

UFRRJ

**INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM FITOSSANIDADE E
BIOTECNOLOGIA APLICADA**

DISSERTAÇÃO

**LEVANTAMENTO DE DOENÇAS E DINÂMICA POPULACIONAL DO
ÁCARO-RAJADO NA CULTURA DO MORANGUEIRO NO SUL DE
MINAS GERAIS**

NATALI RIBEIRO

2017



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM FITOSSANIDADE E
BIOTECNOLOGIA APLICADA**

**LEVANTAMENTO DE DOENÇAS E DINÂMICA POPULACIONAL DO
ÁCARO-RAJADO NA CULTURA DO MORANGUEIRO NO SUL DE
MINAS GERAIS**

NATALI RIBEIRO

Sob a orientação do Professor Dr.
Paulo Sérgio Torres Brioso

Dissertação submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Mestre em Ciências**, no Curso de Pós-Graduação em Fitossanidade e Biotecnologia Aplicada, Área de Concentração em Fitossanidade Aplicada.

Seropédica, RJ
Setembro de 2017

RR4841 Ribeiro, Natali, 1991-
LEVANTAMENTO DE DOENÇAS E DINÂMICA POPULACIONAL DO
ÁCARO-RAJADO NA CULTURA DO MORANGUEIRO NO SUL DE
MINAS GERAIS / Natali Ribeiro. - 2017.
67 f.: il.

Orientador: Paulo Sergio Torres Bioso.
Dissertação (Mestrado). -- Universidade Federal Rural
do Rio de Janeiro, Fitossanidade e Biotecnologia
Aplicada, 2017.

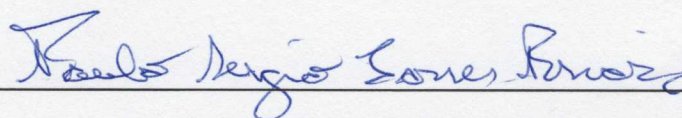
1. Fragaria x ananassa. 2. Fitopatógenos. 3.
Tetranychus urticae. I. Bioso, Paulo Sergio Torres,
1956-, orient. II Universidade Federal Rural do Rio
de Janeiro. Fitossanidade e Biotecnologia Aplicada
III. Título.

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM FITOSSANIDADE E BIOTECNOLOGIA
APLICADA

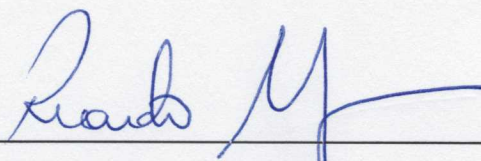
NATALI RIBEIRO

Dissertação submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Mestre em Ciências**, no Curso de Pós-Graduação em Fitossanidade e Biotecnologia Aplicada, Área de Concentração em Fitossanidade Aplicada.

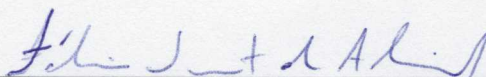
DISSERTAÇÃO APROVADA EM 20/09/2017



Paulo Sérgio Torres Brioso (Dr.) - UFRRJ
(Orientador)



Ricardo Moreira de Souza (Ph.D.) - UENF



Fábio Souto de Almeida (Dr.) - UFRRJ

“Deus é a fonte da sabedoria”

À memória de meus avós, Benedita Coutinho, Pedro Ribeiro e
Felício Garcia.

Aos meus pais, Pedro Donato Ribeiro e
Mariângela Garcia Ribeiro.

Aos meus irmãos, Éder Donato Ribeiro e
Juçara Garcia Ribeiro.

À toda minha família.

A todos os produtores de morango, principalmente
aos que colaboraram em minhas pesquisas.

Aos meus amigos de perto e
de longe.

Dedico.

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus por ter me dado o dom da vida, me preparando fortemente para os obstáculos a mim impostos, me guiando para o caminho do bem e me mostrando as maravilhas e as oportunidades ao meu redor nos momentos mais difíceis.

Aos meus pais, que muito se sacrificaram para que eu pudesse estudar e, em especial, ao meu pai, meu grande herói inspirador e minha maior referência nesta vida.

À Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ), pelas portas que abriu para minha formação, particularmente ao Instituto de Ciências Biológicas e da Saúde pela oportunidade oferecida através do Programa em Fitossanidade e Biotecnologia Aplicada (PPGFBA) ao qual fiz parte, me tornando mestre.

À CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Ensino Superior), pela concessão da bolsa de estudo durante meu mestrado.

Ao meu orientador, Paulo Sérgio Torres Brioso, pelo acolhimento, paciência, empenho e por toda dedicação, tanto profissional quanto pessoal. Foi um segundo pai pra mim.

Aos amigos que ganhei através do PPGFBA, em especial ao Hágabo Honorato, Adamastor Barros e Jocarstea Brinati. Aos amigos do alojamento da Pós-graduação, em especial à Sheyla Gonçalves e David Hidalgo. Ao Fernando Henrique Alves, pelo apoio e ajuda nas coletas durante o mestrado.

Aos professores, pela contribuição ao meu conhecimento.

Ao secretário do PPGFBA, Roberto Tadeu, e a todos os funcionários da área de Fitopatologia: Ari, João, Jairo, Ivanete, Silvana e João (*in memoriam*).

Aos colegas do Laboratório Oficial de Diagnóstico Fitossanitário: Douglas Proque, Tuany Candida, Savana Lemes, Thaís Paula, Thaynara Cardoso, Sara Yumi, Géssica Rêgo, João Elvis, Carolina Almeida, Lidiane Pedro, Natália, Jennifer Ariane, Yasmin Duarte, Victor Oliveira, Guilherme e, em especial, a Etiene que se tornou uma grande amiga durante esta caminhada.

Muito obrigada a todos!

RESUMO GERAL

Ribeiro, Natali. **LEVANTAMENTO DE DOENÇAS E DINÂMICA POPULACIONAL DO ÁCARO-RAJADO NA CULTURA DO MORANGUEIRO NO SUL DE MINAS GERAIS**. 2017. 65p. Dissertação (Mestrado em Fitossanidade e Biotecnologia Aplicada). Instituto de Ciências Biológicas e da Saúde, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ. 2017.

A cultura do morangueiro tem importante papel socioeconômico nos municípios onde é explorada, uma vez que utiliza um amplo contingente de mão de obra, muitas vezes familiar, além de ser a principal fonte de renda de algumas famílias. O principal entrave da cultura é o fitossanitário, uma vez que pode acarretar em perdas de até 100% da produção. Este trabalho teve como objetivos: detectar e diagnosticar o agente causal do “vermelhão” do morangueiro, levantar e diagnosticar os principais fitopatógenos que ocorrem na cultura, determinar a dinâmica populacional do ácaro-rajado (*Tetranychus urticae*) durante o cultivo em duas cultivares de morangueiro relacionando-a com as condições de temperatura e umidade. As coletas foram realizadas nos municípios de Estiva, Cambuí e Pouso Alegre (MG). Através da metodologia utilizada foi detectado e diagnosticado o vírus *Strawberry mild yellow edge virus* associado ao “vermelhão” do morangueiro; a bactéria *Xanthomonas fragariae* associada à Mancha Bacteriana; o fitoplasma associado à Filoidia nos pseudofrutos; os fungos: *Alternaria alternata*, *Cladosporium* sp., *Colletotrichum acutatum*, *Colletotrichum gloeosporioides*, *Fusarium* sp., *Mycosphaerella fragariae*, *Oidium* sp. (fase anamórfica de *Podosphaera aphanis*), *Pestalotia* sp., *Phomopsis obscurans*, *Ramularia grevilleana* (fase anamórfica de *Mycosphaerella fragariae*), *Rhizopus stolonifer*; o myxomycota *Diachea leucopoda* e nematóide do gênero *Meloidogyne*. Em estudo realizado com o ácaro-rajado, observou-se que a dinâmica da população foi crescente e similar em ‘Oso Bola’ e ‘Saturno’, entretanto com diferenças significativas entre elas, tendo o ácaro maior preferência por ‘Saturno’. Notou-se também que a temperatura e a umidade tiveram influência significativa no crescimento do fitófago na cultura sendo correlacionadas com as menores médias de umidade máxima e as maiores médias de temperatura máxima. Este estudo contribui de maneira significativa para a elaboração de estratégia de controle mais eficiente a fitopatógenos e praga na cultura do morangueiro no sul de Minas Gerais.

