os problemas causados pela forma como nos acostumamos a ver o mundo”.

(Albert Einstein)

“Descobrir consiste em olhar para o que todo mundo está vendo e pensar uma coisa diferente”. (Roger Von Oech)

“Quanto mais aumenta nosso conhecimento, mais evidente fica nossa ignorância”.

(John F. Kennedy)

You can be the greatest. You can be the best. You can be the King Kong banging on your chest. You can beat the clock. You can move a mountain. You can break rocks. You can be a master. Don't wait for luck. Dedicate yourself and you gon' find yourself. Do it for your people. Do it for your pride. How are you ever gonna know if you never even try? Do it for your country. Do it for your name. Be students. Be teachers. Be politicians. Be preachers. Be believers. Be leaders. Be astronauts. Be champions. Be truth seekers.

(Will Adams, Mark Sheehan, James Barry, Daniel O'Donoghue).

Aos meus pais, Edio Lemes da Silva e Marcirane Vaz Costa Lemes, por sempre me incentivarem a seguir meus sonhos e pelos exemplos de caráter, persistência e resiliência.

DEDICO

À minha irmã Jullyane Costa Lemes.

À minha avó Divina Vaz de Jesus Leite.

À toda minha família, por acreditarem em meu potencial e compreenderem minha ausência.

OFEREÇO

AGRADECIMENTOS

Aos meus pais, Edio Lemes da Silva e Marcirane Vaz Costa Lemes, pelo carinho, dedicação, amor, incentivo, apoio incondicional e por entenderem minha ausência para chegar até aqui.

À minha irmã Jullyane Costa Lemes pelo carinho e apoio.

Aos meus avós maternos e paternos e à toda minha família pelo apoio e por compreender minha ausência.

À Profa. Dra. Leila Trevisan Braz, que além de orientadora de assuntos técnico-científicos, tornou-se uma mentora e um exemplo de ética e conduta profissional.

Ao meu coorientador, Prof. Dr. Pedro Luiz Martins Soares, pelos ensinamentos e orientação.

À Universidade Estadual Paulista 'Júlio de Mesquita Filho', Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Câmpus de Jaboticabal.

Ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Produção Vegetal).

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa.

Aos professores do Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Produção Vegetal), em especial àqueles com quem muito aprendi em disciplinas durante o mestrado: Profa. Dra. Leila Trevisan Braz, Prof. Dr. Pedro Luiz Martins Soares, Dr. José Carlos Barbosa e Prof. Dr. Pedro Luis da Costa Aguiar Alves.

Aos amigos da República TOca Fogo: Adão Felipe, Renato Soares, Emiliano Brandão, Clebson Massara, Matheus Borba.

Aos amigos do Núcleo de Estudos em Olericultura e Melhoramento (NEOM): Renato Soares, Carolina Franco, Marcus Vinícius, Heloísa Borges, Guilherme Diniz, Willâme Cândido, Hudson Rabelo, Roberta Vidal, Lucas Santos e Lucas Gaion. Meu muito obrigado pelos momentos de convivência e trabalho, desejo muito sucesso à todos.

Aos amigos que tive o prazer de conhecer em Jaboticabal: Antônio Tássio, Tiago Tavares, Jordana Flôres, Stefany Souza, Larissa Nogueira, Taynara Valeriano, Thaisa Moreti.

Aos funcionários do Setor de Olericultura e Plantas Aromático-Medicinais: Inauro, Reinaldo e Cláudio.

Aos funcionários do Departamento de Produção Vegetal (Horticultura): Rosane, Sidnéia e Wagner.

Aos funcionários do Laboratório de Nematologia (Departamento de Fitossanidade).

Aos membros da banca do Exame Geral de Qualificação: Profa. Dra. Leila Trevisan Braz, Prof. Dr. José Carlos Barbosa, Dra. Letícia Akemi Ito Pontes e Dra. Vanessa dos Santos Paes-Takahashi. Obrigado pelas valorosas correções e sugestões.

À todas as instituições e pessoas que forneceram o material genético necessário para que esta pesquisa fosse realizada: Instituto Agronômico de Campinas, Embrapa Algodão, Dr. Nuno Rodrigo Madeira e Dr. Marc Giband.

A todos que, direta ou indiretamente, contribuíram com o êxito dessa pesquisa.

SUMÁRIO

	Página
RESUMO.....	xi
ABSTRACT.....	xii
1 INTRODUÇÃO.....	15
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	18
2.1 Cultura do quiabeiro.....	18
2.1.1 Propriedades nutracêuticas, medicinais e usos.....	18
2.1.2 Importância socioeconômica.....	19
2.2 Nematoides de galhas e seu controle na cultura do quiabeiro.....	20
2.2.1 Biologia.....	21
2.2.2 Sintomas.....	22
2.2.3 Controle de nematoides de galhas na cultura do quiabeiro.....	22
2.3 Enxertia em olerícolas.....	24
2.3.1 Definição, histórico e panorama do uso de enxertia em olerícolas.....	24
2.3.2 Porta-enxertos e compatibilidade de enxertia.....	26
3 MATERIAL E MÉTODOS.....	28
3.1 Características gerais dos experimentos.....	28
3.2 Etapa 1: Identificação de resistência múltipla à nematoides de galhas.....	28
3.2.1 Delineamento experimental.....	29
3.2.2 Materiais utilizados.....	29
3.2.3 Obtenção, identificação e multiplicação dos inóculos.....	32
3.2.4 Produção de mudas, transplântio e inoculação.....	33
3.2.5 Avaliação das plantas inoculadas.....	33
3.2.6 Análise dos dados.....	34
3.3 Etapa 2: Compatibilidade enxerto/porta-enxerto e desenvolvimento inicial	35
3.3.1 Local dos experimentos.....	35
3.3.2 Delineamento experimental e materiais utilizados.....	35
3.3.3 Produção de mudas e transplântio.....	36
3.3.4 Enxertia, cicatrização e transplântio para campo aberto.....	36
3.3.5 Avaliações e análises estatísticas.....	38

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	40
4.1 Etapa 1: Identificação de resistência múltipla à nematoides de galhas.....	40
4.2 Etapa 2: Compatibilidade enxerto/porta-enxerto e desenvolvimento inicial	46
5 CONCLUSÕES	57
5.1 Etapa 1: Identificação de resistência múltipla à nematoides de galhas.....	57
5.2 Etapa 2: Compatibilidade enxerto/porta-enxerto e desenvolvimento inicial	57
6 REFERÊNCIAS.....	58

SELEÇÃO DE PORTA-ENXERTOS PARA QUIABEIRO VISANDO RESISTÊNCIA MÚLTIPLA À NEMATOIDES DE GALHAS

RESUMO - Dentre os fitopatógenos de maior importância econômica para o quiabeiro, destacam-se os nematoides de galhas (*Meloidogyne* spp.). Várias técnicas e abordagem de manejo vem sendo estudadas, no entanto, com potencial agroeconômico restrito. A resistência genética é vista como o manejo mais eficiente e sustentável, todavia não se tem relatos de resistência à nematoides de galhas dentro do gênero *Abelmoschus*. Uma alternativa promissora para manejar *Meloidogyne* spp. na cultura do quiabeiro seria a enxertia com porta-enxertos da mesma família botânica. Nesse sentido, objetivou-se com este trabalho, em duas etapas, verificar a reação de genótipos de quiabeiro e vinagreira aos nematoides de galhas *Meloidogyne enterolobii*, *M. javanica* e *M. incognita* raça 3 e de acessos de algodoeiro à *M. incognita* raça 3, e avaliar a compatibilidade para enxertia dos materiais resistentes com o quiabeiro. Na etapa 1, adotou-se delineamento inteiramente casualizado, com sete repetições. No ato do transplântio, as mudas foram inoculadas com 5.000 ovos e juvenis de segundo estágio de cada espécie de nematoide separadamente. Considerou-se uma planta por vaso como uma repetição. As plantas foram avaliadas aos 90 dias após a inoculação. Estimou-se a população final e o número de ovos e juvenis de segundo estágio por grama de raiz, bem como, o fator e o índice de reprodução para classificação de resistência ou suscetibilidade. Na etapa 2, os materiais resistentes na etapa anterior foram avaliados em duas sub-etapas, quanto à compatibilidade inicial e ao desenvolvimento inicial das plantas enxertadas. Adotou-se delineamento inteiramente casualizado em esquema fatorial 20x4, onde o primeiro fator foi constituído dos candidatos à porta-enxertos, e o segundo de intervalo de semeadura entre enxerto e porta-enxerto (-5D, o porta-enxerto foi semeado cinco dias antes do enxerto; 0D, o porta-enxerto e o enxerto foram semeados no mesmo dia; +5D e +10D, o porta-enxerto foi semeado 5 e 10 dias após o enxerto, respectivamente). Utilizou-se dez repetições, sendo uma repetição representada por uma planta. Os enxertos foram padronizados para 3 cm de comprimento e enxertados pelo método de garfagem fenda cheia. As mudas enxertadas foram acondicionadas em câmara úmida do tipo “floating” durante 20 dias. As mudas foram transplantadas para campo aberto no espaçamento 1x0,25 m. Mensurou-se o comprimento do enxerto e o número de folhas no transplântio e a taxa de sobrevivência cinco dias após o transplântio. Aos 40 dias após o transplântio, aferiu-se a massa fresca, massa seca, comprimento e diâmetro do enxerto e do porta-enxerto, massa fresca, massa seca e diâmetro da região da enxertia e número de folhas. Os resultados obtidos foram submetidos à análise de variância e as médias foram comparadas pelo teste de Tukey ou Scott-Knott à 5% de probabilidade. Todos os genótipos de quiabeiro foram suscetíveis às três espécies de nematoides. As vinagreiras roxa e flor-de-veludo foram resistentes às três espécies estudadas, e a vinagreira comum foi resistente à *M. incognita* raça 3. Foram resistentes à *M. incognita* raça 3 os acessos de algodoeiro TMG 43 WS, IAC 20-233, PRO 136, Nou PAL-RR, LD 990 11213, Stoneville Cluster, Dunn 224, IAC 25, PA 04-158, IAPAR 97-141, Parrot, Acala 22, Wild Mexican Jack Jones, Coodetec 404, AP 0460, AUB 612 RNR, BJ 3128, SA 2572 e CS 8601. Os genótipos de algodoeiro e a vinagreira comum não são compatíveis para enxertia com

quiabeiro. As vinagreiras roxa e flor-de-veludo são compatíveis para enxertia com quiabeiro 'Santa Cruz 47', sendo porta-enxertos promissores que devem ter o potencial agrônomo do quiabeiro avaliado. Melhores resultados foram encontrados quando o enxerto 'Santa Cruz 47' e os porta-enxertos vinagreiras roxa e flor-de-veludo foram semeados no mesmo dia.

Palavras-chave: *Abelmoschus esculentus*; Enxertia; *Meloidogyne* spp.; Resistência genética

SELECTION OF ROOTSTOCKS FOR OKRA WITH MULTIPLE RESISTANCE TO ROOT-KNOT NEMATODES

ABSTRACT –Among the pathogens of major economic importance to okra, it highlights the root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). Various techniques and management approach has been studied, however, with restricted agroeconomic potential. Genetic resistance is seen as the most efficient and sustainable management, but there is no root-knot nematode resistance reported in *Abelmoschus*. A promising alternative to manage *Meloidogyne* spp. in okra crop would be grafting with rootstocks of the same botanical family. In this sense, the aim of this work, in two steps, was to screen okra and *Hibiscus* genotypes to *Meloidogyne enterolobii*, *M. javanica* and *M. incognita* race 3 and cotton access to *M. incognita* race 3, and to evaluate the compatibility of grafting of resistant materials with okra. In step 1, we adopted a randomized complete block design with seven replicates. At the time of transplanting, the seedlings were inoculated with 5.000 eggs and second stage juveniles of each species of nematode separately. It was considered one plant per pot as a repetition. The plants were evaluated 90 days after inoculation. We estimated the final population and the number of eggs and second stage juveniles as well as the factor and the reproduction rate for resistance or susceptibility classification. In step 2, the resistant material in the previous step were evaluated in two sub-steps, as for the initial compatibility and the initial development of grafted plants. A randomized complete block design in a factorial 20x4 was adopted. The first factor was composed of rootstocks candidates, and the second was seeding interval between scion and rootstock (-5D, the rootstock was sown five days before the scion, 0D, the rootstock and scion were sown on the same day; +5D and +10D, the rootstock was seeded with 5 and 10 days after the scion, respectively). We used ten replicates, with a repetition represented by a plant. Scions were standardized to 3 cm long and grafted by the cleft grafting method. Grafted seedlings were placed in a moist chamber of the floating type, for 20 days. Seedlings were transplanted to open field, spaced 1x0,25 m. It was measured the scion length and the number of leaves at transplanting and the survival rate five days after transplanting. At 40 days after transplanting, we assessed the fresh weight, dried weight, length and diameter of the scion and rootstock, fresh weight, dry weight and diameter of the graft area and number of leaves. The results were submitted to analysis of variance and means were compared by the Tukey or Scott-Knott tests at 5% probability. All okra genotypes were susceptible to the three nematode species. The kenaf and false roselle were resistant to the three studied species, and the roselle was resistant to *M. incognita* race 3. The cotton access TMG 43 WS, IAC 20-233, PRO 136, Nou PAL-RR, LD 990 11213, Stoneville Cluster, Dunn 224, IAC 25, PA 04-158, IAPAR 97-141, Parrot, Acala 22, Wild Mexican Jack Jones, Coodetec 404, AP 0460, AUB 612 RNR BJ 3128, SA 2572 and CS 8601 were resistant to *M. incognita* race 3. The cotton genotypes are not compatible for grafting with okra. The roselle, despite initial compatibility, showed up, over time, incompatible. The kenaf and false roselle are compatible for grafting with okra 'Santa Cruz 47', and promising

rootstocks that should have the agronomic potential assessed. Best results were found when the scion and rootstock were sown on the same day.

Keywords: *Abelmoschus esculentus*; Grafting; *Meloidogyne* spp.; Genetic resistance

1 INTRODUÇÃO

O quiabeiro é uma olerícola cultivada em regiões tropicais e subtropicais, compondo a dieta de povos de diferentes países (DHANKAR; MISHRA, 2009). É cultivado principalmente pelos seus frutos tenros e desempenha papel socioeconômico importante por ser produzida, principalmente, por agricultores familiares (SANTOS-CIVIDANES et al., 2011).

A produtividade de quiabeiro não teve aumento nos últimos dez anos, sendo 14,74 toneladas por hectare em 2005, e 13,24 toneladas por hectare em 2015 (IEA, 2016).

O quiabeiro (*Abelmoschus esculentus* L. Moench) é uma cultura negligenciada pela pesquisa brasileira, não havendo muita informação disponível na literatura disponível, além de poucas pesquisas em desenvolvimento. Este fato pode ser o principal fator da estagnação da produtividade paulista e brasileira, pois não se desenvolvem cultivares resistentes e adaptadas às condições locais.

Ademais, um dos fatores que também vem limitando a produção de quiabeiro no Brasil é a alta ocorrência de nematoides de galhas (*Meloidogyne* spp.) em regiões produtoras, sendo esse um grande desafio a ser superado pelos quiabicultores (ANWAR et al., 2007; HUSSAIN et al., 2012; KUMAR et al., 2013; MUKHTAR et al., 2014).

Dentre as espécies de nematoides de galhas, *Meloidogyne incognita* (Kofoid and White) Chitwood e *M. javanica* (Treub) Chitwood são as de maior ocorrência em condições de temperatura elevada (OLIVEIRA et al., 2007; HUSSAIN et al., 2012; ROSA; WESTERICH; WILCKEN, 2013). *Meloidogyne enterolobii* Yang & Eisenback, apesar de ainda não estar muito distribuída no território brasileiro, vem se tornando importante por parasitar culturas portadoras de genes que conferem resistência às principais espécies de nematoides de galhas (BRITO et al., 2007; CANTU et al., 2009).

Vários métodos de controle de nematoide vêm sendo estudados, todavia com efeitos limitados do ponto de vista agrônomo e econômico. O uso de rotação com culturas não hospedeiras e da resistência genética são, comumente, citados como as técnicas de controle mais eficientes. Vale ressaltar, que as espécies do gênero *Meloidogyne* são polífagas e bastante distribuídas no território brasileiro, o que

dificulta o estabelecimento de planejamento agrícola viável. Outro fator que dificulta a rotação de culturas é a limitação de terras para cultivo, fazendo com que cultivos sucessivos se tornem mais frequentes. Na região de Araçatuba – SP, onde se concentra boa parte da produção de quiabeiro do estado de São Paulo, observam-se alterações no uso da terra. Grande parte das áreas de produção de quiabeiro caracterizavam-se por áreas arrendadas na renovação de pastagens, todavia com a expansão da cultura da cana-de-açúcar, os olericultores estão tendo que cultivar em áreas próprias. Além de dispor de menos terras para plantar, o cultivo sucessivo em uma mesma área aumenta a população de patógenos, como os nematoides de galhas (*Meloidogyne* spp.).

O uso de cultivares resistentes aos nematoides das galhas é uma alternativa viável por ser permanente e sustentável (HUSSAIN; MUKHTAR, KAYANI, 2014), no entanto, não se tem conhecimento de fonte de resistência a *Meloidogyne* spp. dentro do gênero *Abelmoschus* (THIES; FERY; DUKES, 1998; MARTINELLO; LEAL; PIMENTEL, 2001; MOHANTA; MOHANTY, 2012; DHALIWAL, 2014; HUSSAIN; MUKHTAR; KAYANI, 2014; MUKHTAR et al., 2014; KARAJEH; SALAMEH, 2015).

A busca pela resistência genética em grupos taxonômicos próximos pode servir como pool gênico para a efetiva incorporação da resistência na cultura. No entanto, a obtenção de uma nova cultivar com resistência, alta produtividade e qualidade de frutos, é oneroso e demorado, na maioria das vezes, demandando muitos anos.

Tem-se como alternativa, a curto prazo, a utilização de porta-enxertos resistentes a nematoides, viabilizando o cultivo em áreas infestadas. Segundo Peil (2003), a enxertia tem como principal objetivo permitir o cultivo de plantas suscetíveis a doenças do solo em áreas com presença de tais patógenos, e o faz ao permitir que a planta não resistente não tenha contato direto com o agente causador da doença.

Porta-enxertos pertencentes à outras espécies ou outros gêneros do enxerto têm nível de compatibilidade variável (MUDGE et al., 2009), contudo, uma vez que são compatíveis e resistentes, faz-se interessante sua adoção, afim de explorar melhor a diversidade genética (LEE et al., 2010).

No Brasil, apesar de representar uma parcela pequena da produção total, a enxertia em hortaliças como técnica de manejo de patógenos de solo vem aumentando substancialmente (OLIVEIRA et al., 2009; WILCKEN et al., 2010). Em

quiabeiro, o uso de enxertia não é prática convencional, tendo em vista o preço da muda, porém é uma técnica promissora (ITO, CARDOSO; BRAZ, 2009).

Levando em consideração o cenário apresentado, a busca por plantas da mesma família botânica com resistência aos nematoides de galhas poderá ser alternativa como fonte de resistência para hibridização entre gêneros ou mesmo para utilização como porta-enxerto para quiabeiro.