Palavras-chave: *Fragaria x ananassa*, Fitopatógenos, *Tetranychus urticae*.

ABSTRACT

Ribeiro, Natali. **DISEASE SURVEY AND POPULATIONAL DYNAMICS OF MITE-RAJADO IN THE CORNER CROPS IN THE SOUTH OF MINAS GERAIS**. 2017. 65p. Dissertation (Master Science in Phytosanitary and Applied Biotechnology). Instituto de Ciências Biológicas e da saúde, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ. 2017.

The strawberry crop has an important socioeconomic role in the municipalities where it is exploited, since it uses a large contingent of labor, often family, as well as being the main source of income for some families. The main obstacle of the crop is the phytosanitary, since it can lead to losses of up to 100% of the production. The objective of this work was to detect and diagnose the causative agent of strawberry vermilion, to raise and diagnose the main phytopathogens that occur in the crop, to determine the population dynamics of the mite (*Tetranychus urticae*) during cultivation in two strawberry cultivars relating it to temperature and humidity conditions. The collections were carried out in the municipalities of Estiva, Cambui and Pouso Alegre (MG). The *Strawberry mild yellow edge virus* associated with strawberry "vermilion" was detected and diagnosed using the methodology used; the bacterium *Xanthomonas fragariae* associated with the Bacterial Spot; phytoplasma associated with phylloid in pseudofruits; the fungi: *Alternaria alternata*, *Cladosporium* sp., *Colletotrichum acutatum*, *Colletotrichum gloeosporioides*, *Fusarium* sp., *Mycosphaerella fragariae*, *Oidium* sp. (anamorphic phase of *Podosphaera aphanis*), *Pestalotia* sp., *Phomopsis obscurans*, *Ramularia grevilleana* (anamorphic phase of *Mycosphaerella fragariae*), *Rhizopus stolonifer*; the myxomycota *Diachea leucopoda* and nematode of the genus *Meloidogyne*. In a study carried out with the mite, it was observed that the population dynamics was increasing and similar in 'Oso Bola' and 'Saturno', however with significant differences between them, the mite having a greater preference for 'Saturno'. It was also observed that temperature and humidity had a significant influence on the growth of the phytophagous in the crop being correlated with the lower averages of maximum humidity and the highest averages of maximum temperature. This study contributes in a significant way to the elaboration of a strategy of more efficient control to phytopathogens and pest in the strawberry crop in the south of Minas Gerais.

Keywords: *Fragaria x ananassa*, Phytopathogens, *Tetranychus urticae*.

LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO I

Figura 1. Plantas de morangueiro ‘San Andreas’ (a) e ‘Albion’ (b) com o “vermelhão” 22

Figura 2. Eletroforese em gel de agarose contendo brometo de etídio (10 mg/ ml) a 1% em tampão TAE 1X a 88 volts por 20 minutos, de amostras de morangueiro analisadas por *nested* PCR: Controle da reação (*primers* 28Sf e 28Sr) (1, 6) - Setas; Controle negativo (2, 7); Controle - amostra de morangueiro ‘San Andreas’ assintomática testada com os *primers* para fitoplasma (5); amostra de morangueiro com sintoma de “vermelhão” - ‘San Andreas’ (3) e ‘Albion’ (4) testadas com os *primers* para fitoplasma 26

Figura 3. Eletroforese em gel de agarose contendo brometo de etídio (10 mg/ ml) a 1% em tampão TAE 1X a 88 volts por 20 minutos, de amostras de morangueiro: Controle - amostra de morangueiro ‘San Andreas’ assintomática testada com os *primers* para *Strawberry mild yellow edge virus* (1); amostra de morangueiro com sintoma de “vermelhão” - ‘San Andreas’ (2), ‘Albion’ (5) e ‘Oso Grande’ (6) testadas com os *primers* para *Strawberry mild yellow edge virus*, ‘San Andreas’ testada com os *primers* para *Beet pseudoyellows virus* (3) e para *Strawberry pallidosis-associated virus* (4); 1 kb *plus* DNA Ladder (Thermo Fisher) (7). *Amplicon* de 271 pb (Setas) 27

CAPÍTULO II

Figura 1. Planta de morangueiro oriundas do cruzamento com a ‘Camino Real’ com sintoma de filoidia nos frutos (seta) 35

CAPÍTULO III

Figura 1. Fitopatógenos detectados em cultivo de morangueiro no sul de Minas Gerais: Mancha de Mancha de *Mycosphaerella fragariae* (A), *Ramularia grevilleana* (fase anamórfica de *Mycosphaerella fragariae*) (B), Mancha de *Pestalotia longisetula* em ‘Saturno’ (C), acérvulo de *Pestalotia longisetula* (D), conídios de *Pestalotia longisetula* (E), Antracnose causadas por espécies de *Colletotrichum* em estolões (F) e frutos (G), seca de *Alternaria alternata* (H), *Oidium* sp. (fase anamórfica de *Podosphaera aphanis*) em frutos (I), Seca foliar de *Cladosporium* sp. (J), Mancha de *Phomopsis obscurans* (k); Myxomycota *Diachea leucopoda* (L) em folha 46

Figura 2. Eletroforese em gel de Agarose a 1,2% contendo brometo de etídio (10 mg/ml) a 88 volts: Controle negativo (1); DNA de isolado de *Colletotrichum* amplificado com os *primers* para *Colletotrichum acutatum* (*Amplicon* com 490 pb – seta) (2, 3, 4); DNA de isolado de *Colletotrichum* amplificado com os *primers* para *Colletotrichum gloeosporioides* (5)..... 47

Figura 3. Eletroforese em gel de Agarose a 1,2% contendo brometo de etídio (10 mg/ml) a 88 volts: 1, 2 - 1 kb *plus* DNA Ladder; 3, 4, 5 – *Amplicon* de *Badnavirus* de 579 pb; 6 – DNA de micélio de *Mycosphaerella* sp. (*primers* ACTF e ACTR) isolado de folhas de Morangueiro (*Amplicon* com 820 pb – seta) 48

Figura 4. Folhas de morangueiro ‘Portola’ apresentando anasarca na face abaxial e lesões angulares amareladas (setas) 50

CAPÍTULO IV

Figura 1. Dinâmica populacional de <i>Tetranychus urticae</i> em duas cultivares ('Oso Bola' e 'Saturno') de morangueiro em Estiva (MG), em 2016.....	60
Figura 2. Médias de Temperatura e Umidade obtidas quinze dias antes de cada coleta.....	61
Figura 3. Ácaro-rajado em alta densidade sobre produção de teias em 'Saturno'	62

LISTA DE TABELAS

INTRODUÇÃO GERAL

Tabela 1. Relação parcial de fitopatógenos e pragas associadas ao cultivo do morangueiro no mundo e no Brasil. Taxa marcados com asterisco ocorrem no Brasil..... 6

CAPÍTULO I

Tabela 1. Plantas de cultivares de morangueiro com sintoma de “vermelhão” coletadas no Estado de Minas Gerais 22

Tabela 2. Par de *primers*, Temperatura de Anelamento, Tamanho do *Amplicon* para cada vírus testado em amostras de morangueiro com “vermelhão” 24