Objetivou-se com este trabalho verificar a reação de genótipos de quiabeiro e vinagreira aos nematoides de galhas *M. enterolobii*, *M. javanica* e *M. incognita* raça 3 e de acessos de algodoeiro à *M. incognita* raça 3, e avaliar a compatibilidade para enxertia dos materiais resistentes com quiabeiro 'Santa Cruz 47'.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Cultura do quiabeiro

O quiabeiro (*Abelmoschus esculentus* L. Moench) é a única espécie da família Malvaceae com importância olerícola no Brasil (FILGUEIRA, 2008; NERKAR; JAMBHALE, 2009). É cultivado principalmente pelos seus frutos tenros, mas também, em alguns locais, objetiva-se com o plantio produzir folhas, botões florais, óleo das sementes e fibra (KHALIFA; DHANKHAR; MISHRA, 2009; KUMAR et al., 2013).

A origem geográfica da cultura ainda não foi evidenciada (WERNER; MAGDY; ROS, 2016), mas é possível que seja a África ou a Ásia. Foi introduzido no Brasil pelos escravos africanos (MINAMI et al., 1998; MADEIRA; REIFSCHNEIDER; GIORDANO, 2008).

Trata-se de uma planta ereta, arbustiva, com altura entre 1 e 2 metros, caule esverdeado ou verde-avermelhado (DHINGRA, 2009). Os frutos são mucilaginosos do tipo cápsula de coloração predominantemente verde-clara, devendo ser consumido imaturo quando o teor de fibras é menor (MINAMI et al., 1998). As flores são grandes e vistosas de coloração amarelo-clara, com o centro vermelho escuro (MINAMI et al., 1998; DHINGRA, 2009).

Caracteriza-se como uma cultura de clima quente, preferindo temperaturas e umidade elevadas para adequado desenvolvimento e produção (PINHEIRO et al., 2013). As temperaturas médias consideradas adequadas para a cultura variam de 25 a 30°C, sendo a máxima 35°C e a mínima 18°C (BHATT; SRINIVASA RAO, 2009). Em regiões mais altas, o quiabeiro é semeado de setembro à março, todavia em locais de menor altitude, cultiva-se o ano todo (FILGUEIRA, 2008; FERREIRA et al., 2009).

A cultivar Santa Cruz 47 é a mais plantada no Brasil, tendo como características plantas vigorosas de internódios curtos, resistentes à murcha de verticílio (*Verticillium albo-atrum*) e à podridão úmida dos frutos (*Xanthomonas campestris* pv. *esculenti*) (FILGUEIRA, 2008).

2.1.1 Propriedades nutracêuticas, medicinais e usos

É um alimento rico em fibras, vitamina C, ácido fólico, cálcio e potássio (GEMEDE et al., 2014). A semente é rica em óleo comestível e proteína (KHALIFA; DHANKHAR; MISHRA, 2009). Ramadan, Khalifa e Abdul-Nasr (1997) relataram 61% de ácidos graxos insaturados e 39% de saturados, com 36,9% de ácido palmítico, 32,6% de ácido linoleico e 27,7% de ácido oleico.

O quiabo é comumente usado para fins medicinais, com efeito diurético, calmante e no bom funcionamento intestinal (GURBUZ, 2003; KHALIFA; DHANKAR, MISHRA, 2009; GEMEDE et al., 2014).

Ao fim da colheita dos frutos, as plantas podem ser utilizadas para produção de fibra, papel ou de madeira artificial. As sementes podem ser utilizadas para produção de farinha ou como suplemento proteico na alimentação de animais monogástricos. (KHALIFA; DHANKHAR; MISHRA, 2009).

2.1.2 Importância socioeconômica

Com 6.350 mil toneladas em 2013, a Índia é o maior produtor mundial absoluto de quiabo, seguido de Nigéria, Iraque, Costa do Marfim e Paquistão (FAOSTAT, 2016). O Brasil, apesar de produzir e consumir quiabo, não figura entre os principais produtores.

Em levantamento feito pela Associação Brasileira do Comércio de Sementes e Mudas (ABCSEM), tendo 2012 como ano base, a cultura do quiabeiro movimentou 569,3 milhões de R\$ para o produtor, 1.138,5 milhões de R\$ para o atacado e 2.656,5 milhões de R\$ para o varejo (ABCSEM, 2014).

De agosto de 2014 à julho de 2015 foram comercializadas 13.732 toneladas de quiabo na CEAGESP – SP, principal entreposto brasileiro (AGRIANUAL, 2016).

É uma cultura produzida, principalmente, por agricultores familiares (SANTOS-CIVIDANES et al., 2011), desempenhando papel socioeconômico importante ao gerar emprego e renda para regiões produtoras. Do custo total de produção de quiabeiro, 58,7% provém de mão-de-obra (ABCSEM, 2014).

Há potencial para exportação de quiabo do Brasil para outros países, principalmente para a Europa (MOTA et al., 2010), no entanto faz-se necessário que tecnologias de pós-colheita sejam aprimoradas afim de diminuir a perda de água dos frutos e aumentar a vida de prateleira (FINGER et al., 2008).

2.2 Nematoides de galhas e seu controle na cultura do quiabeiro

Os nematoides de galhas (*Meloidogyne* Goeldi 1887) são endoparasitas obrigatórios de expressiva importância econômica, principalmente, em locais de clima tropical ou subtropical, contudo, também, em regiões temperadas com menor ocorrência (MANZANILLA-LÓPEZ; EVANS; BRIDGE, 2004; MOENS; PERRY; STARR et al., 2009; ONKENDI et al., 2014).

Aproximadamente 90 espécies de *Meloidogyne* já foram descritas, no entanto quatro espécies principais apresentam maior importância econômica no cultivo de hortaliças: *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* (Neal) Chitwood e *M. hapla* Chitwood. As duas primeiras espécies são comumente encontradas em regiões tropicais e subtropicais, e as duas últimas em locais com clima temperado, sendo que, esporadicamente, *M. arenaria* é também relatada em condições mais trópicas (SIKORA; FERNÁNDEZ, 2005).

Os nematoides de galhas são altamente polípagos, causando danos à culturas pertencentes à diferentes grupos taxonômicos, incluindo aquelas pertencentes à família botânica Malvaceae, como o quiabeiro, o algodoeiro (*Gossypium* spp.) e as vinagreiras (*Hibiscus* spp.). As principais espécies de nematoides de galhas ocorrentes na cultura do quiabeiro são *Meloidogyne incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* e *M. enterolobii* (PINHEIRO et al., 2013).

As raças 3 e 4 de *Meloidogyne incognita* parasitam a cultura do algodoeiro (VEECH; STARR, 1986), sendo os únicos fitonematoides que são relatados em campos de produção de algodão no Brasil. Em vinagreira (*Hibiscus* spp.), tem-se relatos de ocorrência de diferentes espécies de *Meloidogyne* (MINTON; ADAMSON; WHITE, 1970; ADEGBITE et al., 2008; OLIVEIRA et al., 2007; HUSSAIN; MUKHTAR; KAYANI, 2011; TAHERY et al., 2011; SILVA; RÊGO; LEITE, 2014;).

M. incognita e *M. javanica* são espécies com muitos hospedeiros e de distribuição cosmopolita, ocorrendo em regiões temperadas apenas em condição de cultivo protegido (HUNT; HANDOO, 2009). Geralmente, ocasionam galhas grandes e irregulares.

Meloidogyne enterolobii (= *Meloidogyne mayaguensis*) é considerado um dos nematoides de galhas mais importantes pela sua distribuição geográfica, pelo grande

número de hospedeiros (MOENS; PERRY; STARR, 2009). Em alguns países, o nematoide *M. enterolobii* é considerado como praga quarentenária (CASTAGNONE-SERENO, 2012; ELLING, 2013).

A espécie *M. enterolobii* foi primeiramente descrita por Yang e Eisenback (1983) a partir de raízes de *Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong. Em 1988, Rammah e Hirschmann classificaram o mesmo nematoide como sendo *M. mayaguensis*, a partir de raízes de berinjela (*Solanum melongena* L.). Posteriormente, com o uso de metodologias mais sofisticadas, estabeleceu-se que *M. mayaguensis* é, na verdade, uma forma jovem de *M. enterolobii*, sendo essas duas espécies sinônimas e devendo adotar a segunda nomenclatura (XU et al., 2004; KARSSSEN et al., 2012).

Aparentemente, plantas portadoras de genes que conferem resistência à *M. incognita* e *M. javanica*, como o *Mi-1*, não apresentam resistência à *M. enterolobii* (BRITO et al., 2007; CETINTAS et al., 2007; CANTU et al., 2009; CASTAGNONE-SERENO, 2012; EPPO, 2011; MELO et al., 2011; WESTERICH; ROSA; WILCKEN, 2011; SINGH; HODDA; ASH, 2013).

Além dos danos diretos, os nematoides de galhas podem agir como facilitadores de infecção de outros patógenos, como *Fusarium oxysporum* f. sp. *vasinfectum* (MANZANILLA-LÓPEZ; EVANS; BRIDGE, 2004; IHEUKWUMERE; IHEUKWUMERE; AGUORU, 2009; MOTA et al., 2013).

2.2.1 Biologia

O ciclo de vida completo dos nematoides divide-se em seis etapas: ovo, quatro estágios juvenis e adulto. O ciclo inicia-se com a deposição de ovos pelas fêmeas na forma de uma massa de ovos envolta por uma raiz gelatinosa, contendo, aproximadamente, de 400 a 500 ovos. O embrião se desenvolve e resulta no juvenil de primeiro estágio (J1), que passa pela primeira ecdise ainda dentro do ovo, gerando, assim, os juvenis de segundo estágio (J2). Quando liberados dos ovos, os juvenis de segundo estágio migram em direção às raízes, atraídos por exsudados radiculares (ABAD et al., 2009). Os juvenis de segundo estágio são responsáveis pela penetração nas raízes e estabelecimento do sítio de alimentação. As galhas se formam pelos processos de hipertrofia e hiperplasia das células das raízes (MANZANILLA-LÓPEZ;

EVANS; BRIDGE, 2004). Nas raízes, os juvenis passam por mais duas ecdises (J3 e J4) (EISENBACK; TRIANTAPHYLLOU, 1991). Os machos adultos se liberam das raízes e movimentam-se livremente no solo. A fase sedentária se inicia com as fêmeas jovens, perdurando até o amadurecimento das mesmas, com consequente liberação dos ovos (MOENS, PERRY; JAMES, 2009). A duração do ciclo de vida dos nematoides de galhas varia de acordo com as espécies e com as condições de temperatura (MANZANILLA-LÓPEZ; EVANS; BRIDGE, 2004).

2.2.2 Sintomas

Os sintomas da parte aérea não são facilmente distinguíveis, sendo similares aqueles observados quando as plantas se encontram em condição de deficiência mineral e/ou hídrica (MANZANILLA-LÓPEZ; EVANS; BRIDGE, 2004).

Na parte aérea, verifica-se menor desenvolvimento de plantas, abscisão prematura de folhas, murcha, senescência precoce e queda de produtividade. Os sintomas de parte aérea são decorrentes dos danos das raízes e interferência na síntese ou translocação de hormônios de crescimento, incluindo citocininas e giberelinas, que causa diminuição da fotossíntese (MANZANILLA-LÓPEZ; EVANS; BRIDGE, 2004).

Nas raízes, verifica-se a formação de galhas, sintomas característicos desse gênero. As galhas são formadas em resposta à reguladores de crescimento, proteínas e glicoproteínas introduzidos no hospedeiro através das glândulas esofágicas subventrais dos juvenis de segundo estágio (JEPSON, 1987).

2.2.3 Controle de nematoides de galhas na cultura do quiabeiro

Assim como qualquer problema fitossanitário, o manejo de nematoides de galhas deve ser integrado, conciliando diferentes técnicas afim de se obter um controle mais eficiente e holístico (SIKORA; BRIDGE, STARR, 2005).

Collange et al. (2011) ressaltam que, apesar de desafiador, a combinação de diferentes técnicas de manejo seria mais assertiva no controle de nematoides de galhas.

O uso de mudas livres de nematoides, o conhecimento do histórico da área para evitar plantar em áreas contaminadas ou próximas a essas, água de irrigação de boa qualidade e a limpeza e desinfecção de máquinas e implementos agrícolas são estratégias profiláticas que evitam a entrada dos fitonematoides na área de produção (PINHEIRO et al., 2013).

São modalidades de controle físico a solarização, a inundação, o alqueive, a adição de matéria orgânica, entre outras. Com exceção do uso de matéria orgânica, o controle físico tem limitações que estão ligadas a viabilidade econômica das técnicas (COLLANGE et al., 2011). A adição de matéria orgânica promove maior desenvolvimento vegetativo das plantas e estimula o aumento da população de microrganismos benéficos, entre estes, inimigos naturais dos nematoides, e, ao se decompor, libera substâncias tóxicas aos nematoides (PINHEIRO et al., 2013).

Apesar de produtos fitossanitários serem usados para controlar os nematoides, a restrição no uso destes tem dificultado o manejo de nematoides em países desenvolvidos e em desenvolvimento (MOLINARI, 2011), fazendo com que a cadeia produtiva busque alternativas viáveis de controle. No Brasil, para a cultura do quiabeiro, não há nematicidas químicos registrados junto ao Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (AGROFIT, 2016).

Tem-se disponível um nematicida biológico registrado para o controle de *Meloidogyne incognita* (AGROFIT, 2016), que poderia ser utilizado na cultura do quiabeiro. No entanto, não se tem relatos da eficiência deste produto na cultura. O nematicida Nemat é fabricado à base do fungo *Paecilomyces lilacinus*.

A rotação de culturas é comumente citada como uma das estratégias de manejo mais eficiente (STARR et al., 2007; KIMENJU et al., 2010; GALBIERI et al., 2011). No entanto, quando se trata de nematoides do gênero *Meloidogyne*, tem-se disponível poucas culturas não hospedeiras e que geram retorno econômico. A intensificação dos cultivos, a diminuição da disponibilidade de áreas e o aumento do preço da terra são fatores que dificultam a aplicação da rotação de culturas oleráceas.

O uso da resistência genética é uma maneira eficaz e sustentável de se manejar nematoides de galhas (DAVIS; KEMERAIT, 2009; HUSSAIN; MUKHTAR; KAYANI, 2014; WHEELER et al., 2014; LIU et al., 2015), não causando danos ao ambiente e não necessitando de grandes investimentos ou rearranjos no sistema

produtivo (PINHEIRO et al., 2013). Todas as cultivares comerciais de quiabeiro são altamente suscetíveis aos nematoides de galhas e são capazes de elevar a densidade populacional de juvenis no solo em apenas um ciclo cultural (PINHEIRO et al., 2013).

2.3 Enxertia em olerícolas

2.3.1 Definição, histórico e panorama do uso de enxertia em olerícolas

A enxertia é definida por Hartmann et al. (2002) como a união de tecidos vegetais vivos para formar apenas uma planta. Mudge et al. (2009) definem porta-enxerto e enxerto como as partes das plantas que fornecem o sistema radicular e os frutos, respectivamente.

A enxertia é utilizada principalmente para controlar doenças de solo (PEIL, 2003; KING et al., 2008; LOUWS, RIVARD; KUBOTA, 2010; GUAN et al., 2012), todavia outros fatores influenciam a adoção desta técnica em hortaliças, como propiciar maior desenvolvimento vegetativo às plantas, maior tolerância à fatores abióticos e garantir melhor qualidade de frutos (SAKATA; OHARA; SUGIYAMA, 2007; LEE et al., 2010; ROUPHAEL et al., 2010; SCHWARZ et al., 2010; BITHELL et al., 2013; FALLIK; ILIC, 2014).

Segundo Peil (2003) a enxertia tem como principal objetivo permitir o cultivo de plantas suscetíveis a doenças do solo em áreas com presença de tais patógenos, e o faz ao permitir que a planta não resistente não tenha contato direto com o agente causador da doença.

Os primeiros relatos do uso de enxertia em hortaliças são do uso de *Cucurbita moschata* para controlar murcha de *Fusarium* em melancia, no Japão na década de 1920 (SAKATA; OHARA; SUGIYAMA, 2007; SAKATA; OHARA; SUGIYAMA, 2008). No Brasil, a utilização de mudas enxertadas data da década de 1950, por meio de imigrantes japoneses que enxertavam tomate em 'jurubeba juna' (*Solanum toxicarium*) para manejar murcha-bacteriana (*Ralstonia solanacearum*) (GALLI, 1980).

A proibição do uso de brometo de metila como fumigador de solo impulsionou o uso de plantas enxertadas para controlar patógenos de solo (THIES; ARISS, 2010; MOHAMED et al., 2014).

A enxertia no Brasil vem sendo praticada em hortaliças de alto valor agregado, principalmente em solanáceas e cucurbitáceas, como tomate, pepino japonês, pimentão, berinjela e melões nobres.

Apesar do incremento da taxa de olerícolas enxertadas no Brasil nos últimos anos, a porcentagem de utilização ainda é baixa. Os desafios que entravam o uso da enxertia em olerícolas são a compatibilidade entre enxerto e porta-enxerto (LEONARDI; ROMANO, 2004), o alto custo da técnica e a adaptação das mudas enxertadas a estresses abióticos (GOTO; SANTOS; CAÑIZARES, 2003; COHEN et al., 2007).

A produção de mudas enxertadas é um processo trabalhoso e repetitivo, o que aliado à possibilidade de aumentar a produtividade, a taxa de sobrevivência e pegamento de mudas e redução de custos encorajaram o desenvolvimento de robôs de enxertia (COMBA; GAY; AIMONINO, 2016). O primeiro protótipo semi-automático foi desenvolvido nos anos 1990, com produtividade limitada de operações e necessidade de três pessoas especializadas para alimentar a máquina e inspecionar a qualidade das mudas produzidas (KUBOTA et al., 2008; LEE et al., 2010). Atualmente, vários modelos de robôs estão disponíveis, com produtividade que pode chegar até 1.200 mudas enxertadas por hora. Os robôs são específicos para culturas solanáceas ou cucurbitáceas, ou mesmo com projetos que se adequam às características das duas famílias botânicas. A produção robotizada de mudas enxertadas é praticada em países asiáticos como Coreia e Japão, e europeus como Espanha, Itália e Holanda. Esta tecnologia ainda não se encontra disponível no Brasil. O uso de enxertia em quiabeiro, apesar de potencial (ITO; CARDOSO; BRAZ, 2009), ainda não é prática convencional. O emprego de robôs para executar o processo de enxertia poderá viabilizar o uso da enxertia em quiabeiro, como sugerido por Kubota et al. (2008) para outras culturas oleráceas.

O uso da enxertia, conjuntamente com outras práticas igualmente sustentáveis, caracteriza-se como tecnologia eficiente para reduzir uso de produtos fitossanitários (KUBOTA et al., 2008; RIVARD; LOUWS, 2008; THIES et al., 2010).

A enxertia é uma tecnologia que aporta resistência genética ao sistema de cultivo mais rapidamente que o melhoramento genético, pois faz-se necessário

apenas que se tenha porta-enxerto resistente e compatível (KOKALIS-BURELLE; ROSSKOPF, 2011; POFU; MASHELA, SHIMELIS, 2012).

2.3.2 Porta-enxertos e compatibilidade de enxertia

Os porta-enxertos utilizados são essencialmente resultados de triagem de genótipos, não havendo muitos programas de melhoramento genético que visem incorporar genes de interesse em porta-enxertos (KING et al., 2008; LEE et al., 2010).

Além de resistência a doenças específicas, geralmente, os porta-enxertos possuem sistema radicular vigoroso (DAVIS et al., 2008). O tamanho e o vigor das raízes podem estar associados à resistência à doenças de solo e melhor uso e eficiência de nutrientes, proporcionando situação fitossanitária mais adequada às plantas (GUAN et al., 2012).