Tabela 3. Vírus detectados em amostras de cultivares de morangueiro com “vermelhão” coletadas nos municípios de Estiva, Pouso Alegre e Cambuí (MG)..... 27

CAPÍTULO IV

Tabela 1. Matriz de Correlação de Pearson relativa a *T. urticae* em morangueiro cultivado em Estiva (MG), em 2016, com os dados médios de Temperatura e Umidade do local 63

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO GERAL	1
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	3
2.1 Breve Histórico do Cultivo de Morangueiro.....	3
2.2 Aspectos Econômicos da Cultura de Morangueiro no Mundo e no Brasil	3
2.3 Características Gerais do Morangueiro	4
2.4 Alguns Fitopatógenos e Pragas que Ocorrem em Morangueiro.....	5
3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	11
CAPÍTULO I	13
DETECÇÃO ETIOLÓGICA DO “VERMELHÃO” DO MORANGUEIRO NO SUL DE MINAS GERAIS	13
RESUMO.....	14
ABSTRACT	15
1. INTRODUÇÃO	16
2. MATERIAL E MÉTODOS	17
3. RESULTADOS E DISCUSSÃO	20
4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	23
CAPÍTULO II.....	24
FITOPLASMA EM MORANGUEIRO NO SUL DE MINAS GERAIS	24
RESUMO.....	25
ABSTRACT	26
1. INTRODUÇÃO	27
2. MATERIAL E MÉTODOS.....	28
3. RESULTADOS E DISCUSSÃO	29
4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	30
CAPÍTULO III	31
FITOPATÓGENOS EM LAVOURA DE MORANGUEIRO NO SUL DE MINAS GERAIS.....	31
RESUMO.....	32
ABSTRACT	33
1. INTRODUÇÃO	34
2. MATERIAL E MÉTODOS.....	35
2.1 Detecção de Fungo e Myxomycota	35
2.2 Detecção de Bactéria	35
2.3 Detecção de Nematóide	36
3. RESULTADOS E DISCUSSÃO	37
3.1 Fungos e Myxomycota.....	37
3.2 Bactéria.....	39
3.3 Nematóide.....	40
3.4 Considerações Finais	40
4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	41
CAPÍTULO IV.....	43
DINÂMICA POPULACIONAL DO ÁCARO-RAJADO NA CULTURA DO MORANGUEIRO NO MUNICÍPIO DE ESTIVA-MG	43
RESUMO.....	44
ABSTRACT	45

1. INTRODUÇÃO	46
2. MATERIAL E MÉTODOS	47
3. RESULTADOS E DISCUSSÃO	48
4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	52
CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	53

1. INTRODUÇÃO GERAL

O morangueiro é uma planta herbácea, rasteira e perene, porém é cultivada como cultura anual por questões fitossanitárias, de manejo e produtividade. A espécie botânica cultivada atualmente é *Fragaria x ananassa* Duch., pertencente à família Rosaceae, gênero *Fragaria*. É um híbrido resultante de espécies octaplóides americanas, o que implica na sua vasta variabilidade genética (RONQUE, 2010).

Seu pseudofruto é muito apreciado em todo o mundo devido a seu aroma agradável, sabor atraente e sua coloração avermelhada, além de suas propriedades nutricionais, pois é rico em vitamina C (ROCHA *et al.*, 2008). O pseudofruto tem também substâncias ativas antioxidantes e compostos fenólicos, tendo efeito antiinflamatório, anticarcinogênico e antineurodegenerativo (PINELI, 2009).

A cultura do morangueiro chegou ao Brasil por volta de 1930, ao Estado de São Paulo, sendo cultivada comercialmente a partir de 1960 com cultivares mais adaptadas e novas técnicas de cultivo (RONQUE, 1998). O Brasil não se encontra entre os maiores produtores mundiais e a cultura concentra-se nos estados do Espírito Santo, Goiás, Minas Gerais, Paraná, Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul, Santa Catarina, São Paulo e Distrito Federal (ANTUNES *et al.*, 2011), sendo que a microrregião de Pouso Alegre (MG) corresponde a 90,6% do total produzido em Minas Gerais e a 30% da produção nacional (ANDRADE & BRANDÃO, 2013).

Estima-se que a produção anual brasileira seja de aproximadamente 105 mil toneladas do fruto, sendo a área plantada de aproximadamente 4.000 hectares (REISSER JÚNIOR *et al.*, 2015). De acordo com Ronque (1998), o grande interesse pela cultura deve-se pela elevada rentabilidade, podendo chegar a 224%, quando comparadas ao cultivo do milho (72%), por exemplo. Isto se deve ao fato de, no período de disponibilidade do fruto, que vai de maio a outubro, não haver grandes concorrências com outras frutas.

Seu cultivo tem grande importância social, pois absorve um amplo contingente de mão de obra, sendo praticada por pequenos produtores rurais que utilizam mão de obra familiar, além de ser a principal renda de algumas famílias e gerador de atividade nos municípios onde a cultura é explorada (ANTUNES & REISSER JUNIOR, 2007).

O fator que mais restringe sua produção é o fitossanitário, uma vez que doenças e pragas limitam a obtenção de frutos com qualidade e altos rendimentos. Em algumas culturas, fungos e vírus são os agentes de doenças mais severos, que podem ocasionar perdas de até 100% da produção. Outras pragas e fitopatógenos que ocasionam severos danos à cultura são ácaros, insetos, bactérias, fitoplasmas, nematóides, dentre outros (VENTURA & COSTA, 2008).

Além desses fitopatógenos e pragas, existem doenças para as quais ainda não se sabe com exatidão seu agente etiológico. Um exemplo é o “vermelhão” do morangueiro, na qual as plantas atacadas ficam pouco desenvolvidas e com as folhas mais velhas avermelhadas, apresentando também raízes escuras e pouco desenvolvidas. Ocorre redução de produção, podendo levar à morte (HENZ & REIS, 2009).

OBJETIVO GERAL

O presente trabalho teve por objetivos, considerando a principal região produtora de morangueiro em Minas Gerais de:

- Estudar as doenças que correm em morangueiro;
- Verificar a dinâmica populacional do ácaro-rajado.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

O presente trabalho teve por objetivos específicos, considerando a principal região produtora de Minas Gerais de:

- (1) Detectar e diagnosticar o agente causal do “vermelhão” do morangueiro;
- (2) Detectar e diagnosticar os principais fitopatógenos associados à cultura do morangueiro na área de estudo;
- (3) Determinar a dinâmica populacional do ácaro-rajado durante o cultivo em duas cultivares do morangueiro relacionando-a com as condições de temperatura e umidade locais.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Breve Histórico do Cultivo de Morangueiro

O morangueiro cultivado nos dias atuais originou-se de cruzamentos entre espécies silvestres, com frutos muito pequenos e de baixo valor comercial: *Fragaria chiloensis* oriunda do Chile, e *F. virginiana*, nativa da América do Norte. Assim, foram realizados trabalhos de melhoramento genético com espécies européias, *F. vesca*, até chegar a variedades mais aperfeiçoadas, cada vez mais produtivas e resistentes, como as atualmente exploradas (*Fragaria x ananassa* Duch.) (RONQUE, 1998).

O morangueiro chegou ao Brasil em torno de 1930, por meio da vinda de colonos italianos ao Estado de São Paulo, mais precisamente na cidade de Jundiá, localizada no interior paulista, passando a ser cultivado também por japoneses nessa região como um cultivo doméstico (FROTA, 2015). Porém, somente a partir de 1960, é que a infrutescência começou a ser desenvolvida comercialmente, com cultivares mais adaptadas, técnicas mais avançadas e maior oferta de mudas com controle fitossanitário (RONQUE, 1998).

Segundo Carvalho (2006), o morangueiro foi introduzido no sul de Minas Gerais em 1958, no município de Cambuí. O primeiro plantio de morangueiro na cidade de Estiva foi em 1963, no bairro Ribeirão das Pedras, por intermédio do Sr. Osvaldo, que havia aprendido as técnicas de cultivo com uma família de japoneses em Atibaia-SP. Foram plantadas cerca de 100 mil plantas de ‘morangueiro-13’, também conhecido como “Azedinho” (PME, 2006).

2.2 Aspectos Econômicos da Cultura de Morangueiro no Mundo e no Brasil

No mundo, o morangueiro é um cultivo de grande expressão econômica, com destaque para países como Estados Unidos, Espanha, Itália, Japão, México e Polônia. Quase 85% da produção mundial do fruto se concentra em 13 países com produções acima de 100 mil toneladas anuais, sendo os EUA, o maior produtor, com produção de 1.312.960 quilos no ano de 2011 (PLUBEE, 2013).

De acordo com Ronque (1998), o grande interesse pela cultura, no Brasil, deve-se à elevada rentabilidade, podendo chegar a 224%, quando comparadas ao cultivo do milho (72%), por exemplo, e isso se deve ao fato de no período de disponibilidade do fruto, que vai de maio a outubro, não haver grande concorrência com outras frutas.

Segundo Antunes *et al.* (2011), as cultivares mais plantadas no Brasil são as de dias curtos: ‘Camarosa’, ‘Camino Real’, ‘Festival’, ‘Oso Grande’, ‘Palomar’, ‘Ventana’; as de dias neutros: ‘Albion’, ‘Aromas’, ‘Diamante’, ‘Monte Rey’, ‘Portola’, ‘San Andreas’; as de dias longos: ‘Benicia’, ‘Mohava’. Sendo que, na região sudeste, há preferência pela ‘Oso Grande’ e na região sul pela ‘Albion’, ‘Aromas’ e ‘Camarosa’.

As principais cultivares que são comercializadas na Companhia de Entrepostos e Armazéns Gerais do Estado de São Paulo (CEAGESP), principal pólo de escoamento da produção nacional, procede dos Estados Unidos, sendo então as mais utilizadas no Brasil, destacando-se ‘Oso Grande’ (39,5%), ‘Albion’ (28,3%), ‘Camino Real’ (17,7%), ‘Camarosa’ (5,9%), ‘Aromas’ (5,1%) e ‘San Andreas’ (3,3%) (GRASSMANN, 2014).

A microrregião de Pouso Alegre (MG) tornou-se atraente para investimentos industriais, comerciais e de prestação de serviços a partir da implantação e posterior duplicação da rodovia Fernão Dias, levando-a a ser uma das regiões com maior desenvolvimento econômico do Estado de Minas Gerais, refletindo na atração de imigrantes de outras áreas do estado e até mesmo do país, até os dias atuais. Simultaneamente a isso, as cidades de Pouso Alegre, Cambuí, Extrema e Estiva, à beira da Fernão Dias, tiveram o início e a expansão do cultivo de morangueiro, correspondendo essa região a 90,6% do total produzido em Minas Gerais e a 30% da produção nacional (ANDRADE & BRANDÃO, 2013).

O Brasil não se encontra entre os maiores produtores mundiais e a cultura concentra-se nos estados do Espírito Santo, Goiás, Minas Gerais, Paraná, Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul, Santa Catarina, São Paulo e Distrito Federal (ANTUNES *et al.*, 2011). Estima-se que a produção brasileira anual seja de aproximadamente 105 mil toneladas do fruto, sendo a área plantada de aproximadamente 4.000 hectares (REISSER JÚNIOR *et al.*, 2015).

2.3 Características Gerais do Morangueiro

É uma planta herbácea, com hábito rasteiro, estolonífera, pertencente à família Rosaceae, gênero *Fragaria* L.. Dentre 45 espécies descritas, somente 11 são consideradas espécies naturais. Estas são divididas em quatro grupos de acordo com o número de cromossomos: 2x, 4x, 6x e 8x, sendo que três espécies octaplóides deram origem às cultivares comerciais de morangueiro, compondo a vasta variabilidade entre as espécies que compõe a base genética de *Fragaria x ananassa*, permitindo uma maior amplitude de adaptação e de qualidade das cultivares comerciais (OLIVEIRA & SANTOS, 2003).

A infrutescência é rica em vitamina C, além de sais minerais em valores significativos, como ferro, potássio e cálcio. Além de propriedades nutricionais, o morangueiro possui substâncias ativas antioxidantes e compostos fenólicos, que mantêm ou melhoram a saúde do organismo humano, sendo assim considerado como um alimento funcional (ROCHA *et al.*, 2008). O morangueiro possui efeito antioxidante, antiinflamatório, anticarcinogênico e antineurodegenerativo (PINELI, 2009).

Dias curtos e temperaturas mais baixas induzem à floração, enquanto que dias longos com temperaturas mais altas dão origem aos estolhos. Há, assim, cultivares de dia longo que formam botão floral sob longos dias de verão, em maior quantidade sob 15 a 17 horas. Há cultivares de dia curto que formam o botão floral quando decresce o fotoperíodo, menor que 12 horas, com diminuição da temperatura, e cultivares de dia neutro, ou seja, que diferenciam suas gemas sem interferência da duração do dia. O frio recebido antes do transplante é de extrema importância para todas as cultivares (de dia longo, dia curto e dia neutro) na indução de maior quantidade de produção de gemas vegetativas, pois atua sobre os hormônios responsáveis pela produção dessas gemas. Em geral, as exigências vão de 380 a 700 horas acumuladas de temperatura entre 2°C a 7°C (RONQUE, 1998).

Quanto às condições do solo, o morangueiro se desenvolve melhor em solos de textura média, devendo-se evitar solos demasiadamente compactados, duros, solos calcários, frios e mal drenados. Deve-se dar preferência a solos de encosta (2 a 3% de inclinação), bem drenados, bem arejados, profundos e ricos em matéria orgânica. Em relação à acidez, o morangueiro prefere solos com pH entre 5,8 e 6,0 (RONQUE, 1998).

A parte aérea é formada por um caule, denominado coroa, de onde se desenvolvem folhas e gemas axilares. Essas gemas permanecem dormentes ou induzidas dependendo das condições climáticas, nutricionais e das características genéticas da cultivar. Estas se diferenciam em botões florais, hastes (perfilhos) ou estolões que dão origem a novas mudas, tornando-se de extrema importância a aquisição de mudas de viveiros credenciados livres de pragas e de fitopatógenos, principalmente aqueles sistêmicos, uma vez que essa é uma importante via de transmissão (ASSIS, 2006).

O morangueiro se propaga por via vegetativa, utilizando os estolões, porém essa prática pode levar à obtenção de mudas doentes, uma vez que dependem da planta matriz. Os principais agentes causadores de doenças transmitidas pelas mudas são os vírus, os quais, na maioria das vezes, provocam redução da produtividade. Daí a importância de se obter mudas de viveiros credenciados, isentas de quaisquer pragas e/ou fitopatógenos (FORTES, 2003).

2.4 Alguns Fitopatógenos e Pragas que Ocorrem em Morangueiro

O morangueiro pode sofrer diversos danos durante seu cultivo, tanto na produção de mudas quanto na produção do fruto. O fator que mais restringe sua produção é o fitossanitário, uma vez que limita a obtenção de frutos com qualidade e a obtenção de altos rendimentos (RONQUE, 1998).

A importância de doenças e pragas que prejudicam a produção varia de acordo com as condições edafoclimáticas da região produtora, da presença do fitopatógeno (associado ou não a um vetor) e/ou da praga e da suscetibilidade da cultivar a tais agentes. Em alguns cultivos, fungos e vírus são os agentes de doenças mais severos, que podem ocasionar perdas de até 100% da produção. Outros fitopatógenos e pragas que ocasionam severos danos à cultura são ácaros, insetos, bactérias, fitoplasmas e nematóides, dentre outros (Tabela 1) (VENTURA & COSTA, 2008).