Porta-enxertos resistentes devem também ser compatíveis com o enxerto em questão, garantindo a produtividade e qualidade do fruto (JANG et al., 2012). A compatibilidade de enxertia está atrelada à proximidade botânica entre enxerto e porta-enxerto, de maneira que, quanto mais próximos, maior a chance se verificar sucesso na enxertia.

Segundo Mudge et al. (2009) a enxertia intraespecífica (enxerto e porta-enxerto pertencentes à mesma espécie botânica) tem mais afinidade de enxertia que a enxertia interespecífica (enxerto e porta-enxertos pertencentes à espécies diferentes do mesmo gênero). A enxertia entre enxertos e porta-enxertos pertencentes à diferentes gêneros da mesma família botânica tem nível de compatibilidade reduzida, mas é possível (MUDGE et al., 2009).

O uso de enxertia intraespecífica, interespecífica ou mesmo entre gêneros diferentes já foi relatado como bem sucedido para manejar nematoides de galhas em solanáceas e cucurbitáceas (SIGÜENZA et al., 2005). Os mesmos autores, Sigüenza et al. (2005), propuseram enxertia de melão em *Cucumis metuliferus* por não haver resistência genética à *M. incognita* dentro da espécie de melão, buscando alternativa viável para o controle destes fitoparasitas.

Porta-enxertos pertencentes à outras espécies do enxerto podem trazer a vantagem de se explorar a diversidade genética, sendo prática comum em solanáceas e cucurbitáceas (LEE et al., 2010).

Segundo Fan et al. (2015) o sucesso da enxertia depende de um complexo processo de ordem bioquímica e estrutural que conecta o enxerto ao porta-enxerto. Os mesmos autores resumem a cicatrização da enxertia como, primeiramente, a adesão de tecidos parenquimatosos, seguida da regeneração dos elementos vasculares, que inclui a diferenciação dos tecidos parenquimatosos em vasos de xilema e floema.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Características gerais dos experimentos

Dividiu-se em duas etapas principais. Na primeira etapa, buscou-se identificar candidatos à porta-enxertos para quiabeiro com resistência a nematoides de galhas. Na segunda, avaliou-se a compatibilidade de enxertia com quiabeiro ‘Santa Cruz 47’ dos materiais selecionados na primeira etapa.

3.2 Etapa 1: Identificação de resistência múltipla à nematoides de galhas

Os experimentos foram conduzidos no Setor de Olericultura e Plantas Aromático-Medicinais da UNESP-FCAV Câmpus de Jaboticabal, em ambiente protegido, localizado a 21°14’05” sul e a 48°17’09” oeste, com altitude de 614 metros. O clima, segundo a classificação de Köppen e Geiger (1928), é do tipo Aw com transição para Cwa.

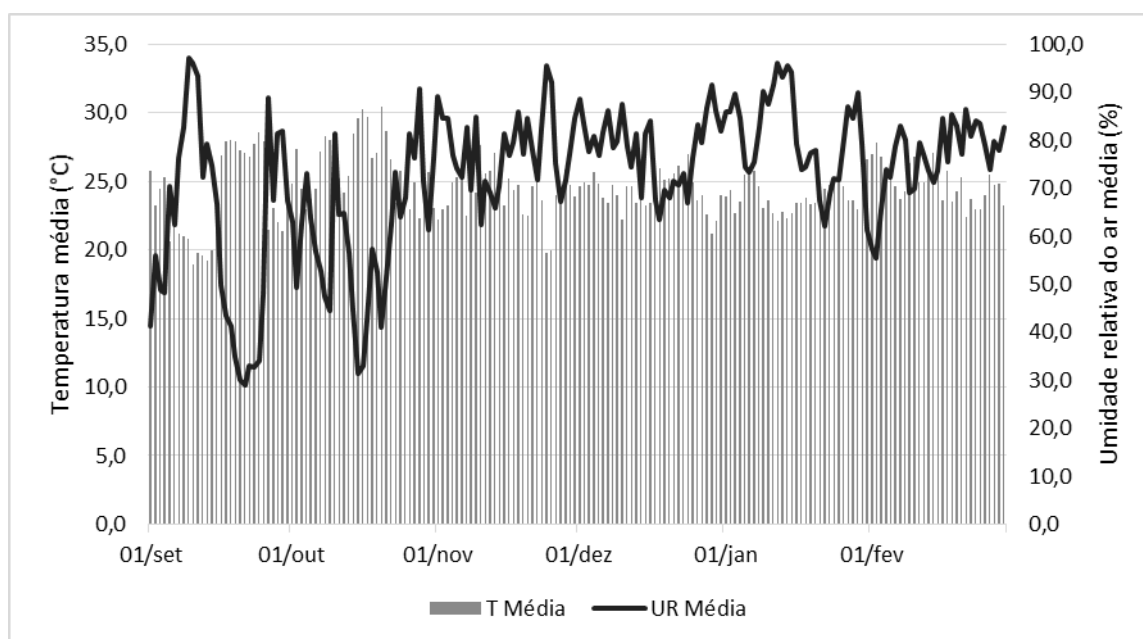


Figura 1. Temperatura média e umidade relativa do ar média de setembro de 2015 à fevereiro de 2016. UNESP-FCAV, Jaboticabal – SP, 2016.

A identificação das espécies de nematoides de galhas foi realizada no Laboratório de Nematologia da UNESP-FCAV Câmpus de Jaboticabal.

3.2.1 Delineamento experimental

Para os materiais de quiabeiro e vinagreira, adotou-se o delineamento inteiramente casualizado, em fatorial 6x3, com sete repetições. O primeiro fator consistiu de genótipos de quiabeiro e/ou vinagreira, e o segundo três espécies de nematoides de galhas (*Meloidogyne enterolobii*, *M. javanica* e *M. incognita* raça 3). Para os materiais de algodoeiro, os experimentos foram conduzidos em delineamento experimental inteiramente casualizado com sete repetições. Considerou-se como repetição uma planta inoculada por vaso. Os experimentos com cada espécie de nematoide foram conduzidos separadamente, porém com metodologia idêntica.

3.2.2 Materiais utilizados

Como padrão de suscetibilidade, utilizou-se as cultivares de quiabeiro Santa Cruz 47 e Colhe Bem para *M. javanica* e *M. enterolobii*. Para *M. incognita* raça 3, as cultivares de algodoeiro, 'FM 966' e 'M315-RNR', foram utilizadas como testemunhas de suscetibilidade e resistência, respectivamente.

Ao todo, testaram-se oito genótipos de quiabeiro, três espécies de vinagreira e 47 acessos de algodoeiro. Os materiais foram divididos em três experimentos distintos (Tabelas 1, 2 e 3). O primeiro experimento foi conduzido de setembro à dezembro de 2015, o segundo de outubro de 2015 à janeiro de 2016 e o terceiro de novembro de 2015 à fevereiro de 2016.

Tabela 1. Identificação, nome científico e procedência dos acessos utilizados no primeiro experimento, conduzido de setembro à dezembro de 2015.

Acesso	Nome científico	Procedência
Santa Cruz 47	<i>Abelmoschus esculentus</i>	Cultivar (Feltrin)
Colhe bem	<i>Abelmoschus esculentus</i>	Cultivar (Sakata)
Acesso selvagem	<i>Abelmoschus esculentus</i>	Coleção UNESP-FCAV
Acesso MG	<i>Abelmoschus esculentus</i>	Coleção UNESP-FCAV
Vinagreira roxa	<i>Hibiscus cannabinus</i>	Dr. Nuno R. Madeira
Vinagreira flor-de-veludo	<i>Hibiscus acetosella</i>	Dr. Nuno R. Madeira
TMG 42 WS	<i>Gossypium hirsutum</i>	IAC
TMG 43 WS	<i>Gossypium hirsutum</i>	IAC
IAC 20-233	<i>Gossypium hirsutum</i>	IAC
IAC 012/501	<i>Gossypium hirsutum</i>	IAC
IAC 012/503	<i>Gossypium hirsutum</i>	IAC
IAC 03/979	<i>Gossypium hirsutum</i>	IAC
PRO 277	<i>Gossypium hirsutum</i>	IAC
IAC 08-2031	<i>Gossypium hirsutum</i>	IAC
PRO 136	<i>Gossypium hirsutum</i>	IAC
NOU PAL-RR	<i>Gossypium hirsutum</i>	IAC
LD 990 11213	<i>Gossypium hirsutum</i>	IAC
980 GLT	<i>Gossypium hirsutum</i>	IAC

Tabela 2. Identificação, nome científico e procedência dos acessos utilizados no segundo experimento, conduzido de outubro de 2015 à janeiro de 2016.

Acesso	Nome científico	Procedência
PI 0430	<i>G. hirsutum</i> var. <i>marie galante</i> mocó	Embrapa Algodão
RR 0458	<i>G. hirsutum</i> var. <i>marie galante</i> mocó	Embrapa Algodão
CE 0415	<i>G. hirsutum</i> var. <i>marie galante</i> mocó	Embrapa Algodão
PA 04-158	<i>G. barbadense</i>	Embrapa Algodão
AP 0469	<i>G. barbadense</i>	Embrapa Algodão
FM 966	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
BRS8H	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
CNPA 9615	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
Deltapine	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
4959	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
Aleen 3357	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
MCU 5	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
Stoneville Cluster	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
Dunn 224	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
IAC 25	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
M315-RNR	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
IAPAR 97-141	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
Parrot	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
Acala 22	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
Wild Mexican J. Jones	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
Coodetec 404	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
AUB 612 RNR	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
BJ 3128	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
SA 2572	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
CS 8601	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão

Tabela 3. Identificação, nome científico e procedência dos acessos utilizados no terceiro experimento, conduzido de novembro de 2015 à fevereiro de 2016.

Acesso	Nome científico	Procedência
Santa Cruz 47	<i>Abelmoschus esculentus</i>	Cultivar (Feltrin)
Colhe bem	<i>Abelmoschus esculentus</i>	Cultivar (Sakata)
Estrela de Davi	<i>Abelmoschus esculentus</i>	Tabutins Sementes
Jing	<i>Abelmoschus esculentus</i>	Tabutins Sementes
Super	<i>Abelmoschus esculentus</i>	Tabutins Sementes
Burgundy	<i>Abelmoschus esculentus</i>	Tabutins Sementes
Vinagreira comum	<i>Hibiscus sabdariffa</i>	Dr. Nuno R. Madeira
CE 0517	<i>G. hirsutum</i> var. <i>marie galante</i> mocó	Embrapa Algodão
PA 0419	<i>G. barbadense</i>	Embrapa Algodão
MT 03-03	<i>G. barbadense</i>	Embrapa Algodão
MT 03-185	<i>G. barbadense</i>	Embrapa Algodão
GO 0405	<i>G. barbadense</i>	Embrapa Algodão
Pima 56	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
Ultraprecoce	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
M315-RNR	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão
FM 966	<i>G. hirsutum</i> var. <i>latifolium</i>	Embrapa Algodão

3.2.3 Obtenção, identificação e multiplicação dos inóculos

Os inóculos iniciais foram obtidos a partir de subpopulações de *M. incognita* raça 3, *M. javanica* e *M. enterolobii*, provenientes dos materiais de trabalhos do Laboratório de Nematologia da UNESP-FCAV, Câmpus de Jaboticabal.

As espécies foram identificadas no Laboratório de Nematologia da UNESP-FCAV, Câmpus de Jaboticabal. Para a confirmação da identidade, ao microscópio fotônico, utilizaram-se os caracteres morfológicos do padrão perineal (TAYLOR; NETSCHER, 1974), a morfologia da região labial dos machos (EISENBACK et al., 1981) e o fenótipo isoenzimático para esterase (ESBENSHADE; TRIANTAPHYLLOU, 1990) com sistema de eletroforese vertical Mini Protean II da BIO-RAD. Para *M. enterolobii*, utilizou-se a descrição original da espécie, conforme Yang e Eisenback (1983).

As subpopulações foram previamente multiplicadas em tomateiro 'Santa Cruz Kada', em vasos plásticos sob casa de vegetação. Após 90 dias da inoculação, o inóculo inicial foi preparado conforme a metodologia de extração de Hussey e Barker (1973).

3.2.4 Produção de mudas, transplantio e inoculação

As mudas foram produzidas em bandejas de poliestireno expandido de 128 células, preenchidas com substrato comercial a base de fibra de coco para produção de mudas de hortaliças. Semeou-se duas sementes por células, com posterior desbaste. As bandejas foram acondicionadas em casa de vegetação equipada com sistema de irrigação por aspersão.

O transplantio das mudas ocorreu aos 15 dias após a semeadura (DAS) para vasos plásticos com cinco litros de volume, acondicionados em ambiente protegido. Utilizou-se a mistura de terra, areia e esterco bovino curtido na proporção 1:1:1. O substrato foi previamente autoclavado (120°C, 1 atm, 1 hora). No momento do transplantio, realizou-se a inoculação das mudas com o auxílio de pipeta digital.

A estimativa da população de ovos e juvenis de segundo estágio presentes na suspensão foi realizada com câmara de contagem de Peters, ao microscópio fotônico. A concentração foi ajustada para 1.000 ovos e juvenis de segundo estágio por mililitro. Inocularam-se 5 mL da suspensão calibrada por muda, perfazendo 5.000 ovos e juvenis de segundo estágio por planta para cada espécie de nematoide, sendo essa a população inicial (PI).

3.2.5 Avaliação das plantas inoculadas

Após 90 dias da inoculação dos nematoides, todas as plantas foram analisadas. Realizou-se a separação das plantas em parte aérea e radicular, com o auxílio de uma tesoura de poda. As raízes foram cuidadosamente retiradas dos vasos, eliminando o excesso de solo aderido, com posterior embalagem em saco plástico previamente identificado.

As plantas foram então levadas para o Laboratório do Setor de Olericultura e Plantas Aromático-Medicinais da UNESP-FCAV, Câmpus de Jaboticabal. Visando

eliminar o excesso de solo, todas as raízes foram suavemente lavadas em recipiente com água, separadamente. Em seguida, as raízes foram pesadas em balança digital.

A extração dos nematoides foi feita conforme Hussey e Barker (1973). Com o auxílio de microscópio fotônico e de câmara de contagem de Peters, a população final de ovos e juvenis de segundo estágio (PF) foi estimada para cada suspensão oriunda dos sistemas radiculares individualmente processados.

Com base no peso de raízes e na PF, o número de ovos e juvenis de segundo estágio por grama de raiz (NOJGR) foi calculado, conforme a fórmula:

$$\text{NOJGR} = \frac{\text{PF}}{\text{Peso de raízes}}$$

Baseando-se na PF e na PI, estimou-se o fator de reprodução (FR), para que os genótipos fossem classificados de acordo com Oostenbrink (1966), onde plantas com $\text{FR} < 1$ são tidas como resistentes e $\text{FR} \geq 1$ como suscetíveis, conforme a fórmula:

$$\text{FR} = \frac{\text{PF}}{\text{PI}}$$

O índice de reprodução (IR) foi obtido de acordo com a PF do quiabeiro ‘Santa Cruz 47’, para cada nematoide e para cada experimento separadamente. Baseando-se no IR, conforme Taylor (1967), os genótipos foram classificados em suscetível (S - IR maior que 51%), levemente resistente (LR - IR entre 26 e 50%), moderadamente resistente (MoR - IR entre 11 e 25%), muito resistente (MR - IR entre 1 e 10%) e altamente resistente ou imune (AR/I - IR menor que 1%), conforme a fórmula:

$$\text{IR (\%)} = \frac{\text{PF n}}{\text{PF testemunha}}$$

Onde:

- PF n = população final de qualquer genótipo avaliado
- PF testemunha = população final da testemunha suscetível, sendo quiabeiro ‘Santa Cruz 47’ para os genótipos de quiabeiro e vinagreira e para algodoeiro, ‘M315-RNR’

3.2.6 Análise dos dados

Para atender às pressuposições de normalidade e distribuição de erros, os dados foram transformados para $\log(x+5)$. As análises foram realizadas com o auxílio

do programa estatístico Agroestat (BARBOSA; MALDONADO JÚNIOR, 2015). As médias foram agrupadas pelo teste de Scott-Knott à 5% de probabilidade.

3.3 Etapa 2: compatibilidade enxerto/porta-enxerto e desenvolvimento inicial

Esta etapa foi conduzida em duas sub-etapas: compatibilidade inicial enxerto/porta-enxerto e desenvolvimento inicial de plantas enxertadas, de março a junho de 2016.

3.3.1 Local dos experimentos

Os experimentos foram conduzidos no Setor de Olericultura e Plantas Aromático-Medicinais da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias da UNESP, Câmpus de Jaboticabal. A etapa de cicatrização das mudas ocorreu em casa de vegetação e, após o transplântio, em campo aberto.

3.3.2 Delineamento experimental e materiais utilizados

No primeiro experimento avaliaram-se, como porta-enxertos, os genótipos considerados resistentes na etapa anterior, sendo: vinagreira roxa (*Hibiscus cannabinus*), vinagreira flor-de-veludo (*Hibiscus acetosella*), vinagreira comum (*Hibiscus sabdariffa*) e de algodoeiro (Nou-Pal RR, BJ 3128, IAPAR, PA 04-158, AP 0460, Wild Mexican Jack Jones, CS 8601, LD 99011213, TMG 43 WS, IAC 20-233, Dunn 224, IAC 25 e Acala 22). Como enxerto, utilizou-se o quiabeiro ‘Santa Cruz 47’.

Adotou-se o delineamento inteiramente casualizado em esquema fatorial 17x4, onde o primeiro fator foi constituído dos candidatos à porta-enxertos, e o segundo de intervalo de semeadura entre enxerto e porta-enxerto (-5D, o porta-enxerto foi semeado cinco dias antes do enxerto; 0D, o porta-enxerto e o enxerto foram semeados no mesmo dia; +5D e +10D, o porta-enxerto foi semeado com 5 e 10 dias após o enxerto, respectivamente). Utilizou-se dez repetições, sendo uma repetição representada por uma planta.

3.3.3 Produção das mudas e transplantio

As mudas foram produzidas em bandejas de poliestireno expandido de 128 células, dispondo duas sementes por célula para, posteriormente, proceder-se o desbaste e ter-se uma muda por célula. Utilizou-se o substrato comercial Bioplant® à base de fibra de coco.

Aos 15 dias após a semeadura (DAS), quando apresentavam uma folha verdadeira completamente desenvolvida, as mudas foram transplantadas para copos plásticos de 150 mL furados e preenchidos com o substrato comercial Bioplant® à base de fibra de coco. Logo após, realizou-se a enxertia.

3.3.4 Enxertia, cicatrização e transplantio para campo aberto

O tamanho dos enxertos foi padronizado para três centímetros (Figura 2). O método de enxertia por garfagem em fenda cheia foi utilizado, conforme Yamakawa (1982) (Figura 3). Como padrão de compatibilidade, realizou-se a autoenxertia de quiabeiro 'Santa Cruz 47'.