Tabela 1. Relação parcial de fitopatógenos e pragas associadas ao cultivo do morangueiro no mundo e no Brasil. Taxa marcados com asterisco ocorrem no Brasil.

ÁCAROS
1. <i>Oligonychus ilicis</i> (McGregor, 1917) (Acari: Tetranychidae)*
2. <i>Phytonemus pallidus</i> [(Banks, 1898) Lindquist, 1987] (Acari: Tarsonemidae)*
3. <i>Polyphagotarsonemus latus</i> (Banks, 1904) (Acari: Tarsonemidae)*
4. <i>Tetranychus cinnabarinus</i> [(Boisduval) Boudreaux, 1956] (Acari: Tetranychidae)*
5. <i>Tetranychus desertorum</i> (Banks, 1900) (Acari: Tetranychidae)*
6. <i>Tetranychus ludeni</i> (Zacher, 1913) (Acari: Tetranychidae)*
7. <i>Tetranychus mexicanus</i> (Mc Gregor, 1950) (Acari: Tetranychidae)*
8. <i>Tetranychus urticae</i> (Koch, 1836) (Acari: Tetranychidae)*

BACTÉRIAS
1. <i>Ralstonia solanacearum</i> (Smith 1896) Yabuuchi <i>et al.</i> , 1996
2. <i>Rhodococcus fascians</i> (Tilford 1936) Goodfellow, 1984
3. <i>Xanthomonas fragariae</i> Kennedy & King, 1962*

CHYTRIDEOS
1. <i>Olpidiaster brassicae</i> (Woronin) Doweld, 2014
2. <i>Synchytrium fragariae</i> Zeller & L. Campb., 1949

FITOPLASMAS
1. Grupo 16 SrI*
2. Grupo 16SrI-C
3. Grupo 16SrI-K
4. Grupo 16SrI-R
5. Grupo 16SrIII *
6. Grupo 16SrIII-B
7. Grupo 16SrIII-K
8. Grupo 16SrIV-A
9. Grupo 16SrIV-B
10. Grupo 16SrVI-A
11. Grupo 16SrVI-B
12. Grupo 16SrXII
13. Grupo 16SrXII-B
14. Grupo 16SrXIII*

15. Grupo 16SrXIIIB
16. Grupo 16SrXIII-F
17. 'Candidatus Phytoplasma fragariae'

FUNGOS
1. <i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissl., 1912
2. <i>Alternaria</i> sp.*
3. <i>Alternaria tenuissima</i> (Kunze) Wiltshire, 1933
4. <i>Armillaria mellea</i> (Vahl) P. Humm., 1871
5. <i>Athelia rolfsii</i> (Curzi) C.C. Tu & Kimbr., 1978*
6. <i>Boeremia lycopersici</i> (Cooke) Aveskamp, Gruyter & Verkley, 2010
7. <i>Botryotinia fuckeliana</i> (de Bary) Whetzel, 1945
8. <i>Botrytis caroliniana</i> Xing P. Li & Schnabel, 2012*
9. <i>Botrytis cinerea</i> Pers., 1801*
10. <i>Ceratobasidium cornigerum</i> (Bourdot) D.P. Rogers, 1935
11. <i>Ceratobasidium</i> sp.
12. <i>Cercospora fragariae</i> Lobik, 1928
13. <i>Cocodiella puttemansii</i> (Henn.) I. Hino & Katum.*
14. <i>Cladosporium</i> sp.
15. <i>Colletotrichum acutatum</i> J.H. Simmonds, 1965*
16. <i>Colletotrichum dematium</i> (Pers.) Grove, 1918
17. <i>Colletotrichum fragariae</i> A.N. Brooks, 1931*
18. <i>Colletotrichum gloeosporioides</i> (Penz.) Penz. & Sacc., 1884*
19. <i>Colletotrichum</i> sp.*
20. <i>Coniella castaneicola</i> (Ellis & Everh.) B. Sutton, 1980
21. <i>Coniella fragariae</i> (Oudem.) B. Sutton, 1977
22. <i>Cylindrocladium</i> sp.*
23. <i>Didymella lycopersici</i> Kleb., 1921
24. <i>Diplocarpon earlianum</i> (Ellis & Everh.) F. A. Wolf, 1924*
25. <i>Diplocarpon fragariae</i> (Lib.) Rossman, 2014
26. <i>Dipodascus geotrichum</i> (E.E. Butler & L.J. Petersen) Arx, 1977 (= <i>Geotrichum candidum</i>)*
27. <i>Discohainesia oenotherae</i> (Cooke & Ellis) Nannf., 1932*
28. <i>Frommeella tormentillae</i> (Fuckel) Cummins & Y. Hirats., 1983
29. <i>Fusarium oxysporum</i> Schltdl., 1824*
30. <i>Fusarium</i> sp.*
31. <i>Geotrichum</i> sp.*
32. <i>Gibberella pulicaris</i> (Kunze) Sacc., 1877
33. <i>Gliocladium</i> sp.*
34. <i>Globisporangium debaryanum</i> (R. Hesse) Uzuhashi, Tojo & Kakish., 2010
35. <i>Globisporangium hypogynum</i> (Middleton) Uzuhashi, Tojo & Kakish., 2010
36. <i>Globisporangium irregulare</i> (Buisman) Uzuhashi, Tojo & Kakish., 2010
37. <i>Globisporangium proliferum</i> (Cornu) P. M. Kirk, 2014
38. <i>Globisporangium rostratum</i> (E. J. Butler) Uzuhashi, Tojo & Kakish., 2010
39. <i>Globisporangium sylvaticum</i> (W. A. Campb. & F. F. Hendrix) Uzuhashi, Tojo & Kakish., 2010
40. <i>Globisporangium ultimum</i> (Trow) Uzuhashi, Tojo & Kakish., 2010
41. <i>Glomerella cingulata</i> (Stoneman) Spauld. & H. Schrenk*