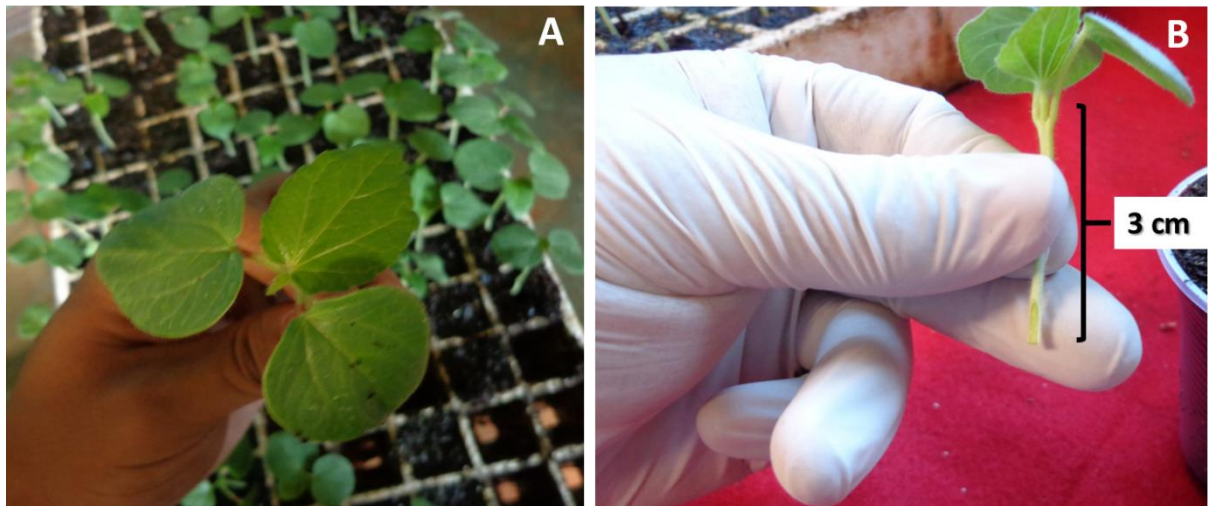


Figura 2 - A – Padrão de muda de quiabeiro Santa Cruz 47 utilizada na enxertia, com uma folha verdadeira totalmente desenvolvida. B – Enxerto padronizado para 3 cm de comprimento.

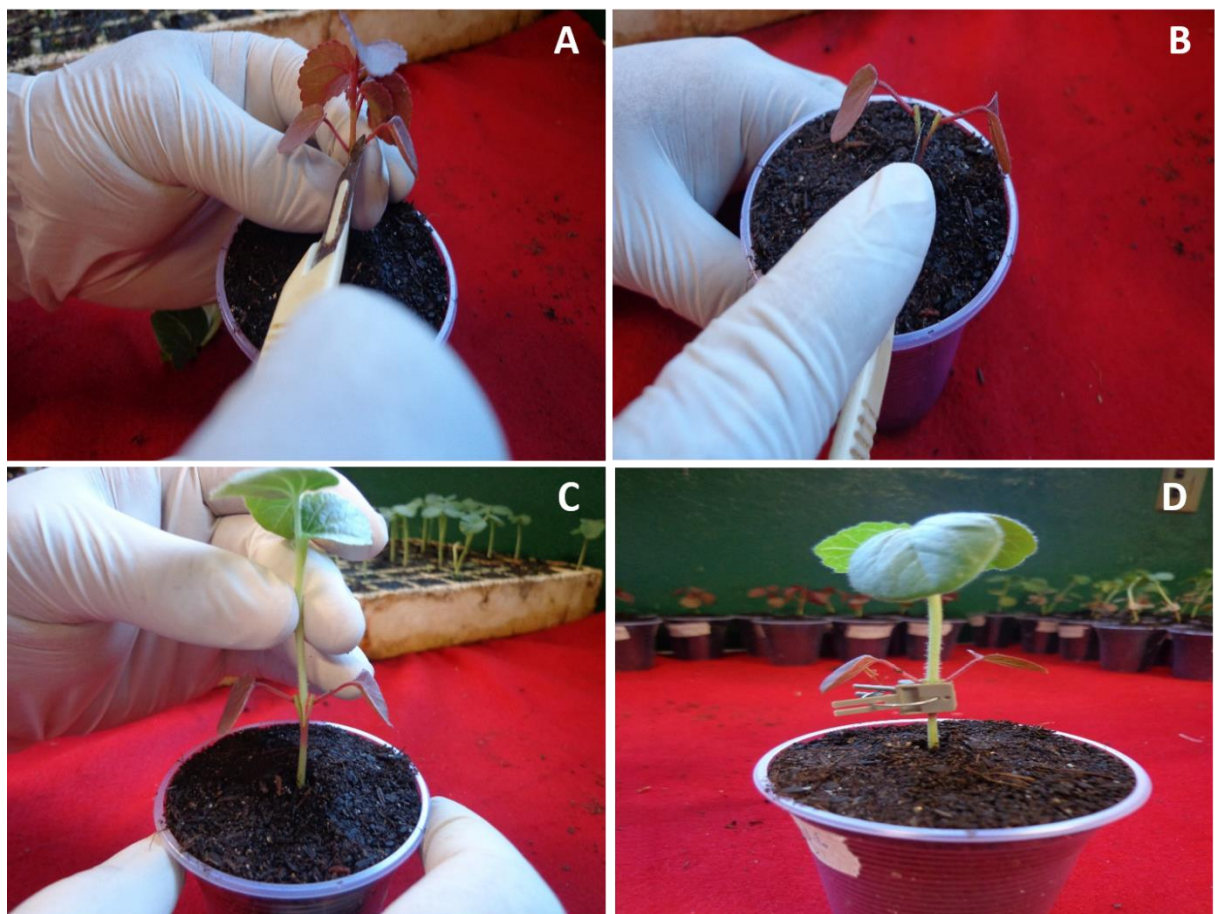


Figura 3 – A – Porta-enxerto sendo preparado para enxertia. B – Corte em fenda entre as folhas cotiledonares. C – Enxerto e porta-enxerto são encaixados pela fenda. D – Enxerto e porta-enxerto são fixos com o auxílio de um clip de enxertia.

As mudas recém enxertadas foram acondicionadas em câmara úmida do tipo *floating* por 20 dias. Utilizou-se, na entrada das mudas na câmara úmida, solução nutritiva recomendada para a cultura do tomateiro recomendada por Castellane e Araújo (1995)

A câmara úmida permaneceu fechada por 15 dias ininterruptos. No 16º dia, iniciou-se um processo de aclimação das mudas, com abertura da câmara no período diurno e fechamento no período noturno.

Após o período de cicatrização e aclimação, as mudas foram transplantadas para campo aberto, afim de verificar a porcentagem de sobrevivência e desenvolvimento inicial.

Utilizou-se espaçamento de um metro entre linhas de plantio e 0,25 m entre plantas. O manejo da adubação e fitossanitário foi conduzido conforme recomendações para a cultura (PASSOS et al., 2014). Utilizou-se sistema de irrigação por aspersão.

3.3.5 Avaliações e análises estatísticas

No momento do transplântio, avaliou-se o comprimento do enxerto (CE) e o número de folhas. Cinco dias após o transplântio índice de sobrevivência dos enxertos foi aferida (%IS). Todos os porta-enxertos nos quais não se teve morte dos enxertos, as plantas foram conduzidas normalmente até 40 dias após o transplântio.

Quarenta após o transplântio, mensurou-se as características massa fresca e seca do enxerto (MFE e MSE, em gramas, respectivamente), massa fresca e seca da região da enxertia (MFRE e MSRE, em gramas, respectivamente), massa fresca e seca do porta-enxerto (MFPE e MSPE, em gramas, respectivamente), altura de plantas (AP, em centímetros), altura e diâmetro do enxerto (AE e DE, em centímetros e milímetros, respectivamente), altura e diâmetro do porta-enxerto (APE e DPE, em centímetros e milímetros, respectivamente) e número de folhas (NF).

Considerou-se como compatível o porta-enxerto que apresentou parâmetros de compatibilidade semelhantes àqueles observados para a testemunha autoenxertada.

Os resultados obtidos foram submetidos à análise de variância e as médias foram comparadas pelo teste de Scott-Knott à 5% de significância, com o auxílio do software estatístico AgroEstat (BARBOSA; MALDONADO JÚNIOR, 2015).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Etapa 1: Identificação de resistência múltipla à nematoides de galhas

Em todos os experimentos, as testemunhas de suscetibilidade (quiabeiro ‘Santa Cruz 47’, quiabeiro ‘Colhe Bem’ e algodão ‘FM 966’) proporcionaram boa reprodução dos nematoides, assegurando assim maior multiplicação do inóculo inicial utilizado (Tabelas 4, 5, 6, 7, 8 e 9). A testemunha resistente algodão ‘M315-RNR’, de maneira análoga, apresentou os resultados esperados, sendo resistente nos experimentos nos quais foi utilizada.

Na Tabela 4 estão apresentadas as médias dos materiais de quiabeiro e vinagreira inoculados com *M. incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii* avaliados no primeiro experimento. A interação entre os fatores genótipos e nematoides não foi significativa, logo os fatores serão discutidos separadamente.

Tabela 4. Análise de variância e teste de comparação de médias da população final (PF), número de ovos e juvenis de segundo estágio (NOJGR), fator de reprodução (FR), índice de reprodução (IR) e reação (R) dos materiais de vinagreira e quiabeiro inoculados com as espécies de *Meloidogyne*. UNESP-FCAV, Jaboticabal – SP.

Genótipos (G)	PF ⁽¹⁾	FR	R ⁽²⁾	NOJGR ⁽¹⁾	IR	R ⁽³⁾
Santa Cruz 47 ^Q	220.114,29 a	44,02	S	2.174,34 a	100,00	S
Colhe Bem ^Q	147.771,43 a	29,55	S	1.444,47 a	72,15	S
Selvagem ^Q	214.200,00 a	42,84	S	1.725,35 a	92,72	S
Acesso MG ^Q	334200,00 a	66,84	S	1.374,30 a	174,14	S
Vinagreira roxa ^V	1.714,28 b	0,34	R	6,27 b	0,89	AR/I
Flor-de-veludo ^V	2.057,14 b	0,41	R	5,35 b	1,19	AR/I
Teste F	39,53**			106,07**		
Nematoides (N)						
<i>M. incognita</i>	217.500,00 a	43,50		1.286,60 a	61,87	
<i>M. javanica</i>	120.942,86 a	24,18		859,55 a	87,26	
<i>M. enterolobii</i>	121.585,71 a	24,31		1.218,90 a	71,42	
Teste F	0,71 ^{NS}			0,67 ^{NS}		
Interação (G x N)	0,42 ^{NS}			0,45 ^{NS}		
CV (%)	25,33			20,59		

⁽¹⁾ Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey à 5% de probabilidade; médias reais com estatística baseada nos dados transformados para log (x+5). ⁽²⁾R = resistente; S = suscetível. ⁽³⁾S = suscetível, IR>51%; LR = levemente resistente, 26%<IR>50%; MoR = moderadamente resistente, 11%<IR>25%; MR = muito resistente, 1%<IR>10%; AR/I = altamente resistente ou imune, IR<1%. ^QGenótipos de quiabeiro. ^VGenótipos de vinagreira. ^{Test}Testemunha. ^{NS}Não Significativo. ^{**}Significativo à 1% de probabilidade.

Os genótipos diferiram entre si à 1% de probabilidade para PF e NOJGR. Verifica-se a formação de dois grupos distintos, em quiabeiros suscetíveis e vinagreiras resistentes.

Todos os genótipos de quiabeiro foram suscetíveis às três espécies de *Meloidogyne* estudadas no primeiro experimento, apresentando valores estatisticamente superiores para PF e NOJGR.

Os acessos de vinagreira roxa e vinagreira flor-de-veludo foram resistentes às três espécies de nematoides, por apresentarem $FR < 1$. Os mesmos acessos são classificados como AR/I pelo índice de reprodução.

Veech (1992), Cook e Mullin (1994), Zhang e Noe (1996) e Robinson e Cook (2001) relataram suscetibilidade de acessos e cultivares de vinagreira flor-de-veludo a *M. incognita*, discordando desse trabalho.

Veech (1992) avaliou a reação de acessos de vinagreira flor-de-veludo às quatro raças de *M. incognita* e relatou que todos os acessos são hospedeiros de todas as raças, porém com nível variado de reprodução, o que indicaria variabilidade genética e possibilidade de melhoramento para tolerância.

Minton e Adamson (1979) e Adegbite et al. (2008) verificaram a reação de cultivares e acessos de vinagreira flor-de-veludo e relataram diferentes reações, incluindo resistência. Resistência genética em vinagreira flor-de-veludo também foi relatada por outros autores (WILSON; SUMMER, 1966; MINTON; ADAMSON; WHITE, 1970; ADAMSON; STONE; MINTON, 1974; ADAMSON; MARTIN; MINTON et al., 1975).

Vários fatores influenciam a reação de genótipos à nematoides, como diferenças metodológicas, variabilidade genética entre os isolados de nematoides utilizados e fatores ambientais diversos (DIAS-ARIEIRA et al., 2012; ANDRADE JÚNIOR et al., 2016).

Não se verifica diferença entre as espécies de nematoides avaliadas (Tabela 4), tendo, assim, níveis de patogenicidade estatisticamente semelhantes.

Encontram-se na Tabela 5 as médias dos genótipos de algodoeiro inoculados com *M. incognita* raça 3 avaliados no primeiro experimento. Os materiais não diferenciaram entre si para a característica população final, no entanto, nota-se diferenças na reação com base no FR. Os genótipos M 315-RNR (testemunha

resistente), PRO 136, IAC 20-233, TMG 43 WS, Nou PAL-RR e LD 990 11213, por apresentarem $FR < 1$, foram classificados como resistentes.

Tabela 5. Médias da população final (PF), fator de reprodução (FR), número de ovos e juvenis de segundo estágio por grama de raiz (NOJGR), índice de reprodução (IR) e a reação (R) em genótipos de algodoeiro inoculados com *Meloidogyne incognita* raça 3, no primeiro experimento. UNESP-FCAV, Jaboticabal – SP.

Genótipos	PF	FR	R ⁽²⁾	NOJGR	IR	R ⁽³⁾
FM 966 ^{A, Test}	107.743 a	21,54	S	4.568 a	100,00	S
IAC 08-2031 ^A	11.571 a	2,31	S	1.163 b	25,45	MoR
PRO 277 ^A	10.029 a	2,01	S	502 b	11,00	MoR
IAC 03/979 ^A	8.229 a	1,65	S	1.219 b	26,69	LR
IAC 012/501 ^A	7.457 a	1,49	S	485 b	10,61	MR
IAC 012/503 ^A	7.200 a	1,44	S	354 b	7,74	MR
TMG 42 WS ^A	6.686 a	1,34	S	538 b	11,78	MoR
980 GLT ^A	6.171 a	1,23	S	249 b	5,45	MR
PRO 136 ^A	4.114 a	0,82	R	147 b	3,22	MR
IAC 20-233 ^A	3.343 a	0,67	R	132 b	2,89	MR
TMG 43 WS ^A	3.086 a	0,62	R	197 b	4,31	MR
Nou PAL-RR ^A	2.571 a	0,51	R	317 b	6,94	MR
LD 990 11213 ^A	2.571 a	0,51	R	163 b	3,57	MR
M 315-RNR ^{A, Test}	2.571 a	0,51	R	131 b	2,86	MR
CV (%)	46,22			42,07		

⁽¹⁾ Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott à 5% de probabilidade; médias reais com estatística baseada nos dados transformados para $\log(x+5)$. ⁽²⁾R = resistente; S = suscetível. ⁽³⁾S = suscetível, $IR > 51\%$; LR = levemente resistente, $26\% < IR > 50\%$; MoR = moderadamente resistente, $11\% < IR > 25\%$; MR = muito resistente, $1\% < IR > 10\%$; AR/I = altamente resistente ou imune, $IR < 1\%$. ^AGenótipos de algodoeiro. ^{Test}Testemunha.

Verifica-se diferenças significativas entre os genótipos para NOJGR, onde a testemunha suscetível FM 966 se diferenciou dos demais materiais avaliados. Para o índice de reprodução, a maioria dos materiais foram classificados como muito resistentes.

Ito, Cardoso e Braz (2009) observaram resultados semelhantes para alguns genótipos, onde IAC 20-233 e PRO 136 foram resistentes, entretanto IAC 012/503, IAC 03/979 e PRO 277, também relatados como resistentes pelos autores, aqui foram classificados como suscetíveis. Os autores, diferentemente deste trabalho, inocularam 3.000 ovos e juvenis de segundo estágio por planta.

No segundo experimento, onde se avaliou apenas genótipos de algodoeiro, houve efeito significativo entre os genótipos para PF e NOJGR (Tabela 6). Os acessos Dunn 224, IAC 25, PA 04-158, M 315-RNR, IAPAR 97-141, Parrot, Acala 22, Wild Mexican Jack Jones, Coodetec 404, AP 0460, AUB 616 RNR. BJ 3128, SA 2572 e CS

8601 foram classificados como resistentes à *M. incognita* raça 3 por apresentarem $FR < 1$.

Por apresentar $IR < 1\%$, o acesso CS 8601 foi classificado como altamente resistente ou imune. Doze materiais foram classificados como muito resistentes, sete como moderadamente resistentes, três como levemente resistentes e dois como suscetíveis.

Tabela 6. Médias a população final (PF), fator de reprodução (FR), número de ovos e juvenis de segundo estágio por grama de raiz (NOJGR), índice de reprodução (IR) e reação (R) em genótipos de algodoeiro inoculados com *Meloidogyne incognita* raça 3. UNESP-FCAV, Jaboticabal – SP.

Genótipos	PF	FR	R ⁽³⁾	NOJGR	IR	R ⁽²⁾
FM 966 ^{Test}	61.971 a	12,39	S	2.490 a	100,00	S
PI 0430	108.000 a	21,60	S	1.522 a	61,14	S
RR 0458	72.257 a	14,45	S	1.031 a	41,40	LR
CNPA-9615	25.200 a	5,04	S	664 a	26,67	LR
Deltapine	15.171 a	3,03	S	652 a	26,17	LR
BRS 814	15.171 a	3,03	S	368 a	14,78	MoR
CE 0415	14.143 a	2,83	S	254 b	10,19	MR
4959	11.100 a	2,22	S	562 a	22,56	MoR
Allen 3357	10.029 b	2,01	S	300 b	12,05	MoR
MCU 5	8.743 a	1,75	S	604 a	24,28	MoR
Stoneville Cluster	5.143 b	1,03	S	516 b	20,73	MoR
Dunn 224	3.343 b	0,67	R	220 b	8,82	MR
IAC 25	3.343 a	0,67	R	277 a	11,11	MoR
PA 04-158	3.343 b	0,67	R	125 b	5,02	MR
IAPAR-97-141	2.314 b	0,46	R	54 b	2,16	MR
Parrot	2.057 b	0,41	R	89 b	3,57	MR
Acala 22	1.800 b	0,36	R	285 b	11,44	MoR
Wild M. J. Jones	1.543 b	0,31	R	39 b	1,56	MR
Coodetec 404	1.029 b	0,21	R	49 b	1,96	MR
AP 0460	1.029 b	0,21	R	65 b	2,61	MR
AUB 616 RNR	1.029 b	0,21	R	35 b	1,40	MR
BJ 3128	514 b	0,10	R	38 b	1,51	MR
SA 2572	514 b	0,10	R	42 b	1,68	MR
CS 8601	257 b	0,05	R	18 b	0,68	AR/I
M 315-RNR ^{Test}	2.314 b	0,46	R	75 b	3,03	MR
CV (%)	52,94			47,13		

⁽¹⁾ Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott à 5% de probabilidade; médias reais com estatística baseada nos dados transformados para log (x+5). ⁽²⁾ S = suscetível, $IR > 51\%$; LR = levemente resistente, $26\% < IR < 50\%$; MoR = moderadamente resistente, $11\% < IR < 25\%$; MR = muito resistente, $1\% < IR < 10\%$; AR/I = altamente resistente ou imune, $IR < 1\%$. ⁽³⁾ R = resistente; S = suscetível. ^{Test} Testemunha.

Encontram-se, na Tabela 7, os resultados do terceiro experimento para o fatorial entre os genótipos de quiabeiro inoculados com as três espécies de nematoides avaliados. Verifica-se interação significativa entre os fatores para a característica NOJGR à 5% de probabilidade. Os demais fatores e características serão analisados separadamente, por não verificar interação significativa.

Tabela 7. Análise de variância e teste de comparação de médias da população final (PF), fator de reprodução (FR), número de ovos e juvenis de segundo estágio (NOJGR), índice de reprodução (IR) e reação (R) dos materiais de quiabeiro inoculados com as espécies de *Meloidogyne*. UNESP-FCAV, Jaboticabal – SP.

Genótipos (G)	PF	FR	R ⁽²⁾	NOJGR	IR	R ⁽³⁾
Santa Cruz 47	607.200 a	121,44	S	6.344,52 a	136,13	S
Colhe Bem	295.300 a	59,06	S	2.549,96 a	54,71	S
Burgundy	603.300 a	120,66	S	4.491,57 a	96,37	S
Super	568.800 a	113,76	S	3.181,33 a	68,26	S
Estrela de Davi	650.700 a	130,14	S	5.249,30 a	112,63	S
Jing	605.100 a	121,02	S	5.982,64 a	128,37	S
Teste F	0,73 ^{NS}			2,10 ^{NS}		
Nematoides (N)						
<i>M. incognita</i>	516.600 ab	103,32		4.724,45 a	101,37	
<i>M. javanica</i>	278.100 b	55,62		4.175,45 a	89,59	
<i>M. enterolobii</i>	870.500 a	174,10		4.999,76 a	107,28	
Teste F	10,01 ^{**}			2,01 ^{NS}		
Interação (G x N)	2,26 ^{NS}			2,57 [*]		
CV (%)	5,15			6,63		

⁽¹⁾ Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey à 5% de probabilidade; médias reais com estatística baseada nos dados transformados para log (x+5). ⁽²⁾S = suscetível, IR>51%; LR = levemente resistente, 26%<IR>50%; MoR = moderadamente resistente, 11%<IR>25%; MR = muito resistente, 1%<IR>10%; AR/I = altamente resistente ou imune, IR<1%. ⁽³⁾R = resistente; S = suscetível. ^{NS}Não Significativo. ^{**}Significativo à 1% de probabilidade. ^{*}Significativo à 1% de probabilidade.

Não se verifica diferenças significativas entre os genótipos para PF e NOJGR. Todos os genótipos de quiabeiro foram classificados como suscetíveis pelo fator e pelo índice de reprodução.

Diferenças significativas foram encontradas para a característica PF do fator nematoides. *M. enterolobii* foi estatisticamente superior, não se diferenciando de *M. incognita* que, por sua vez, não se diferenciou de *M. javanica* (Tabela 7).

Para o acesso Super, nota-se maior multiplicação de *M. enterolobii*, seguido de *M. incognita*. Para os demais materiais avaliados, todos os nematoides se reproduziram de maneira estatisticamente igual (Tabela 8).

Tabela 8. Desdobramento das interações entre genótipos e espécies de nematoides de galhas para número de ovos e juvenis de segundo estágio. UNESP-FCAV, Jaboticabal – SP.

	NOJGR			Teste F
	<i>M. incognita</i>	<i>M. javanica</i>	<i>M. enterolobii</i>	
Santa Cruz 47	5.017,08 Aa	11.271,40 Aa	2.745,09 Aa	3,91*
Colhe Bem	2.852,84 Aa	2.441,57 Aab	2.355,48 Aa	0,00 ^{NS}
Burgundy	6.437,60 Aa	2.402,68 Aab	4.634,44 Aa	1,76 ^{NS}
Super	3.413,95 ABa	934,32 Bb	5.195,73 Aa	5,85*
Estrela de Davi	5.525,00 Aa	5.665,91 Aab	4.556,98 Aa	0,11 ^{NS}
Jing	5.100,27 Aa	2.336,82 Aab	10.510,82 Aa	3,22 ^{NS}
Teste F	0,91 ^{NS}	4,72**	1,60 ^{NS}	

Letras maiúsculas na linha e minúsculas na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey.

**Significativo à 1 % de probabilidade. *Significativo à 5 % de probabilidade. ^{NS}Não significativo.

Os genótipos não se diferenciaram para *M. incognita* e *M. enterolobii*. Menor média de NOJGR foi observada para o acesso Super que, no entanto, não se diferenciou de Colhe Bem, Burgundy, Estrela de Davi e Jing.

Na Tabela 9 estão apresentadas as médias observadas no terceiro experimento, com genótipos de algodoeiro e vinagreira.

Tabela 9. Médias da população final (PF), fator de reprodução (FR), número de ovos e juvenis de segundo estágio por grama de raiz (NOJGR), índice de reprodução (IR) e reação (R) em genótipos de algodoeiro e vinagreira inoculados com *M. incognita* raça 3. UNESP-FCAV, Jaboticabal – SP.

Genótipo	PF	FR	R ⁽²⁾	NOJGR	IR	R ⁽³⁾
FM 966 ^{A, Test}	153.514 a	30,70	S	6.263 a	100,00	S
PIMA 56 ^A	190.500 a	25,77	S	15.626 a	249,49	S
MT 03-185 ^A	155.314 a	31,06	S	5.557 a	88,73	S
PA 0419 ^A	122.100 a	21,96	S	2.481 b	39,62	LR
GO 0405 ^A	102.600 b	20,51	S	11.726 c	187,22	S
Ultraprecoce ^A	75.600 a	15,12	S	2.307 b	36,83	LR
MT 0303 ^A	46.800 a	9,36	S	914 b	14,59	MoR
CE 0517	39.600 a	7,92	S	2.038 b	32,53	LR
PE 09-441	25.457 a	5,09	S	1.061 b	16,94	MoR
Vinagreira comum ^V	2.571 b	0,51	R	13 d	0,21	AR/I
M315-RNR ^{A, Test}	2.571 b	0,51	R	145 c	2,32	MR
CV (%)	19,30			20,41		

⁽¹⁾ Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott à 5% de probabilidade; médias reais com estatística baseada nos dados transformados para log (x+5). ⁽²⁾R = resistente; S = suscetível. ⁽³⁾S = suscetível, IR>51%; LR = levemente resistente, 26%<IR>50%; MoR = moderadamente resistente, 11%<IR>25%; MR = muito resistente, 1%<IR>10%; AR/I = altamente resistente ou imune, IR<1%. ^QGenótipos de quiabeiro. ^VGenótipos de vinagreira. ^AGenótipos de algodoeiro. ^{Test}Testemunha.

Para PF, verifica-se que a Vinagreira Comum e a testemunha suscetível (M315-RNR) se diferenciaram dos demais materiais avaliados, e foram classificadas como resistentes, por apresentar $FR < 1$. Os demais acessos de algodoeiro, apesar de apresentarem algum nível de resistência, obtiveram $FR > 1$, sendo classificados como suscetíveis.

Para a característica NOJGR, a vinagreira comum apresentou a menor média, com 13 ovos e juvenis de segundo estágio por grama de raiz, tendo sido classificada pelo índice de reprodução como altamente resistente ou imune. A testemunha M315-RNR foi classificada como muito resistente. Dois genótipos foram classificados como moderadamente resistentes, três como levemente resistentes e quatro como suscetíveis.

Outros autores relataram resistência genética de vinagreira comum à *M. incognita* (MINTON; ADAMSON; WHITE, 1970; ADAMSON; STONE; MINTON, 1974; ADAMSON; MARTIN; MINTON et al., 1975; VAWDREY; STIRLING, 1992).

Vários autores estudaram a reação de genótipos de quiabeiro à nematoides de galhas, reportando níveis variáveis de resistência ou suscetibilidade, contudo, como nesse trabalho, nenhum material altamente resistente foi relatado (THIES; FERY; DUKES, 1998; MARTINELLO; LEAL; PIMENTEL, 2001; MOHANTA; MOHANTY, 2012; HUSSAIN; MUKHTAR; KAYANI, 2014; MUKHTAR et al., 2014; KARAJEH; SALAMEH, 2015).

Em algodoeiro, tem-se disponibilidade de germoplasma resistente há pelo menos 40 anos, contudo a incorporação dessa resistência em cultivares comerciais tem sido lenta e deficitária (STARR et al., 2007).

Mota et al. (2013) ressaltam que se faz importante caracterizar os mecanismos de defesas de fontes de resistência à nematoides de galhas para, de maneira efetiva, se utilizar em programas de melhoramento genético.

4.2 Etapa 2: Compatibilidade enxerto/porta-enxerto e desenvolvimento inicial

Houve interação significativa entre os porta-enxertos e os intervalos de semeadura à 1% de probabilidade, para as características comprimento do enxerto (CE) e número de folhas (NF) (Tabela 10).

Tabela 10. Análise de variância e teste de comparação de médias das características comprimento de enxerto (CE, cm), número de folhas (NF) e taxa de sobrevivência do enxerto (TS), em quiabeiro ‘Santa Cruz 47’ enxertado em diferentes porta-enxertos (PE) e intervalos de semeadura (IS). UNESP-FCAV, Jaboticabal – SP.

Porta-enxerto (PE)	CE ¹	NF ¹	TS
Autoenxertia ^{AE}	14,80 a	4,43 a	100
Vinagreira roxa ^V	15,16 a	4,45 a	100
Flor de veludo ^V	14,27 b	4,50 a	100
Vinagreira comum ^V	8,78 c	3,40 b	100
TMG 43 WS ^A	4,76 f	1,00 c	0
IAC 20-233 ^A	4,65 f	1,00 c	0
Nou PAL-RR ^A	4,41 f	1,00 c	0
LD 990 11213 ^A	5,35 e	1,00 c	0
Dunn 224 ^A	4,65 f	1,00 c	0
IAC 25 ^A	4,36 f	1,00 c	0
PA 05-158 ^A	4,98 e	1,00 c	0
IAPAR 97-141 ^A	4,56 f	1,00 c	0
Acala 22 ^A	5,88 d	1,00 c	0
Wild Mexican Jack Jones ^A	4,27 f	1,00 c	0
AP 0460 ^A	5,21 e	1,00 c	0
BJ 3128 ^A	5,00 e	1,00 c	0
CS 8601 ^A	5,07 e	1,00 c	0
Teste F	24,50**	1.153,56**	
Intervalo (IS)			
-5D	6,84 b	1,75 b	
0D	6,12 c	1,69 b	
+5D	7,25 a	1,86 a	
+10D	7,13 a	1,71 b	
Teste F	341,62**	15,44**	
Interação (PE x IS)	6,31**	6,47**	
CV (%)	19,60	15,05	

¹Média seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott à 5% de probabilidade. **Significativo à 1% de probabilidade. ^{AE}Quiabeiro ‘Santa Cruz 47’ enxertado em quiabeiro ‘Santa Cruz 47’. ^VGenótipos de vinagreira. ^AGenótipos de algodoeiro.

Para CE, a vinagreira roxa não se diferenciou da autoenxertia. As vinagreiras flor-de-veludo e comum apresentaram comportamento intermediário, com 14,27 e 8,78 cm, respectivamente. As menores médias foram verificadas para os acessos de algodoeiro.

O NF observado para os acessos de algodoeiro foi o mesmo da enxertia, não havendo desenvolvimento de novas folhas. As vinagreiras roxa e flor-de-veludo não diferiram da testemunha autoenxertada. Comportamento intermediário às demais vinagreiras e aos algodoeiros foi encontrado para a vinagreira comum.

Para as duas características avaliadas, a semeadura do porta-enxerto cinco dias após o enxerto (+5D) proporcionou desempenho superior.

Verifica-se que as vinagreiras proporcionaram sobrevivência de todos os enxertos aos cinco dias após o transplante, o que não foi observado para os genótipos de algodoeiro.

Autores sustentam que a compatibilidade entre enxerto e porta-enxerto depende de fatores anatômicos, fisiológicos e genéticos (ANDREWS; MARQUEZ, 1993; EDELSTEIN et al., 2004).

Alguns trabalhos relatam a morte de enxertos em condição de enxertia entre gêneros diferentes, sugerindo que a incompatibilidade seria devido à incongruência dos diâmetros das hastes (TIEDERMANN, 1989; THIES et al., 2010; BEKHRADI et al., 2011). Os intervalos de semeadura, teoricamente, proporcionariam diâmetros de hastes diferentes, o que superaria essa barreira. No entanto, nota-se que, em todos os intervalos, os genótipos de vinagreira, mesmo que diferentemente, se desenvolveram, e os acessos de algodoeiro não. Sugere-se que o diâmetro da haste não seja, então, a causa da incompatibilidade entre quiabeiro e vinagreira.

Incompatibilidade em enxertia interespecífica aumenta significativamente de acordo com a distância genética entre o enxerto e o porta-enxerto (SCHÖNING; KOLLMANN, 1997; FLAISHMAN et al., 2008), o que, segundo Goldschmidt (2014), indica uma possível rejeição de ordem fisiológica. Goldschmidt (2014) ressalta, no entanto, que a incompatibilidade pode ocorrer mesmo entre gêneros próximos da mesma família botânica, de maneira aleatória.

Vale ressaltar que o quiabeiro, em outrora, já foi classificado como *Hibiscus esculentus*, indicando maior proximidade do gênero *Abelmoschus* com *Hibiscus* do que com *Gossypium* (NERKAR; JAMBHALE, 2009). O fato das vinagreiras (*Hibiscus* spp.) estarem geneticamente mais próximas do quiabeiro do que os algodoeiros pode explicar os resultados obtidos.

Os intervalos de semeadura não influenciaram o NF dos acessos de algodoeiro e vinagreira comum. O intervalo +5D proporcionou maior média de NF para autoenxertia, vinagreira roxa e vinagreira flor-de-veludo (Tabela 11).

Tabela 11. Desdobramento das interações entre intervalos de semeaduras e candidatos à porta-enxertos para quiabeiro quanto ao número de folhas (NF), em quiabeiro enxertado em diferentes porta-enxertos. UNESP-FCAV, Jaboticabal – SP.

Porta-enxerto (PE)	NF ¹				Teste F
	-5D	0D	+5D	+10D	
Autoenxertia ^{AE}	4,20 Bb	4,20 Ba	5,40 Aa	3,90 Cc	63,72**
Vinagreira roxa ^V	4,60 Ba	4,00 Ca	5,00 Ab	4,20 Cb	28,32**
Flor de veludo ^V	4,40 Ca	4,00 Da	5,00 Ab	4,60 Ba	24,96**
Vinagreira comum ^V	3,50 Ac	3,50 Ab	3,30 Ac	3,30 Ad	1,92 ^{ns}
TMG 43 WS ^A	1,00 Ad	1,00 Ac	1,00 Ad	1,00 e	-
IAC 20-233 ^A	1,00 Ad	1,00 Ac	1,00 Ad	1,00 e	-
Nou PAL-RR ^A	1,00 Ad	1,00 Ac	1,00 Ad	1,00 e	-
LD 990 11213 ^A	1,00 Ad	1,00 Ac	1,00 Ad	1,00 e	-
Dunn 224 ^A	1,00 Ad	1,00 Ac	1,00 Ad	1,00 e	-
IAC 25 ^A	1,00 Ad	1,00 Ac	1,00 Ad	1,00 e	-
PA 05-158 ^A	1,00 Ad	1,00 Ac	1,00 Ad	1,00 e	-
IAPAR 97-141 ^A	1,00 Ad	1,00 Ac	1,00 Ad	1,00 e	-
Acala 22 ^A	1,00 Ad	1,00 Ac	1,00 Ad	1,00 e	-
Wild Mexican J. Jones ^A	1,00 Ad	1,00 Ac	1,00 Ad	1,00 e	-
AP 0460 ^A	1,00 Ad	1,00 Ac	1,00 Ad	1,00 e	-
BJ 3128 ^A	1,00 Ad	1,00 Ac	1,00 Ad	1,00 e	-
CS 8601 ^A	1,00 Ad	1,00 c	1,00 Ad	1,00 e	-
Teste F	283,70*	237,94**	395,45**	255,87**	

¹Média seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott à 5% de probabilidade. ^{ns}Não significativo. **Significativo à 1% de probabilidade.

^{AE}Quiabeiro 'Santa Cruz 47' enxertado em quiabeiro 'Santa Cruz 47'. ^VGenótipos de vinagreira.

^AGenótipos de algodoeiro.

Por não haver desenvolvimento de novas folhas desde a enxertia, todos os acessos de algodoeiro foram estatisticamente inferiores às vinagreiras e à testemunha autoenxertada (Tabela 11).

Com exceção do intervalo +10D, as vinagreiras roxa e flor-de-veludo não se diferiram entre si para os demais intervalos. A vinagreira comum teve desempenho menor que as demais vinagreiras e a autoenxertia, porém proporcionou novas folhas, o que indica um certo grau de compatibilidade para enxertia, mesmo que menor que as vinagreiras roxa e flor-de-veludo e que a autoenxertia (Tabela 11).

Segundo Goldschmidt (2014), mesmo que a incompatibilidade não seja uma característica de ordem quantitativa, vários níveis de compatibilidade podem ser observados, podendo ir de diferenças ínfimas com desenvolvimento normal da planta enxertada à mortalidade do enxerto, do porta-enxerto ou ambos.

Os intervalos de semeadura influenciaram diferentemente as vinagreiras, a autoenxertia e o acesso AP 0460 quanto ao comprimento do enxerto, mas não os demais materiais de algodoeiro (Tabela 12). Menores médias, em geral, foram verificadas quando o enxerto e o porta-enxerto foram semeados no mesmo dia (0D) (Tabela 12).

Tabela 12. Desdobramento das interações entre intervalos de semeaduras e candidatos à porta-enxertos para quiabeiro quanto ao comprimento do enxerto (CE), em quiabeiro enxertado em diferentes porta-enxertos. UNESP-FCAV, Jaboticabal – SP.