42. <i>Gnomoniopsis comari</i> (P. Karst.) Sogonov, 2008
43. <i>Gnomoniopsis fructicola</i> (G. Arnaud) Sogonov, 2008
44. <i>Idriella lunata</i> P.E. Nelson & S. Wilh., 1956
45. <i>Lachancea kluyveri</i> (Phaff, M.W. Mill. & Shifrine) Kurtzman., 2003
46. <i>Leptosphaeria</i> sp.*
47. <i>Macrophomina phaseolina</i> (Tassi) Goid., 1947
48. <i>Macrophomina</i> sp.*
49. <i>Mucor hiemalis</i> Wehmer, 1903
50. <i>Mucor piriformis</i> A. Fisch., 1892
51. <i>Mucor silvaticus</i> Hagem, 1908
52. <i>Mucor</i> sp.*
53. <i>Mycosphaerella fragariae</i> (Tul.) Lindau*
54. <i>Mycosphaerella louisiana</i> Plakidas, 1941
55. <i>Nectria radicolica</i> Gerlach & L. Nilsson*
56. <i>Neofusicoccum kwambonambiense</i> Pavlic, Slippers & M. J. Wingf., 2008*
57. <i>Neofusicoccum parvum</i> (Pennycook & Samuels) Crous, Slippers & A. J. L. Phillips, 2006)*
58. <i>Oidium</i> sp.*
59. <i>Paecilomyces fulvus</i> Stolk & E. S. Salmon, 1971
60. <i>Paraconiothyrium fuckelii</i> (Sacc.) Verkley & Gruyter, 2012
61. <i>Passalora vexans</i> (C. Massal.) U. Braun & Crous, 2003
62. <i>Penicillium aurantiogriseum</i> Dierckx, 1901
63. <i>Penicillium digitatum</i> (Pers.) Sacc., 1881
64. <i>Penicillium expansum</i> Link, 1809
65. <i>Penicillium glabrum</i> (Wehmer) Westling, 1911
66. <i>Pestalotia longisetula</i> Guba, 1961*
67. <i>Pestalotia</i> sp.*
68. <i>Pestalotiopsis</i> sp.*
69. <i>Peyronella obtusa</i> (Fuckel) Aveskamp, gruyter & Verkley, 2010
70. <i>Pezizella</i> sp.*
71. <i>Phomopsis obscurans</i> (Ellis & Everh.) B. Sutton, 1965*
72. <i>Phragmidium potentillae</i> (Pers.) P. Karst., 1878
73. <i>Pichia membranifaciens</i> (E. C. Hansen) E. C. Hansen, 1904
74. <i>Pilidiella quercicola</i> (Oudem.) Petr., 1927
75. <i>Pilidium concavum</i> (Desm.) Höhn., 1915*
76. <i>Pilidium lythri</i> (Desm.) Rossman, 2014
77. <i>Podosphaera aphanis</i> (Wallr.) U. Braun & S. Takam., 2000*
78. <i>Podosphaera macularis</i> (Wallr.) U. Braun & S. Takam., 2000*
79. <i>Pyrenochaeta</i> sp.
80. <i>Ramularia brunnea</i> Peck, 1878
81. <i>Ramularia grevilleana</i> (Tul. & C. Tul. Ex Oudem.) Jorst., 1945*
82. <i>Ravenelia faceta</i> H.S. Jacks. & Holw., 1931*
83. <i>Rhizoctonia fragariae</i> S. S. Husain & W. E. McKeen, 1963*
84. <i>Rhizoctonia</i> sp.*
85. <i>Rhizomorpha subcorticalis</i> P. Micheli ex Pers, 1801
86. <i>Rhizopus</i> sp.*
87. <i>Rhizopus stolonifer</i> (Ehrenb.) Vuill., 1902 (= <i>Rhizopus nigricans</i>)*
88. <i>Rosellinia necatrix</i> Berl. Ex Prill., 1904

89. <i>Saccharomyces cerevisiae</i> (Desm.) Meyen, 1838
90. <i>Schizoparme straminea</i> Shear, 1923
91. <i>Sclerotinia sclerotiorum</i> (Lib.) de Bary, 1884*
92. <i>Septoria aciculosa</i> Ellis & Everh., 1884
93. <i>Septoria fragariae</i> Desm., 1842
94. <i>Septoria fragariaecola</i> Lobik, 1928
95. <i>Setophoma terrestris</i> (H. N. Hansen) Gruyter, Aveskamp & Verkley, 2010
96. <i>Talaromyces purpureogenus</i> Samson, N. Yilmaz, Houbraken, Spierenb., Seifert, Peterson, Varga & Frisvad, 2011
97. <i>Thanatephorus cucumeris</i> (A. B. Frank) Donk, 1956*
98. <i>Trichoderma</i> sp.*
99. <i>Truncatella laurocerasi</i> (Westend.) Steyaert, 1949
100. <i>Verticillium albo-atrum</i> Reinke & Berthold, 1879*
101. <i>Verticillium dahliae</i> Kleb., 1913*
102. <i>Verticillium</i> sp.*
103. <i>Wickerhamomyces subpelliculosus</i> (Kurtzman) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers, 2008
104. <i>Zygosaccharomyces bailii</i> (Lindner) Guillierm, 1912
105. <i>Zygorhynchus florentina</i> (T. Castelli ex Kudryavtsev) Kurtzman, 2003

MYXOMYCOTAS

1. <i>Diachea leucopoda</i> (Bull.) Rostaf., 1875*
2. <i>Physarum cinereum</i> (Batsch) Pers., 1794

NEMATÓIDES

1. <i>Aphelenchoides besseyi</i> Christie, 1942*
2. <i>Aphelenchoides bicaudatus</i> (Imamura, 1931) Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941*
3. <i>Aphelenchoides fragariae</i> (Ritzema Bos, 1891) Christie, 1932*
4. <i>Aphelenchoides ritzemabosi</i> (Schwartz, 1911) Steiner & Buhner, 1932*
5. <i>Aphelenchoides</i> sp. Fischer, 1894*
6. <i>Belonolaimus gracilis</i> Steiner, 1949
7. <i>Belonolaimus longicaudatus</i> Rau, 1958
8. <i>Criconema mutabile</i> Taylor, 1936
9. <i>Criconemella onoensis</i> Luc, 1959*
10. <i>Criconemoides curvatum</i> Raski, 1952
11. <i>Ditylenchus dipsaci</i> (Kühn, 1857) Filipjev, 1936*
12. <i>Helicotylenchus dihystra</i> (Cobb, 1892) Sher, 1961*
13. <i>Helicotylenchus pseudorobustus</i> Golden, 1956
14. <i>Helicotylenchus</i> sp. Steiner, 1945*
15. <i>Hoplolairnus</i> sp.
16. <i>Longidorus caespiticola</i> Hooper, 1961
17. <i>Longidorus elongatus</i> (de Man, 1876) Micoletzky, 1922*
18. <i>Longidorus goodeyi</i> , 1961 (see Szczygieł & Brzeski, 1985)
19. <i>Longidorus leptocephalus</i> Hooper, 1961 (Brzeski, 1963; Szczygieł, 1974; Brzeski, 1985; Szczygieł & Brzeski, 1985)
20. <i>Meloidogyne arenaria</i> (Neal, 1889) Chitwood, 1949*
21. <i>Meloidogyne ethiopica</i> Whitehead, 1968*

22. <i>Meloidogyne hapla</i> Chitwood, 1949*
23. <i>Meloidogyne incognita</i> (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949*
24. <i>Meloidogyne javanica</i> (Treub, 1885) Chitwood, 1949*
25. <i>Meloidogyne paranaensis</i> Carneiro, Carneiro, Abrantes, Santos & Almeida, 1996*
26. <i>Meloidogyne enterolobii</i> Yang & Eisenback*
27. <i>Merlinius brevidens</i> (Allen, 1955) Siddiqi, 1970
28. <i>Paralongidorus maximus</i> (Bütschli, 1874) Siddiqi, 1964
29. <i>Paratrichodorus minor</i> Decraemer, W., 1995
30. <i>Paratylenchus projectus</i> Jenkins, 1956
31. <i>Paratylenchus pseudoparietinus</i> einhorst, 1968
32. <i>Pratylenchus brachyurus</i> (Godfrey, 1929) Filipjev & S. Stekhoven, 1941*
33. <i>Pratylenchus coffeae</i> (Zimmermann, 1898) Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941
34. <i>Pratylenchus microdorus</i> Andrásy, 1959
35. <i>Pratylenchus neglectus</i> (Rensch, 1924) Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941
36. <i>Pratylenchus penetrans</i> (COBB, 1917) Chitwood & Oteifa, 1952*
37. <i>Pratylenchus pratensis</i> Thorne, 1949
38. <i>Pratylenchus scribneri</i> Steiner, 1943
39. <i>Pratylenchus tenuis</i> Thorne & Malek, 1968
40. <i>Pratylenchus vulnus</i> Allen; Jensen, 1951*
41. <i>Pratylenchus zaeae</i> Graham, 1951*
42. <i>Procephalobus mycophilus</i> Steiner, 1934*
43. <i>Radopholus similis</i> (Cobb, 1893) Thorne, 1949
44. <i>Rotylenchus robustus</i> Golden, 1956
45. <i>Trichodorus</i> sp. Cobb, 1913
46. <i>Tylenchorhynchus claytoni</i> Teiner, 1937
47. <i>Xiphinema americanum</i> Cobb, 1913
48. <i>Xiphinema diversicaudatum</i> (Micoletzky, 1927) Thorne, 1939
49. <i>Xiphinema pachtanicum</i> (Tulaganov, 1938) Kirjanova, 1951
50. <i>Xiphinema</i> spp. Cobb, 1913*

STRAMINIPILAS	
1. <i>Peronospora potentillae</i> Bary, 1863	
2. <i>Peronospora sparsa</i> Berk., 1862	
3. <i>Phytophthora cactorum</i> (Lebert & Cohn) J. Schrot., 1886*	
4. <i>Phytophthora citricola</i> Sawada, 1927	
5. <i>Phytophthora citrophthora</i> (R. E. Sm. & E. H. Sm.) Leonian, 1906	
6. <i>Phytophthora fragariae</i> Hickman, 1940*	
7. <i>Phytophthora idaei</i> D. M. Kenn., 1995*	
8. <i>Phytophthora megasperma</i> Drechsler, 1931	
9. <i>Phytophthora nicotianae</i> Breda de Haan, 1896*	
10. <i>Phytophthora</i> sp.*	
11. <i>Pythium acanthicum</i> Drechsler, 1930	
12. <i>Pythium dissotocum</i> Drechsler, 1930	
13. <i>Pythium myriotylum</i> Drechsler, 1930	
14. <i>Pythium perniciosum</i> Serbinow, 1912	
15. <i>Pythium</i> sp.*	

VÍRUS
1. <i>Apple mosaic virus</i> (ApMV)
2. <i>Arabis mosaic virus</i> (ArMV)
3. <i>Beet pseudo yellows virus</i> (BPYV)
4. <i>Fragaria chiloensis cryptic virus</i> (FCICV)
5. <i>Fragaria chiloensis latent virus</i> (FCILV)
6. <i>Raspberry ringspot virus</i> (RpRSV)
7. <i>Soybean dwarf virus</i> (SbDV)*
8. <i>Strawberry chlorotic fleck-associated virus</i> (StCFV)
9. <i>Strawberry crini -3 virus</i> (SCrV-3)
10. <i>Strawberry crini -4 virus</i> (SCrV-4)
11. <i>Strawberry crinkle cytorhabdovirus</i> (SCV)*
12. <i>Strawberry latent C virus</i> (SLCV)
13. <i>Strawberry latent ringspot virus</i> (SLRSV)
14. <i>Strawberry latent virus</i> (StLV)
15. <i>Strawberry leaf curl virus</i> (StLCV)
16. <i>Strawberry mild yellow edge virus</i> (SMYEV)*
17. <i>Strawberry mottle virus</i> (SMoV)
18. <i>Strawberry necrotic shock virus</i> (SNSV)
19. <i>Strawberry pallidosis-associated virus</i> (SPaV)
20. <i>Strawberry pseudo mild yellow edge virus</i> (SPMYEV)
21. <i>Strawberry vein banding virus</i> (SVBV)*
22. <i>Tobacco necrosis virus (A)</i> (TNV)*
23. <i>Tobacco necrosis virus D</i> (TNV-D)
24. <i>Tobacco streak virus</i> (TSV)*
25. <i>Tomato black ring virus</i> (TBRV)
26. <i>Tomato ringspot virus</i> (ToRSV)

WIKIPÉDIA, 2017.

Tais constatações nos remetem a contribuir com levantamentos fitossanitários atualizados que visam auxiliar na adoção de estratégia de controle racional, rápida e eficiente para o cultivo do morangueiro.

3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ÁLVAREZ, B.; BIOSCA, E. G.; LÓPEZ, M. M. **On the life of *Ralstonia solanacearum*, a destructive bacterial plant pathogen.** 2010. Disponível em: <https://pdfs.semanticscholar.org/aa85/77e213e2977a0e4eb739795e3fea51187181.pdf>. Acesso em: 04 janeiro 2017.
- ANDRADE, A. C.; BRANDÃO, A. T. J. Novas Dinâmicas Econômicas nos Espaços Rurais da Microrregião de Pouso Alegre (MG): A Produção de Morangueiro no Município de Bom Repouso. **Revista Geografia**, v.3, n°1, 2013.
- ANTUNES, L. E. C.; REISSER JÚNIOR, C. Fragole, i produttori brasiliani mirano all' esportazione in Europa. **Frutticoltura** (Bologna), v. 69, p. 60-65, 2007.
- ANTUNES, L. E. C.; CARVALHO, G. L.; SANTOS, A. M. **A cultura do morango.** 2. ed. rev. e ampl., Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2011. 52 p.
- ASSIS, M. Produção de plantas matrizes. In: CARVALHO, Sérgio Pereira de (Coord.). **Boletim do morango: cultivo convencional, segurança alimentar, cultivo orgânico.** Belo Horizonte: FAEMG, 2006. 160p.
- CARVALHO, S.P. Histórico, importância socioeconômica e zoneamento da produção no Estado de Minas Gerais. In: CARVALHO, S.P. (Coord.). **Boletim do morango: cultivo convencional, segurança alimentar, cultivo orgânico.** Belo Horizonte: FAEMG, 2006. p. 9-14.
- FADINI, M. A. M.; PALLINI, A.; VENZON, M. Controle de ácaros em sistema de produção integrada de morango. **Ciência Rural**, Santa Maria. v.34, n.4, p.1271-1277, jul-ago, 2004. Disponível em: <http://www.scielo.br/pdf/%0D/cr/v34n4/a53v34n4.pdf>. Acesso em 04 janeiro 2017.
- FORTES, R. L. Produção de Mudanças Básicas. In: LEITE, E. J.; ANDRADE, L. M. (Coord.). **Frutas do Brasil: Morango – Produção.** 1ª ed. Brasília, DF: Embrapa, 2003. 81p.
- FROTA, M. C. **As diferentes variedades existentes já permitem que o morangueiro seja cultivado em várias regiões do país.** 2015. Disponível em: <http://revistagloborural.globo.com/GloboRural/0,6993,EEC921364-1641,00.html>. Acesso em: 17 fevereiro 2017.
- GRASSMANN, C. S. **Variedades de morangueiro e vagem na CEAGESP.** 2014. Disponível em: http://www.hortibrasil.org.br/jnw/index.php?option=com_content&view=article&id=1208:variedades-de-morangueiro-e-vagem-na-ceagesp&catid=50:comercializacao&Itemid=82>>. Acesso em: 01 março 2017.
- HENZ, G. P.; REIS, A. **“vermelhão” do morangueiro: a doença misteriosa.** 2009. (EmbrapaHortaliças. ComunicadoTécnico 70).
- LOPES, U. P.; ZAMBOLIM, L.; COSTA, H.; PEREIRA, O. L.; LOPES, U. N.; RICCI, P. C.; COSTA, A. F. Doenças em pós-colheita de morango na região serrana do Espírito Santo. 2010. **Horticultura Brasileira** 28: S1066-S1072.

OLIVEIRA, M. A. C.; SANTOS, A. M. Classificação botânica, origem e evolução. In: LEITE, E. J.; ANDRADE, L. M. de. (Coord.). **Frutas do Brasil: Morango – Produção**. 1ª ed. Brasília, DF: Embrapa, 2003. 81p.

PINELI, L. L. O. **Qualidade e potencial oxidante *in vitro* de morangueiros *in natura* e submetidos a processamentos**. Brasília, Distrito Federal: Universidade de Brasília, 2009. Originalmente apresentada como tese de Doutorado (Ciências da Saúde). 222p.

PLUBEE. **Morangos – fruto, cultivo, benefícios e produção mundial**. 2013. Disponível em: <http://www.plubee.com/morangos/>. Acesso em: 02 dezembro 2016.

PREFEITURA MUNICIPAL DE ESTIVA. **Terra do morango**. 2006. Disponível em: <<http://www.estiva.mg.gov.br/morango.html>>. Acesso em: 22 maio 2017.