Porta-enxerto (PE)	CE ¹				Teste F
	-5D	0D	+5D	+10D	
Autoenxertia ^{AE}	15,08 Ba	13,24 Ca	18,01 Aa	12,88 Cc	30,66**
Vinagreira roxa ^V	15,21 Ba	12,30 Ca	14,89 Bb	18,25 Aa	33,07**
Flor de veludo ^V	14,13 Ca	10,83 Db	15,42 Bb	16,69 Ab	35,32**
Vinagreira comum ^V	8,78 Bb	6,84 Cc	10,71 Ac	8,78 Bd	13,89**
TMG 43 WS ^A	4,64 Ac	4,65 Ad	4,86 Ae	4,90 Ae	0,10 ^{NS}
IAC 20-233 ^A	4,70 Ac	4,64 Ad	4,63 Ae	4,62 Ae	0,01 ^{NS}
Nou PAL-RR ^A	4,78 Ac	3,63 Ad	4,85 Ae	4,39 Ae	1,74 ^{NS}
LD 990 11213 ^A	4,80 Ac	5,48 Ac	6,11 Ad	5,00 Ae	1,90 ^{NS}
Dunn 224 ^A	4,65 Ac	4,73 Ad	4,75 Ae	4,47 Ae	0,09 ^{NS}
IAC 25 ^A	4,24 Ac	4,02 Ad	4,29 Ae	4,88 Ae	0,75 ^{NS}
PA 05-158 ^A	4,76 Ac	4,82 Ad	4,99 Ae	5,33 Ae	0,37 ^{NS}
IAPAR 97-141 ^A	4,61 Ac	4,24 Ad	4,67 Ae	4,74 Ae	0,28 ^{NS}
Acala 22 ^A	5,94 Ac	6,12 Ac	5,94 Ad	5,50 Ae	0,39 ^{NS}
Wild Mexican J. Jones ^A	4,69 Ac	3,62 Ad	4,14 Ae	4,62 Ae	1,37 ^{NS}
AP 0460 ^A	5,20 Ac	4,14 Bd	5,33 Ad	6,16 Ae	3,81*
BJ 3128 ^A	5,03 Ac	5,72 Ac	4,45 Ae	4,80 Ae	1,60 ^{NS}
CS 8601 ^A	4,99 Ac	4,92 Ad	5,19 Ad	5,19 Ae	0,11 ^{NS}
Teste F	86,51**	50,81**	113,73**	109,49**	

¹Média seguidas pela mesma letra maiúscula na coluna e minúscula na linha não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott à 5% de probabilidade. ^{NS}Não significativo. **Significativo à 1% de probabilidade.

^{AE}Quiabeiro 'Santa Cruz 47' enxertado em quiabeiro 'Santa Cruz 47'. ^VGenótipos de vinagreira.

^AGenótipos de algodoeiro.

Todos os genótipos de algodoeiro foram considerados incompatíveis para enxertia com quiabeiro, visto que verificou-se a morte dos enxertos cinco dias após o transplântio, comprimento do enxerto estatisticamente inferior às vinagreiras e não proporcionou desenvolvimento de novas folhas no enxerto.

Na Tabela 13 estão apresentadas as médias das características massa fresca e seca do enxerto (MFE e MSE, respectivamente), massa fresca e seca da região da

enxertia (MFRE e MSRE, respectivamente) e massa fresca e seca do porta-enxerto (MFPE e MSPE, respectivamente).

Verifica-se que os tratamentos porta-enxertos (PE) e intervalos de semeadura entre enxerto e porta-enxerto (IS) interagiram significativamente para todas as características, à 1% de probabilidade (Tabela 13).

Tabela 13. Análise de variância e teste de comparação de médias das características massa fresca e seca do enxerto (MFE e MSE, respectivamente), massa fresca e seca da região da enxertia (MFRE e MSRE, respectivamente) e massa fresca e seca do porta-enxerto (MFPE e MSPE, respectivamente) de quatro porta-enxertos avaliados em quatro intervalos de semeadura, aos 40 dias após o transplante, em quiabeiro 'Santa Cruz 47'. UNESP-FCAV, Jaboticabal – SP.

Porta-enxerto (PE)	MFE ¹	MSE ¹	MFRE ¹	MSRE ¹	MFPE ¹	MSPE ¹
Autoenxertia	191,99 b	27,15 b	4,78 b	1,08 b	13,58 a	2,34 a
Vinagreira roxa	232,31 a	35,84 a	7,02 a	1,28 a	5,52 b	1,05 b
Flor de veludo	157,41 b	25,62 b	5,61 b	1,03 b	4,50 c	0,89 b
Vinagreira comum	3,01 c	0,68 c	1,50 c	0,24 c	0,55 d	0,07 c
Teste F	266,57**	239,67**	147,69**	79,82**	368,13**	177,47**
Intervalo (IS)						
-5D	142,34 b	21,99 b	4,60 b	0,92 b	7,24 b	1,28 b
0D	298,55 a	43,95 a	7,44 a	1,40 a	10,57 a	1,82 a
+5D	90,70 c	13,66 c	3,43 c	0,63 c	3,99 c	0,77 c
+10D	53,14 d	9,69 c	3,45 c	0,68 c	2,34 d	0,48 d
Teste F	119,59**	107,11**	73,71**	37,78**	128,66**	58,87**
Interação (PE x IS)	20,15**	17,12**	15,77**	9,22**	69,23**	31,63**
CV (%)	21,30	19,43	11,69	8,87	12,62	9,93

¹Média seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey à 5% de probabilidade. **Significativo à 1% de probabilidade.

Observa-se médias superiores do porta-enxerto vinagreira roxa para as características MFE, MSE, MFRE e MSRE, seguido da autoenxertia e da vinagreira flor-de-veludo, que não diferiram entre si.

Para MFPE e MSPE, o tratamento com plantas autoenxertadas foi estatisticamente superior. O fato de se verificar maiores médias de porta-enxerto para a autoenxertia está ligado às características intrínsecas dos genótipos, pois os materiais de quiabeiro se desenvolvem mais rapidamente e mais vigorosamente que as vinagreiras.

Constata-se menores médias do porta-enxerto vinagreira comum, para todas as características avaliadas exceto MFPE e MSPE com +10D, indicando menor nível

de compatibilidade para enxertia com quiabeiro, quando comparada às demais vinagreiras avaliadas (Tabela 14).

Tabela 14. Desdobramento das interações entre porta-enxertos e intervalos de semeadura entre enxerto e porta-enxerto para massa fresca e seca do enxerto (MFE e MSE, respectivamente, em gramas), massa fresca e seca da região da enxertia (MFRE e MSRE, respectivamente, em gramas) e massa fresca e seca do porta-enxerto (MFPE e MSPE, respectivamente, em gramas) de quatro porta-enxertos avaliados em quatro intervalos de semeadura, aos 40 dias após o transplante, em quiabeiro ‘Santa Cruz 47’. UNESP-FCAV, Jaboticabal – SP.

Porta-enxerto	MFE ¹				Teste F
	-5D	0D	+5D	+10D	
Autoenxertia	243,49 Ba	438,41 Aa	48,58 Cc	37,47 Cb	104,20**
Vinagreira roxa	186,90 Bab	436,01 Aa	209,75 Ba	96,58 Ca	42,43**
Flor de veludo	135,93 Bb	315,68 Ab	102,53 BCb	75,50 Cab	33,32**
Vinagreira comum	3,01 Ac	4,09 Ac	1,94 Ad	3,01 Ac	0,09 ^{NS}
Teste F	75,53**	165,24**	60,82**	25,43**	
Porta-enxerto	MSE ¹				Teste F
	-5D	0D	+5D	+10D	
Autoenxertia	34,11 Ba	60,80 Aa	7,41 Cc	6,30 Cb	90,03**
Vinagreira roxa	30,24 Bab	63,58 Aa	32,00 Ba	17,56 Ca	33,61**
Flor de veludo	22,95 Bb	50,52 Aa	14,78 BCb	14,22 Ca	34,77**
Vinagreira comum	0,91 Ac	0,68 Ab	0,68 Ad	0,45 Ac	0,07 ^{NS}
Teste F	66,16**	145,46**	53,03**	26,39**	
Porta-enxerto	MFRE ¹				Teste F
	-5D	0D	+5D	+10D	
Autoenxertia	4,51 Bb	7,29 Ab	1,72 Cc	5,61 Ba	37,09**
Vinagreira roxa	6,71 Ba	10,34 Aa	7,42 Ba	3,62 Cb	34,01**
Flor de veludo	5,67 Bab	10,05 Aa	3,63 Cb	3,08 Cb	46,96**
Vinagreira comum	1,50 ABC	2,07 Ac	0,93 Bc	1,50 ABC	2,95*
Teste F	37,09**	76,17**	59,56**	22,17**	
Porta-enxerto	MSRE ¹				Teste F
	-5D	0D	+5D	+10D	
Autoenxertia	1,04 Ba	1,74 Aa	0,34 Cbc	1,20 Ba	26,64**
Vinagreira roxa	1,26 Ba	1,78 Aa	1,38 ABa	0,69 Cb	15,28**
Flor de veludo	1,13 Ba	1,75 Aa	0,66 Cb	0,58 Cb	22,89**
Vinagreira comum	0,24 Ab	0,32 Ab	0,15 Ac	0,24 Ac	0,63 ^{NS}
Teste F	21,19**	42,79**	27,83**	15,68**	
Porta-enxerto	MFPE ¹				Teste F
	-5D	0D	+5D	+10D	
Autoenxertia	17,59Ba	29,41Aa	5,77Ca	1,55Db	323,91**
Vinagreira roxa	5,54Ab	7,15Ab	5,66Aab	3,71Ba	8,78**
Flor de veludo	5,30Ab	5,03ABc	4,13ABb	3,55Ba	3,43*
Vinagreira comum	0,55Ac	0,70Ad	0,41Ac	0,55Ab	0,23 ^{NS}
Teste F	169,87**	337,00**	47,79**	21,17**	
Porta-enxerto	MSPE ¹				Teste F
	-5D	0D	+5D	+10D	
Autoenxertia	2,99 Ba	4,80 Aa	1,18 Ca	0,38 Dab	147,21**
Vinagreira roxa	1,05 ABb	1,41 Ab	1,05 ABa	0,70 Ba	5,42**
Flor de veludo	1,01 Ab	0,98 Ab	0,82 Aa	0,75 Aa	1,09 ^{NS}

Vinagreira comum	0,08 Ac	0,09 Ac	0,06 Ab	0,08 Ab	0,02 ^{NS}
Teste F	78,76**	163,75**	20,98**	8,86**	

¹Média seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey à 5% de probabilidade. ^{NS}Não significativo. **Significativo à 1% de probabilidade. *Significativo à 5% de probabilidade.

Maiores médias são observadas quando o enxerto e o porta-enxerto foram semeados no mesmo dia (0D), para todas as características avaliadas, seguido do intervalo onde se semeou o porta-enxerto com cinco dias de antecedência (-5D) (Tabela 14).

Apesar de ser estatisticamente inferior, a MFRE e MSRE do porta-enxerto vinagreira comum representa a maior parte da massa fresca e seca total das plantas. Estes resultados podem indicar acumulação de amido na região da enxertia, o que pode caracterizar incompatibilidade (MOING; GAUDILLERE, 1992).

Breen e Muraoka (1975) e Moing, Carbonne e Gaudillere (1990) relataram, em *Prunus* spp., impedimento progressivo do transporte de carboidratos via floema e acumulação de amido acima da região da enxertia.

Mesmo se, aparentemente, a vinagreira comum apresentou compatibilidade inicial com quiabeiro 'Santa Cruz 47', verifica-se que, ao longo do tempo, ocorreu incompatibilidade.

Em algumas combinações arbóreas entre enxerto e porta-enxerto, a incompatibilidade pode aparecer apenas alguns anos depois da enxertia (MOSSE, 1962; WUTSCHER, 1979; TUTTLE; GOTLIEB, 1985).

Verifica-se, na Tabela 15, interações significativas entre porta-enxertos e intervalos de semeadura entre enxerto e porta-enxerto à 1% de probabilidade, para todas as características avaliadas.

Diferenças dentro dos fatores, para todas as características, também foram verificadas, à 1% de probabilidade.

Tabela 15. Análise de variância e teste de comparação de médias das características comprimento e diâmetro do enxerto (CE e DE, em cm e mm, respectivamente), comprimento e diâmetro do porta-enxerto (CPE e DPE, em cm e mm, respectivamente), diâmetro da região da enxertia (DRE, em mm) e número de folhas (NF) de quatro porta-enxertos avaliados em quatro intervalos de semeadura, aos 40 dias após o transplântio, em quiabeiro ‘Santa Cruz 47’. UNESP-FCAV, Jaboticabal – SP.

Porta-enxerto (PE)	CE ¹	DE ¹	CPE ¹	DPE ¹	DRE ¹	NF ¹
Autoenxertia	29,19 a	8,69 c	7,59 a	10,50 a	13,04 c	10,40 b
Vinagreira roxa	28,05 b	10,30 a	3,99 c	10,96 a	17,61 a	11,72 a
Flor de veludo	27,40 b	9,41 b	4,18 c	9,81 b	15,80 b	11,12 a
Vinagreira comum	12,47 c	3,81 d	5,19 b	3,49 c	12,40 c	2,62 c
Teste F	280,97**	151,17**	255,13**	264,31**	45,27**	292,09**
Intervalo (IS)						
-5D	21,38 c	6,29 b	5,08 b	6,85 b	12,03 c	7,17 c
0D	30,47 a	13,09 a	5,49 a	12,93 a	20,41 a	12,27 a
+5D	23,28 b	6,44 b	4,73 c	7,45 b	13,14 b	7,55 c
+10D	21,98 c	6,39 b	5,65 a	7,43 b	13,27 b	8,87 b
Teste F	79,44**	201,95**	15,93**	178,70**	112,99**	86,60**
Interação (PE x IS)	18,01**	22,96**	13,77**	29,96**	11,81**	12,59**
CV (%)	12,29	18,56	12,53	15,61	15,51	17,59

¹Média seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott à 5% de probabilidade. **Significativo à 1% de probabilidade.

Verifica-se, para as plantas autoenxertadas, maiores médias de CPE e DPE, o que pode estar ligado ao vigor da cultivar de quiabeiro ser maior que as vinagreiras. Mesmo apresentando a maior média de CE, a autoenxertia proporcionou diâmetros de menor calibre que as vinagreiras roxa e flor-de-veludo (Tabela 15).

Para todas as características, nota-se desempenho inferior quando o quiabeiro ‘Santa Cruz 47’ foi enxertado em vinagreira comum, confirmando a incompatibilidade aos 40 dias após o transplântio (Tabela 15).

O fato dos porta-enxertos vinagreiras roxa e flor-de-veludo terem médias de CE e CPE menores e DE, DPE, DRE e NF maiores ou iguais à autoenxertia pode indicar diminuição do comprimento de internódios (Tabela 15).

Os intervalos de semeadura enxerto/porta-enxerto influenciaram diferentemente os porta-enxertos, não tendo efeito significativo para a vinagreira comum quanto às características CE, DE, DPE e NF (Tabela 16).

O intervalo 0D proporcionou maiores médias para todas as características biométricas avaliadas aos 40 dias após o transplântio (Tabelas 13, 15 e 16), no entanto, quando se avaliou o CE e NF no momento do transplântio, encontrou-se pior desempenho no mesmo intervalo (Tabela 10).

Tabela 16. Desdobramento das interações entre porta-enxertos e intervalos de semeadura entre enxerto e porta-enxerto para comprimento e diâmetro do enxerto (CE e DE, em cm e mm, respectivamente), comprimento e diâmetro do porta-enxerto (CPE e DPE, em cm e mm, respectivamente), diâmetro da região da enxertia (DRE, em mm) e número de folhas (NF) aos 40 dias após o transplante, em quiabeiro enxertado em diferentes porta-enxertos. UNESP-FCAV, Jaboticabal – SP.

Porta-enxerto (PE)	CE				Teste F
	-5D	0D	+5D	+10D	
Autoenxertia	29,19 Ba	39,01 Aa	26,25 Ca	22,30 Db	57,14**
Vinagreira roxa	20,22 Cc	37,32 Aa	27,67 Ba	27,00 Ba	55,62**
Flor de veludo	23,65 Bb	33,56 Ab	26,25 Ba	26,14 Ba	20,55**
Vinagreira comum	12,47 Ad	11,99 Ac	12,94 Ab	12,47 Ac	0,17ns
Teste F	55,00**	176,34**	55,83**	49,84**	
Porta-enxerto (PE)	DE				Teste F
	-5D	0D	+5D	+10D	
Autoenxertia	8,68 Ba	15,02 Aa	5,79 Cc	5,25 Cb	90,05**
Vinagreira roxa	6,43 Cb	16,40 Aa	9,83 Ba	8,53 Ba	82,98**
Flor de veludo	6,24 Bb	16,26 Aa	7,17 Bb	7,96 Ba	95,65**
Vinagreira comum	3,81 Ac	4,66 Ab	2,96 Ad	3,81 Ac	2,16 ^{ns}
Teste F	17,82**	143,15**	36,67**	22,41**	
Porta-enxerto (PE)	CPE				Teste F
	-5D	0D	+5D	+10D	
Autoenxertia	7,59 Ba	6,42 Ca	7,16 Ba	9,20 Aa	32,05**
Vinagreira roxa	4,04 Bc	4,87 Ab	3,37 Bc	3,66 Bd	9,89**
Flor de veludo	3,50 Bc	4,81 Ab	3,86 Bc	4,54 Ac	8,46**
Vinagreira comum	5,19 Bb	5,85 Aa	4,52 Cb	5,19 Bb	6,84**
Teste F	76,56**	14,27**	66,21**	139,39**	
Porta-enxerto (PE)	DPE				Teste F
	-5D	0D	+5D	+10D	
Autoenxertia	10,50 Ba	17,30 Aa	7,69 Cb	6,51 Cb	127,61**
Vinagreira roxa	6,51 Cb	15,96 Ab	10,62 Ba	10,35 Ba	82,42**
Flor de veludo	6,89 Cb	14,42 Ac	8,56 Bb	9,37 Ba	57,38**
Vinagreira comum	3,49 Ac	4,06 Ad	2,92 Ac	3,49 Ac	1,17 ^{ns}
Teste F	45,05**	198,90**	57,99**	52,25**	
Porta-enxerto (PE)	DRE				Teste F
	-5D	0D	+5D	+10D	
Autoenxertia	13,04 Ba	19,12 Ab	10,74 Cc	9,26 Cc	36,14**
Vinagreira roxa	11,76 Ca	24,52 Aa	17,70 Ba	16,47 Ba	53,27**
Flor de veludo	10,92 Ca	23,04 Aa	14,29 Bb	14,96 Ba	50,69**
Vinagreira comum	12,40 Ba	14,95 Ac	9,85 Cc	12,40 Bb	8,33**
Teste F	1,57 ^{ns}	35,35**	24,75**	19,14**	
Porta-enxerto (PE)	NF				Teste F
	-5D	0D	+5D	+10D	
Autoenxertia	10,40 Ba	14,60 Ab	8,10 Cb	8,50 Cb	35,53**
Vinagreira roxa	7,70 Db	16,70 Aa	10,40 Ca	12,10 Ba	57,37**
Flor de veludo	8,10 Db	14,20 Ab	9,80 Ca	12,40 Ba	29,44**
Vinagreira comum	2,50 Ac	3,60 Ac	1,90 Ac	2,50 Ac	2,02 ^{ns}
Teste F	44,70**	139,18**	60,80**	85,16**	

¹Média seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott à 5% de probabilidade

O desempenho agronômico do quiabeiro enxertado nas vinagreiras roxa e flor-de-veludo deve ser avaliado visando verificar os efeitos da enxertia em parâmetros de produtividade. Rouphael et al. (2010) sugerem que a qualidade dos frutos também seja considerada ao aferir os efeitos da enxertia, pois estas características podem ser afetadas pela enxertia ao modificar a translocação dos metabólitos associados à qualidade dos frutos, via xilema, bem como, por modificações de processos fisiológicos do enxerto.

5 CONCLUSÕES

5.1 Etapa 1: Identificação de resistência múltipla à nematoides de galhas

As vinagreiras roxa e flor-de-veludo são resistentes à *M. enterolobii*, *M. javanica* e *M. incognita* raça 3.

A vinagreira comum é resistente à *M. incognita* raça 3.

Todos os genótipos de quiabeiro são suscetíveis à *M. enterolobii*, *M. javanica* e *M. incognita* raça 3.

Os acessos de algodão TMG 43 WS, IAC 20-233, PRO 136, Nou PAL-RR, LD 990 11213, Stoneville Cluster, Dunn 224, IAC 25, PA 04-158, IAPAR 97-141, Parrot, Acala 22, Wild Mexican Jack Jones, Coodetec 404, AP 0460, AUB 612 RNR, BJ 3128, SA 2572 e CS 8601 são resistentes à *M. incognita* raça 3.

5.2 Etapa 2: Compatibilidade enxerto/porta-enxerto e desenvolvimento inicial

Todos os genótipos de algodoeiro e a vinagreira comum são incompatíveis para enxertia com quiabeiro ‘Santa Cruz 47’.

As vinagreiras roxa e flor-de-veludo são compatíveis para enxertia com quiabeiro ‘Santa Cruz 47’, sendo porta-enxertos promissores que devem ter o potencial agrônômico do quiabeiro avaliado.

A semeadura do enxerto e porta-enxerto no mesmo dia proporciona melhor desenvolvimento vegetativo.

6 REFERÊNCIAS

ABAD P.; CASTAGNONE-SERENO P.; ROSSO M. N.; ENGLER, J. A.; FAVERY, B. Invasion, feeding and development. In: PERRY R.; MOENS, M.; STARR, J. L.(Ed.). **Root-knot Nematodes**. Cambridge, USA, CABI International, 2009. p.163-181.

ABCSEM (ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DO COMÉRCIO DE SEMENTES E MUDAS). **2º Levantamento de dados socioeconômicos da cadeia produtiva de hortaliças no Brasil**. Campinas: Associação Brasileira do Comércio de Sementes e Mudas, 2014.

ADAMSON. W. C.; STONE, E. G.; MINTON, N. A. Field resistance to the javanese root-knot nematode in kenaf. **Crop Science**, Madison, v. 14, p. 334-335, 1974.

ADAMSON, W. C.; MARTIN, J. A.; MINTON, N. A. Reaction of kenaf and Roselle on land infested with root knot nematodes. **Plant Disease Reporter**, Washington, v. 59, p. 130-132, 1975.

ADEGBITE, A. A.; AGBAJE, G. O.; AKANDE, M. O.; AMUSA, N. A.; ADETUMBI, J. A.; ADEYEYE, O. O. Expression of resistance to *Meloidogyne incognita* in kenaf cultivars (*Hibiscus cannabinus*) under field conditions. **Journal of Plant Diseases and Protection**, Stuttgart, v. 115, n. 5, p. 238-2409, 2008.

AGRIANUAL 2016: anuário da agricultura brasileira. São Paulo: FNP Consultoria & Comércio, 2016.

AGROFIT. **Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários**. Brasília: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, 2016.

ANDRADE JÚNIOR, V. C.; GOMES, J. A. A.; OLIVEIRA, C. M.; AZEVEDO, A. M.; FERNANDES, J. S. C.; GOMES, L. A. A.; MALUF, W. R. Resistência de clones de batata-doce a *Meloidogyne javanica*. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 34, n. 1, p. 130-136, 2016. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1590/S0102-053620160000100020>>.

ANDREWS, P. K.; MARQUEZ, C. S. Graft incompatibility. **Horticultural Reviews**, New York, v. 15, p. 183–218, 1993.

ANWAR, S. A.; ZIA, A.; HUSSAIN, M.; KAMRAN, M. Host suitability of selected plants to *Meloidogyne incognita* in the Punjab, Pakistan. **International Journal of Nematology**, Leuton, v. 17, n. 2, p. 144-150, 2007.

BARBOSA, J. C.; MALDONADO JÚNIOR, W. **Experimentação Agronômica & AgroEstat**: Sistema para análises estatísticas de ensaios agronômicos. Jaboticabal: UNESP, 2015. 396 p.

BEKHRADI, F., KASHI, A., DELSHAD, M. Effect of three cucurbit rootstocks on vegetative and yield of 'Charleston Grey' watermelon. **International Journal of Plant Production**, Gorgan, v. 5, p. 105–109, 2011.

BHATT, R. M.; SRINIVASA RAO, N. K. Physiology: crop growth, development, and yield. In: DHANKAR, B. S.; SINGH, R. **Okra handbook**: global production, processing and crop improvement. New York: HNB Publishing, 2009. Cap. 4, p. 37-60.

BITHELL, S. L.; CONDÈ, B.; TRAYNOR, M.; DONALD, E. C. Grafting for soilborne disease management in Australian vegetable production systems – a review. **Australasian Plant Pathology**, Clayton, v. 42, n. 3, p. 329-336, 2013. DOI: 10.1007/s13313-012-0183-x. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1007/s13313-012-0183-x>>.

BREEN, P. J.; MURAOKA, T. Seasonal nutrient levels and peach graft incompatibility. **Journal of the American Society for Horticultural Sciences**, Alexandria, v. 100, p. 339-342, 1975.

BRITO, J. A.; STANLEY, J. D.; KAUR, R.; CETINTAS, R.; DI VITO, M.; THIES, J. A. Effects of the *Mi-1*, *N* and *Tabasco* genes on infection and reproduction of *Meloidogyne mayaguensis* on tomato and pepper genotypes. **Journal of Nematology**, College Park, v. 39, n. 4, p. 327–332, 2007.

CANTU, R. R.; WILCKEN, S. R. S.; ROSA, J. M. O.; GOTO, R. Reação de porta-enxertos comerciais de tomateiro a *Meloidogyne mayaguensis*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 35, n. 3, p. 216-218, 2009. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1590/S0100-54052009000300009>>.

CASTAGNONE-SERENO, P. *Meloidogyne enterolobii* (= *M. mayaguensis*): profile of an emerging, highly pathogenic, root-knot nematode species. **Nematology**, Leiden, v. 14, n. 2, p. 133–138, 2012. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1163/156854111X601650>>.

CASTELLANE PD; ARAÚJO JAC. **Cultivo sem solo - hidroponia**. Jaboticabal: FUNEP, 1995.

CETINTAS, R.; KAUR, R.; BRITO, J. A.; MENDES, M. L.; NYCZEPIR, A. P.; DICKSON, D. W. Pathogenicity and reproductive potential of *Meloidogyne mayaguensis* and *M. floridensis* compared with three common *Meloidogyne* spp. **Nematropica**, Bradenton, v. 37, n. 1, p. 21–31, 2007.

COHEN, R.; BURGER, Y.; HOREV, C.; KOREN, A.; EDELSTEIN, M. Introducing grafted cucurbits to modern agriculture: The Israeli experience. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 91, n. 8, p. 916–923, 2007. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1094/PDIS-91-8-0916>>.

COLLANGE, B.; NAVARRETE, M.; PEYRE, G.; MATEILLE, T.; TCHAMITCHIAN, M. Root-knot nematode (*Meloidogyne*) management in vegetable crop production: The challenge of an agronomic system analysis. **Crop Protection**, Guildford, v. 20, n. 10, p. 1251-1262, 2011. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.cropro.2011.04.016>>.

COLLANGE, B.; NAVARRETE, M.; MONTFORT, F.; MATEILLE, T.; TAVOILLOT, J.; MARTINY, B.; TCHAMITCHIAN, M. Alternative cropping systems can have contrasting effects on various soil-borne diseases: relevance of a systemic analysis in vegetable cropping systems. **Crop Protection**, Guildford, v. 55, n. 1, p. 7-15, 2014. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.cropro.2013.10.002>>.

COMBA, L.; GAY, P.; AIMONINO, D. Robot ensembles for grafting herbaceous crops. **Biosystems Engineering**, London, v. 146, p. 227-230, 2016. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.biosystemseng.2016.02.012>>.

COOK, C. G.; MULLIN, B. A. Growth response of kenaf cultivars in root-knot nematode/soilborne fungi-infested soil. **Crop Science**, Madison, v. 34, n. 6, p. 1455–1457, 1994. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.2135/cropsci1994.0011183X003400060006x>>.

DAVIS, A. R.; PERKINS-VEAZIE, P.; SAKATA, Y.; LO´PEZGALARZA, S.; MAROTO, J. V.; LEE, S. G.; HUH, Y. C.; SUN, Z.; MIGUEL, A.; KING, S. R.; COHEN, R.; LEE, J. N. Cucurbit grafting. **Critical Reviews in Plant Science**, London, v. 27, n. 1, p. 50–74, 2008. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1080/07352680490433295>>.

DAVIS, R. F.; KEMERAIT, R. C. The multi-year effects of repeatedly growing cotton with moderate resistance to *Meloidogyne incognita*. **Journal of Nematology**, College Park, v. 41, n. 2, p. 140-145, 2009.

DHALIWAL, M. S. Breeding vegetables for biotic stress resistance. In: CHADHA, K. L.; KALIA, P.; SINGH, S. K. **Horticulture for inclusive growth**. New Delhi: Westville Publishing House, 2014. p. 478-491.

DHANKAR, B. S.; MISHRA, J. P. Origin, history, and distribution. In: DHANKAR, B. S.; SINGH, R. **Okra Handbook: Global production, processing and crop improvement**. New York: HNB Publishing, 2009. cap. 1, p. 03-12.

DHINGRA, H. R. Morphological features and reproductive biology. In: DHANKAR, B. S.; SINGH, R. **Okra Handbook: Global production, processing and crop improvement**. New York: HNB Publishing, 2009. cap. 3, p. 25-36.

DIAS-ARIEIRA, C. R.; CUNHA T. P. L.; CHIAMOLERA, F. M.; PUERARI, H. H.; BIELA, F.; SANTANA, S. M. Reaction of vegetables and aromatic plants to *Meloidogyne javanica* and *M. incognita*. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 30, n. 2, p. 322-326, 2012. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1590/S0102-05362012000200023>>.

EDELSTEIN, M.; BURGER, Y.; HOREV, C.; PORAT, A.; MEIR, A.; COHEN, R. Assessing the effect of genetic and anatomic variation of *Cucurbita* rootstocks on vigour, survival and yield of grafted melons. **The Journal of Horticultural Science and Biotechnology**, London, v. 79, n. 3, p. 370–374, 2004. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1080/14620316.2004.11511775>>.

EISENBACK, J. D. Diagnostic characters useful in the identification of the four most common species of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). In: SASSER, J. N.; CARTER, C. C. **An advanced treatise on Meloidogyne: biology and control**. Raleigh: North Carolina State University, 1981. p. 95-112.

EISENBACK, J. D.; TRIANTAPHYLLOU, H. H. Root-knot nematodes: *Meloidogyne* species and races. In: NICKLE, W. R. **Manual of agricultural nematology**. New York: Markel Kekker, 1991. p. 191-274.

ELLING, A. A. Major emerging problems with minor *Meloidogyne* species. **Phytopathology**, v. 103, n. 11, p. 1092-1102, 2013. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1094/PHYTO-01-13-0019-RVW>>.

EPPO. *Meloidogyne enterolobii*. **EPPO Bulletin**. v. 41, n. 3, p. 329-339, 2011. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-2338.2011.02497.x>>.

ESBENSHADE, P. R.; TRIANTAPHYLLOU, A. C. Isozyme phenotypes for the identification of *Meloidogyne* species. **Journal of Nematology**, College Park, v. 22, n. 1, p. 10-15, 1990.

FALLIK, E.; ILIC, Z. Grafted vegetables – the influence of rootstock and scion on postharvest quality. **Folia Horticulturae**, Krakow, v. 26, n. 2, p. 79-90, 2014. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.2478/fhort-2014-0008>>.

FAN, J.; YANG, R.; LI, X.; ZHAO, W.; ZHAO, F.; WANG, S. The process of graft union formation in Tomato. **Horticulture, Environment, and Biotechnology**, Iseo-myeon, v. 5, n. 5, p. 569-574, 2015. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1007/s13580-015-0009-1>>.

FAOSTAT (FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS STATISTICS), 2015. Disponível em (<http://faostat.fao.org/>).

FERREIRA, J. M.; CARVALHO, A. C. P. P.; ANDRADE, W. E. B.; REGO FILHO, L. M.; XAVIER, C.; MANTOANELLI, E.; MULTANI, J. S. Okra in Brazil: crop production in Rio de Janeiro State. In: DHANKAR, B. S.; SINGH, R. **Okra Handbook: Global production, processing and crop improvement**. New York: HNB Publishing, 2009. cap. 3, p. 25-36.

FILGUEIRA, F. A. R. **Novo manual de olericultura: agroecologia moderna na produção e comercialização de hortaliças**. Viçosa: UFV, 2008.

FINGER FL; DELLA-JUSTINA ME; CASALI VWD; PUIATTI M. Temperature and modified atmosphere affect the quality of okra. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 65, n. 4, p. 360-364, 2008. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1590/S0103-90162008000400006>>.

FLAISHMAN, M. A.; LOGINOVSKI, K.; GOLOBOWICH, S.; LEV-YADUN, S. *Arabidopsis thaliana* as a model system for graft union development in homografts and heterografts. **Journal of Plant Growth Regulation**, New York, v. 27, p. 231-239, 2008. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1007/s00344-008-9050-y>>

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

GALLI, F. **Manual de Fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. São Paulo: Ceres, 1980.

GEMEDE, H. F.; RATTA, N.; HAKI, G. D.; WOLDEGIORGIS, A. Z.; BEYENE, F. Nutritional quality and health benefits of okra (*Abelmoschus esculentus*): a review. **Food Science and Quality Management**, New York, v. 33, n. 1, p. 87-96, 2014.

GOLDSCHIMIDT, E. E. Plant grafting: new mechanisms, evolutionary implications. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 5, p. 727-735, 2014. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.3389/fpls.2014.00727>>.

GOTO, R.; SANTOS, H. S.; CAÑIZARES, K. A. L. 2003. Enxertia em hortaliças. São Paulo: Editora UNESP, 2003. 85p.

GUAN, W.; ZHAO, X.; HASSELL, R.; THIES, J. Defense mechanisms involved in disease resistance of grafted vegetables. **HortScience**, Alexandria, v. 47, n. 2, p. 164-170, 2012.

GÜRBÜZ, I.; ÜSTÜN, O.; YESILADA, E.; SEZİK, E.; KUTSAL, O. Antiulcerogenic activity of some plants used as folk remedy in Turkey. **Journal of Ethnopharmacology**, Lausanne, v.88, n.1, p.93-97, 2003. Disponível em <[http://dx.doi.org/10.1016/S0378-8741\(03\)00174-0](http://dx.doi.org/10.1016/S0378-8741(03)00174-0)>.

HARTMANN, H.T.; KESTER, D.E.; DAVIES, F. T., GENEVE, R. L. 2002. **Plant propagation, principles and practices**. Englewood Cliffs: Prentice Hall, 2002.

HUNT, D. J.; HANDOO, Z. A. Taxonomy, identification and principal species. In: PERRY, R. N.; MOENS, M.; STARR, J. L. **Root-knot nematodes**. Wallingford: CAB International, 2009. cap. 3, p. 55-97.

HUSSAIN, M. A.; MUKHTAR, T.; KAYANI, M. Z. Assessment of damage caused by *Meloidogyne incognita* on okra (*Abelmoschus esculentus*). **The Journal of Animal and Plant Sciences**, Lahore, v. 21, n. 4, p. 857-861, 2011.

HUSSAIN, M. A.; MUKHTAR, T.; KAYANI, M. Z.; ASLAM, M. N.; UL-HAQUE, M. I. A survey of okra (*Abelmoschus esculentus*) in the Punjab province of Pakistan for the determination of prevalence, incidence and severity of root-knot disease caused by *Meloidogyne* spp. **Pakistan Journal of Botany**, Karachi, v. 44, n. 6, p. 2071-2075, 2012.

HUSSAIN, M. A.; MUKHTAR, T.; KAYANI, M. Z. Characterization of susceptibility and resistance responses to root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*) infection in okra germplasm. **Pakistan Journal of Agricultural Science**, Faisalabad v. 51, n. 2, p. 309-314, 2014.

HUSSEY, R. S.; BARKER, K. R. A comparison of methods of collecting inocula of *Meloidogyne* spp., including a new technique. **Plant Disease Reporter**, Washington, v. 57, n. 12, p. 1.025-1.028, 1973.

IEA. **Banco de dados**. São Paulo: Instituto de Economia Agrícola do estado de São Paulo, 2015 . Disponível em: <<http://www.iea.sp.gov.br/>>.

IHEUKWUMERE, C. C.; IHEUKWUMERE, C. I.; AGUORU, C. U. Host-parasite relationship of okra and single and combined infection of *Meloidogyne javanica* and *Fusarium oxysporum*. **Nematologia Mediterranea**, Bari, v. 37, n. 1, p. 31-37, 2009.

ITO, L. A.; CARDOSO, A. F.; BRAZ, L. T. Resistência a *Meloidogyne incognita* em acessos de Malváceas. **Horticultura Brasileira**, v. 27, n. 2 (Suplemento CD Rom), S1260-S1263, 2009.

JANG, Y.; YANG, E.; CHO, M.; UM, Y.; KO, K.; CHUN, C. Effect of grafting on growth and incidence of *Phytophthora* blight and bacterial wilt of pepper (*Capsicum annuum* L.). **Horticulture, Environment, and Biotechnology**, Iseo-myeon, v. 53, n. 1, p. 9-19, 2012. Disponível em: < <http://dx.doi.org/10.1007/s13580-012-0074-7>>.

JEPSON, S. B. **Identification of root-knot nematodes (*Meloidogyne* species)**. Wallingford: CAB International, 1987.

KARAJEH, M. R.; SALAMEH, N. M. Evaluation of okra landraces and accessions response to the root-knot nematode, *Meloidogyne javanica*. **Jordan Journal of Agricultural Science**, Amman, v. 11, n. 3, p. 735-745, 2015.

KARSSSEN, G.; LIAOM, J.; KAN, Z; VAN HEESE, E. Y. J.; DEN NIJS, L J. M. F.. On the species status of the root-knot nematode *Meloidogyne mayaguensis* Rammah & Hirschmann, 1988. **ZooKeys**, Sofia, v. 181, p. 67–77, 2012. Disponível em: < <http://dx.doi.org/10.3897/zookeys.181.2787>>.

KHALIFA, A. H. A.; DHANKHAR, B. S.; MISHRA, J. P. Quality, nutrition, and culinary uses. In: DHANKAR, B. S.; SINGH, R. **Okra Handbook: Global production, processing and crop improvement**. New York: HNB Publishing, 2009. cap. 6, p. 87-101.

KIMENJU, J. W.; MWEKE, M. N.; MUTITU, E. W.; MUTUA, G. K. Poor hosts of root knot nematodes and their application as rotation crops in okra production. **African Journal of Horticultural Science**, Nairobi, v. 3, n. 1, p. 63-71, 2010.

KING, S. R.; DAVIS, A. R.; LIU, W.; LEVI, A. Grafting for disease resistance. **HortScience**, Alexandria, v. 43, n. 6, p. 1673-1676, 2008.

KOKALIS-BURELLE, N.; ROSSKOPF, E. N. Microplot evaluation of rootstocks for control of *Meloidogyne incognita* on grafted tomato, muskmelon, and watermelon. **Journal of Nematology**, College Park, v.43, n. 3-4, p. 166-171, 2011.

KÖPPEN, W.; GEIGER, R. **Klimate der erde**. Gotha: Verlag Justus Perthes. 1928. Wall-map 150cmx200cm.

KUBOTA, C.; MCCLURE, M .A.; KOKALIS-BURELLE, N. ; BAUSHER, M. G.; ROSSKOPF, E. N. Vegetable grafting: History, use, and current technology status in North America. **HortScience**, Alexandria, v. 43, n. 6, p. 1664-1669, 2008.

KUMAR, D. S.; TONY, D.E.; KUMAR, A.P.; KUMAR, K.A.; RAO, D.B.S.; NADENDLA, R. A review on: *Abelmoschus esculentus* (okra). **International Research Journal of Pharmaceutical and Applied Sciences**, Kodad, v. 3, n. 4, p. 129-132, 2013.

LEE, J. M.; KUBOTA, C.; TSAO, S. J.; BIE, Z.; ECHEVARRIA, P. H.; MORRA, L.; ODA, M. Current status of vegetable grafting: Diffusion, grafting techniques, automation. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 127, n. 2, p. 93-105, 2010. Disponível em: < <http://dx.doi.org/10.1016/j.scienta.2010.08.003>>.

LEONARDI, C.; ROMANO, D. Recent issues on vegetable grafting. **Acta Horticulturae**, The Hague, v. 631, p. 163–174, 2004. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.17660/ActaHortic.2004.631.21>>.

LIU, B.; REN, J.; ZHANG, Y.; AN, J.; CHEN, M.; CHEN, H.; XU, C.; REN, H. A new grafted rootstock against root-knot nematode for cucumber, melon, and watermelon. **Agronomy for Sustainable Development**, Paris, v. 35, n. 1, p. 251-259, 2015. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1007/s13593-014-0234-5>>.

LOUWS, F. J.; RIVARD, C. L.; KUBOTA, C. Grafting fruiting vegetables to manage soilborne pathogens, foliar pathogens, arthropods and weeds. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 127, n. 2, p. 127-146, 2010. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.scienta.2010.09.023>>.

MADEIRA, N. R.; REIFSCHNEIDER, F. J. B.; GIORDANO, L. B. Contribuição portuguesa à produção e ao consumo de hortaliças no Brasil: uma revisão histórica. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 26, n. 4, p. 428-432, 2008. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1590/S0102-05362008000400002>>.

MANZANILLA-LÓPEZ, R. H.; EVANS, K.; BRIDGE, J. Plant diseases caused by nematodes. In: CHEN, Z. X.; CHEN, S. Y.; DICKSON, D. W. **Nematology: advances and perspective – Volume 2: Nematode management and utilization**. Wallingford: CAB International, 2004. p. 664-667.

MARTINELLO, G. E.; LEAL, N. R.; PIMENTEL, J. C. Avaliação da resistência de genótipos de quiabeiro à infestação por *Meloidogyne incognita* raça 2 e *M. javanica*. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 19, n. 2, p. 115-117, 2001. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1590/S0102-05362001000200003>>.

MELO, O. D., W. R. MALUF, R. J. S. GONÇALVES, A. C. GONÇALVES NETO, L. A. A. GOMES, R. C. CARVALHO. Triagem de genótipos de hortaliças para resistência a *Meloidogyne enterolobii*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 46, n. 8, p. 829-835, 2011.

MINAMI, K.; MODOLO, V. A.; ZANIN, A. C. W.; TESSARIOLI NETO, J. **Cultura do quiabeiro: técnicas simples para hortaliças resistentes ao calor**. 2.ed. Piracicaba: Esalq. 1998. 36p. (Série Produtor Rural, 3).

MINTON, N. A.; ADAMSON, W. C.; WHITE, G. A. Reaction of kenaf and roselle to three root knot nematode species. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 60, n. 12, p. 1844-1845, 1970.

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

MOHAMED, F. H.; ABD EL-HAMED, K. E.; ELWAN, M.W. M.; HUSSIEN, M. N. E. Evaluation of different grafting methods and rootstocks in watermelon grown in Egypt. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 168, n. 1, p. 145-150, 2014. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.scienta.2014.01.029>>.

MOHANTA, S.; MOHANTY, K. C. Screening of okra germplasms/varieties for resistance against *Meloidogyne incognita*. **Journal of Plant Protection and Environment**, Orissa, v. 9, n. 1, p. 66-68, 2012.

MOING, A.; CARBONNE, F.; GAUDILLERE, J. P. Growth and carbon partitioning in compatible and incompatible peach/plum grafts. **Physiologia Plantarum**, Copenhagen, v. 79, p. 540-546, 1990.

MOING, A.; GAUDILLERE, J. P. Carbon and nitrogen partitioning in peach/plum grafts. **Tree Physiology**, Oxford, v. 10, p. 81-92, 1992.

MOSSE, B. **Graft incompatibility in fruit trees: with particular reference to its underlying causes**. Kent: Commonwealth Agricultural Bureaux: 1962. (Technical communication, n. 28).

MOLINARI, S. Natural genetic and induced plant resistance, as a control strategy to plant-parasitic nematodes alternative to pesticides. **Plant Cell Reports**, Berlin, v. 30, n. 3, p. 311-323, 2011. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1007/s00299-010-0972-z>>.

MOTA, W. F.; FINGER, F. L.; CECON, P. R.; SILVA, D. J. H.; CORRÊA, P. C.; FIRME, L. P.; MIZOBUTSI, G. P. Conservação e qualidade pós-colheita de quiabo sob diferentes temperaturas e formas de armazenamento. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 28, n. 1, p. 12-18, 2010. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1590/S0102-05362010000100003>>.

MOTA, F. C.; ALVES, G. C. S.; GIBAND, M.; GOMES, A. C. M. M.; SOUSA, F. R.; MATTOS, V. S.; BARBOSA, V. H. S.; BARROSO, P. A. V.; NICOLE, M.; PEIXOTO, J. R.; ROCHA, M. R.; CARNEIRO, R. M. D. G. New sources of resistance to *Meloidogyne incognita* race 3 in wild cotton accessions and histological characterization of the

defense mechanisms. **Plant Pathology**, London, n. 6, v. 62, p.1173-1183, 2013. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1111/ppa.12022>>.

MUDGE, K.; JANICK, J.; SCOFIELD, S.; GOLDSCHMIDT, E. E. A history of grafting. **Horticultural Reviews.**, New York, v. 35, n. 1, p. 437-493, 2009. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1002/9780470593776.ch9>>.

MUKHTAR, T.; HUSSAIN, M. A.; KAYANI, M. Z.; ASLAM, M. N. Evaluation of resistance to root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*) in okra cultivars. **Crop Protection**, Guildford, v. 56, n. 1, p.25-30, 2014. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.cropro.2013.10.019>>.

NERKAR, Y. S.; JAMBHALE, N. D. Taxonomy, cytology, and evolution. In: DHANKAR, B. S.; SINGH, R. **Okra Handbook: Global production, processing and crop improvement**. New York: HNB Publishing, 2009. cap. 2, p. 13-23.

OLIVEIRA, R. D. L.; SILVA, M. B.; AGUIAR, N. D. C.; BÉRGAMO, F. L. K.; COSTA, A. S. V.; PREZOTTI, L. Nematofauna associada à cultura do quiabo na região leste de Minas Gerais. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 25, n. 1, p. 88-93, 2007. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1590/S0102-05362007000100017>>.

OLIVEIRA, C. D.; BRAZ, L. T.; SANTOS, J. M.; BANZATTO, D. A.; OLIVEIRA, P. R. Resistência de pimentas a nematoides de galha e compatibilidade enxerto/porta-enxerto entre híbridos de pimentão e pimentas. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 27, n. 4, p. 520-526, 2009. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1590/S0102-05362009000400019>>.

ONKENDI, E. M.; KARIUKI, G. M.; MARAIS, M.; MOLELEKI, L. N. The threat of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) in Africa: a review. **Plant Pathology**, London, v. 63, n. 4, p. 727-737, 2014. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1111/ppa.12202>>.

OOSTENBRINK, M. Major characteristics of the relation between nematodes and plants. **Mededelingen van de Landbouwhogeschool te Wageningen**, Wageningen, v. 66, n. 4, p. 1-46, 1966.

PASSOS, F. A.; TRANI, P. E.; SANCHES, J.; ANTONIALI, S.; TEODORO, M. C. C. L.; SANTOS, V. J. Quiabo. In: AGUIAR, A. T. E.; GONÇALVES, C.; PATERNIANI, M. E. A. G. Z.; TUCCI, M. L. S.; CASTRO, C. E. F. **Boletim 200: Instruções agrícolas para as principais culturas econômicas**. Campinas: IAC, 2014. p. 356-361.

PEIL, R. M. A enxertia na produção de mudas de hortaliças. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 33, n. 6, p. 1169-1177, 2003.

PINHEIRO, J. B.; PEREIRA, R. B.; CARVALHO, A. D. F.; RODRIGUES, C. S. **Manejo de nematoides na cultura do quiabeiro**. Brasília: Embrapa: CNPH, 2013. 7 p. (Embrapa-CNPH. Circular Técnica, 127).

POFU, K. M.; MASHELA, P. W.; SHIMELIS, H. Inter-generic grafting in watermelon for managing *Meloidogyne* species: A review. **Scientific Research and Essays**, Nairobi, v. 7, n. 2, p. 107-113, 2012. Disponível em: < <http://dx.doi.org/10.5897/SREX11.023>>.

POFU, K.; MASHELA, P. Improving survival of inter-generic grafts of nematode-susceptible watermelon cultivars and nematode-resistant *Cucumis* species. **Acta Agriculturae Scandinavica Section B – Soil And Plant Science**, Copenhagen, v. 62, n. 4, p. 383-386, 2012. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1080/09064710.2011.614634>>.

RAMADAN, B. R.; KHALIFA, A. H.; ABDUL-NASR, M. H. Composition of okra seed oil. **Assiut Journal of Agricultural Science**, Assiut, v. 28, n. 1, p. 153-161, 1997.

RAMMAH, A.; HIRSHMANN, H. *Meloidogyne mayaguensis* n. sp. (Meloidogyidae), a root-knot nematode from Puerto Rico. **Journal of Nematology**, College Park, v. 25, n. 1, p. 1-6, 1988.

RIVARD, C. L.; LOUWS, F. J. Grafting to manage soilborne diseases in heirloom tomato production. **HortScience**, Alexandria, v. 43, n. 7, p. 2104-2111, 2008.

ROBINSON, A. F.; COOK, C. G. Root-knot and reniform nematode reproduction on kenaf and sunn hemp compared with that on nematode resistant and susceptible cotton. **Industrial Crops and Products**, Amsterdam, v. 13, n. 3, p. 249-264, 2001. Disponível em: < [http://dx.doi.org/10.1016/S0926-6690\(00\)00082-0](http://dx.doi.org/10.1016/S0926-6690(00)00082-0)>.

ROSA, J. M. O.; WESTERICH, J. N.; WILCKEN, S. R. S. Nematoides das galhas em áreas de cultivo de olerícolas no Estado de São Paulo. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 37, v. 1-2, p. 15-19, 2013.

ROUPHAEL, Y.; SCHWARZ, D.; KRUMBEIN, A.; COLLA, G. Impact of grafting on product quality of fruit vegetables. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 127, n. 2, p. 172-179, 2010. Disponível em: < <http://dx.doi.org/10.1016/j.scienta.2010.09.001>>.

SAKATA, Y.; OHARA, T.; SUGIYAMA, M. The history and present state of the grafting of cucurbitaceous vegetables in Japan. **Acta Horticulturae**, The Hague, v. 731, p. 159-170, 2007. Disponível em: < <http://dx.doi.org/10.17660/ActaHortic.2007.731.22>>.

SAKATA, Y.; OHARA, T.; SUGIYAMA, M. The history of melon and cucumber grafting in Japan. **Acta Horticulturae**, The Hague, v. 767, p. 217-228, 2008. Disponível em: < <http://dx.doi.org/10.17660/ActaHortic.2008.767.22>>.

SANTOS-CIVIDANES, T. M.; FERRAZ, R. B.; SUGUINO, E.; BLAT, S. F.; HORA, R. C.; DALL'ORTO, L. T. C. Atributos agronômicos de cultivares de quiabeiro em diferentes sistemas de fertilização. **Ciência & Tecnologia: FATEC-JB**, Jaboticabal, v. 2, n. 1, p. 1-13, 2011.

SHÖNING, U.; KOLLMANN, R. Phloem translocation in regeneration in vitro heterografts of different compatibility. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 48, n. 2, p. 289-295, 1997. Disponível em: < <http://dx.doi.org/10.1093/jxb/48.2.289>>

SCHWARZ, D.; ROUPHAEL, Y.; COLLA, G.; VENEMA, J. H. Grafting as tool to improve tolerance of vegetables to abiotic stress: Thermal stress, water stress and organic pollutants. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 127, n. 2, p. 161-171, 2010. Disponível em: < <http://dx.doi.org/10.1016/j.scienta.2010.09.016>>.

SIGÜENZA, C.; SCHOCHOW, M.; TURINI, T.; PLOEG, A. Use of *Cucumis metuliferus* as a rootstock for melon to manage *Meloidogyne incognita*. **Journal of Nematology**, College Park, v. 37, n. 3, p. 276-280, 2005.

SIKORA, R. A.; BRIDGE, J.; STARR, J. L. Management practices: an overview of integrated nematode management technologies. In: LUC, M.; SIKORA, R. A.; BRIDGE, J. Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. Wallingford: CAB International, 2005. cap. 22, p. 793-825.

SIKORA, R. A.; FERNÁNDEZ, E. Nematode parasites of vegetables. In: LUC, M.; SIKORA, R. A.; BRIDGE, J. **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. Wallingford: CAB International, 2005. cap. 9, p.319-392.

SILVA, G. S.; RÊGO, A. S.; LEITE, R. C. Doenças da vinagreira no Estado do Maranhão. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 40, n. 4, p. 378-380, 2014. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1590/0100-5405/2002>>.

SINGH, S. K.; HODDA, M.; ASH, G. J. Plant- parasitic nematodes of potential phytosanitary importance, their main hosts and reported yield losses. **EPPO Bulletin**, v. 43, n. 2, p. 334-374, 2013. Disponível em: < <http://dx.doi.org/10.1111/epp.12050>>.

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

TAHERY, Y.; SHUKOR, N. A. A.; ABDUL-HAMID, H.; ABDULLAH, M. P.; NORLIA, B. Effect of root knot nematode on growth and agronomic traits of *Hibiscus cannabinus* L. varieties. **World Applied Sciences Journal**, Dubai, v. 15, n. 11, p. 1537-1546, 2011.

TAYLOR, A. L. **Introduction to research on plant nematology: an FAO guide to the study and control of the plant-parasitic nematodes**. Rome: Food and Agricultural Organization of the United Nations, 1967. 133p.

TAYLOR, A. L.; NETSCHER, C. An improved technique for preparing perineal patterns of *Meloidogyne* spp. **Nematologica** , Leiden, v. 20, n. 2, p. 268-269, 1974.

THIES, J. A.; FERY, R. L.; DUKES, P. D. Evaluation of okra accessions with reported resistance to root-knot nematodes for reaction to southern root-knot nematode. **HortScience**, Alexandria, v. 33, n. 2, p. 321-322, 1998.

THIES, J. A.; ARISS, J.; HASSELL, R.; KOUSIK, C. S.; OLSEN, S.; LEVI, A. Grafting for managing southern root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*, in watermelon. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 94, n. 10, p. 1195-1199, 2010. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1094/PDIS-09-09-0640>>.

TIEDERMANN, R. Graft union development and symplastic phloem contact in the heterograft *Cucumis sativus* and *Cucurbita ficifolia*. **Journal of Plant Physiology**, Stuttgart, v. 134, n. 4, p. 427-440, 1989. Disponível:< [http://dx.doi.org/10.1016/S0176-1617\(89\)80006-9](http://dx.doi.org/10.1016/S0176-1617(89)80006-9)>.

TUTTLE, M. A.; GOTLIEB, A. R. Graft union histology and distribution of tomato ringspot virus in infected McIntosh/Malling Merton 106 apple trees. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 75, n. 3, p. 347-351, 1985. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1094/Phyto-75-347>>

VEECH, J. A. Reproduction of four races of *Meloidogyne incognita* on *Hibiscus cannabinus*. **Journal of Nematology**, College Park, v. 24, n. 4, p. 717-721, 1992.

VEECH, J. A.; STARR, J. L. Comparison of development, reproduction, and aggressiveness of *Meloidogyne incognita* races 3 and 4 on cotton. **Journal of Nematology**, College Park, v. 18, n. 3, p. 413-415, 1986.

VAWDREY, L. L.; STIRLING, G. R. Reaction of kenaf and Roselle grown in the Burkin River Irrigation Area to root-knot nematodes. **Australasian Plant Pathology**, Clayton, v. 21, p. 8-12, 1992.

VERDEJO-LUCAS, S.; BLANCO, M.; CORTADA, L.; JAVIER SORRIBAS, F. Resistance of tomato rootstocks to *Meloidogyne arenaria* and *Meloidogyne javanica* under intermittent elevated soil temperatures above 28°C. **Crop Protection**, Guildford, v. 46, n. 1, p. 57-62, 2013. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.cropro.2012.12.013>>.

WERNER, O.; MAGDY, M.; ROS, R. M. Molecular systematics of *Abelmoschus* (Malvaceae) and genetic diversity within the cultivated species of this genus based on nuclear ITS and chloroplast *rpL16* sequence data. **Genetic Resources and Crop Evolution**, v. 63, n. 3, p. 429-445, 2016. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1007/s10722-015-0259-x>>.

WESTERICH, J. N.; ROSA, J. M. O.; WILCKEN, S. R. S. Estudo comparativo da biologia de *Meloidogyne enterolobii* (= *M. mayaguensis*) e *Meloidogyne javanica* em tomateiros com gene Mi. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 37, n. 1, p. 35-41, 2011. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1590/S0100-54052011000100006>>.

WHEELER, T. A.; SIDERS, K. T.; ANDERSON, M. G.; RUSSELL, S. A.; WOODWARD, J. E.; MULLINIX JR., B. G. Management of *Meloidogyne incognita* with chemicals and cultivars in cotton in a semi-arid environment. **Journal of Nematology**, College Park, v. 46, n. 2, p. 101-107, 2014.

WILCKEN, S. R. S.; ROSA, J. M. O.; HIGUTI, A. R. O.; GARCIA, M. J. M.; CARDOSO, A. I. I. Reprodução de *Meloidogyne* spp. em porta-enxertos e híbridos de pepinos.

Horticultura Brasileira, Brasília, v. 28, n. 1, p. 120-123, 2010. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1590/S0102-05362010000100023>>.

WUTSCHER, H. K. Citrus rootstocks. **Horticultural Reviews**, New York, v. 1, p. 237-269, 1979.

XU, J., P. LIU, Q. MENG, H. LONG. Characterization of *Meloidogyne* species from China using isozyme phenotypes and amplified mitochondrial DNA restriction fragment length polymorphism. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 110, n. 3, p. 309-315, 2004.

YAMAKAWA, K. Use of rootstocks in Solanaceous fruit-vegetable production in Japan. **Japan Agricultural Research Quarterly**, Ibaraki, v. 15, n. 3, p. 175-180, 1982.

YANG, B.; J. D. EISENBACK. *Meloidogyne enterolobii* n.sp. (Meloidogynidae), a root-knot nematode parasitizing pacara earpot tree in China. **Journal of Nematology**, College Park, v. 15, n. 3, p. 381–391, 1983.

ZHANG, F.; NOE, J. P. Damage potential and reproduction of *Meloidogyne incognita* race 3 and *M. arenaria* race 1 on kenaf. **Journal of Nematology**, College Park, v. 28, n. 4, p. 668-675, 1996.