REISSER JÚNIOR, C.; ANTUNES, L. E. C.; ALDRIGHI, M.; VIGNOLO, G. Panorama do Cultivo de Morangos no Brasil. **Revista Campos & Negócios Hortifrúti**. Uberlândia. 2015. Disponível em: <http://www.revistacampoenegocios.com.br/panorama-do-cultivo-de-morangos-no-brasil/>. Acesso em: 02 dezembro 2016.

ROCHA, D. A.; ABREU, C. M. P.; CORRÊA, A. D.; SANTOS, C. D.; FONSECA, E. W. N. Análise comparativa de nutrientes funcionais em morangueiros de diferentes cultivares da região de Lavras-MG. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 30, n. 4, p. 1124 – 1128, 2008.

RONQUE, E. R. V. **A Cultura do Morangueiro**. 1ª ed. Curitiba: EMATER-PR, 1998. 206p.

RONQUE, E. R. V. **A Cultura do Morangueiro**. Curitiba: EMATER-PR, 2010. 52p.

VENTURA, J. A.; COSTA, H. **ESTRATÉGIAS DE MANEJO PARA O CONTROLE DE DOENÇAS DE PLANTAS: CASOS DE SUCESSO EM BANANA, ABACAXI E MORANGUEIRO**. CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 20. ANNUAL MEETING OF THE INTERAMERICAN SOCIETY FOR TROPICAL HORTICULTURE, 54., 2008, Vitória. Minicurso. Frutas para todos: estratégias, tecnologias e visão sustentável: anais. Vitória: INCAPER: Sociedade Brasileira de Fruticultura, 2008.

WIKIPÉDIA. **Desenvolvido pela Wikimedia Foundation**. Apresenta conteúdo enciclopédico. Disponível em: <https://en.wikipedia.org/wiki/List_of_strawberry_diseases>. Acesso em: 20 fevereiro 2017.

CAPÍTULO I

ETIOLOGIA DO “VERMELHÃO” DO MORANGUEIRO NO SUL DE MINAS GERAIS

RESUMO

O “vermelhão” do morangueiro é uma doença que pode acarretar redução da produtividade, podendo chegar a 100% de perda. Já foi detectada nas principais regiões produtoras do país e, até o presente momento, não foi possível associar-se os sintomas a um agente causal. Objetivando a identificação etiológica da doença, nós procedemos à coletas de plantas sintomáticas nas cidades de Estiva, Pouso Alegre e Cambuí (MG), entre agosto de 2015 a agosto de 2017. As amostras foram analisadas através de microscópio estereoscópico e ótico, isolamento de fungos em meio de cultura BDA, teste imunocromatográfico para 10 vírus, extração de DNA e *nested* PCR para fitoplasma, extração de RNA e RT-PCR utilizando *primers* específicos para os vírus *Strawberry mild yellow edge virus*, *Beet pseudoyellows virus*, *Strawberry pallidosis-associated virus* e *Strawberry chlorotic fleck associated virus*. Foi possível detectar a presença do *Strawberry mild yellow edge vírus* associado ao “vermelhão” do morangueiro na região sul de Minas Gerais.

Palavras-chave: *Fragaria x ananassa*, Teste de RT-PCR, *Strawberry mild yellow edge virus*.

ABSTRACT

The "vermilion" of the strawberry is a disease that can lead to a reduction in productivity, reaching a loss of 100%. It has already been detected in the main producing regions of the country and, up to the present moment, it has not been possible to associate the symptoms with a causal agent. Aiming at the etiological identification of the disease, we collected samples of symptomatic plants in the cities of Estiva, Pouso Alegre and Cambuí (MG) between August 2015 and August 2017. The samples were analyzed through stereoscopic and optical microscope, fungal isolation in BDA culture, immunochromographic test for 10 viruses, DNA extraction and nested PCR for phytoplasma, RNA extraction and RT-PCR using specific primers for *Strawberry mild yellow edge viruses*, *Beet pseudoyellow viruses*, *Strawberry pallidosis-associated virus* and *Strawberry chlorotic fleck associated virus*. It was possible to detect the presence of *Strawberry mild yellow edge virus* associated to the strawberry "vermilion" in the southern region of Minas Gerais.

Keywords: *Fragaria x ananassa*, RT-PCR test, *Strawberry mild yellow edge virus*.

1. INTRODUÇÃO

O morangueiro, pertencente à família Rosaceae, gênero *Fragaria*, é uma planta herbácea, com hábito rasteiro e perene, sendo, porém cultivada como anual por questões fitossanitárias, de manejo e produtividade (RONQUE, 2010).

Seu cultivo possui grande importância social, uma vez que absorve um grande contingente de mão de obra, além de muitas vezes ser a atividade principal em municípios onde é explorada (ANTUNES & REISSER JUNIOR, 2007).

Várias pragas e fitopatógenos, como ácaros, insetos, bactérias, fitoplasmas, fungos, nematóides, vírus, dentre outros, podem ocasionar doenças e, por vezes, danos à cultura (REIS & COSTA, 2011). A doença vulgarmente conhecida como “vermelhão” do morangueiro é um dos entraves à cultura e seus danos podem chegar a 100% (COSTA *et al.*, 2011).

Os sintomas são facilmente perceptíveis. As plantas ficam pouco desenvolvidas e com as folhas mais velhas avermelhadas, apresentando também raízes escuras e pouco desenvolvidas. As plantas com esses sintomas, em geral, não produzem por muito tempo, ou então produzem menos quando comparadas àquelas sadias. Tal doença já foi detectada nas principais regiões produtoras do morangueiro no país, como no Espírito Santo, Minas Gerais, Rio Grande do Sul, São Paulo e no Distrito Federal (HENZ & REIS, 2009).

Ainda não se sabe com exatidão as causas do “vermelhão” do morangueiro, pois ainda não foi possível comprovar-se a associação do sintoma a um agente causal (HENZ & REIS, 2009).

Embora Kmit *et al.* (2011) tenham associado o sintoma do “vermelhão” do morangueiro à presença de *Pestalotia longisetula* já que, após inoculação deste fungo, o sintoma do “vermelhão” foi reproduzido, não foi possível afirmar que este fosse o agente etiológico da doença.

Em estudo realizado por Dara (2013), nos Estados Unidos, supôs-se que o sintoma de “vermelhão” estaria associado a uma doença viral provocada por um complexo de vírus, a qual ocorre apenas quando a mosca branca transmite os vírus *Beet pseudo-yellows virus* e *Strawberry pallidosis associated virus*, juntamente com outros vírus já presentes nas plantas de morangueiro.

Lopes (2014) verificou no estado do Espírito Santo o padrão de distribuição espacial e temporal do “vermelhão” do morangueiro e, após as avaliações, constatou que as plantas doentes se concentravam em focos e seguiam o sentido da linha de plantio, as quais se assemelham ao de doenças bióticas já conhecidas, sugerindo que a doença é provocada por um patógeno que se dissemina possivelmente por algum vetor.

No mundo são citados cerca de 26 vírus infectando o gênero *Fragaria*, sendo que no Brasil, associado ao morangueiro, já foram detectados os vírus *Soybean dwarf virus* (SbDV); *Strawberry crinkle cytorhabdovirus* (SCrV); *Strawberry mild yellow edge virus* (SMYEV); *Strawberry mottle virus* (SMoV); *Strawberry vein banding virus* (SVBV); *Tobacco necrosis virus* (TNV); *Tobacco streak virus* (TSV) (SILVA, 2007; BRIOSO, 2017).

Desta forma, este trabalho teve como objetivo identificar fitopatógenos associados a plantas de morangueiro com “vermelhão” coletadas em municípios do Estado de Minas Gerais.

2. MATERIAL E MÉTODOS

Vinte e três plantas de morangueiro, cultivares ‘San Andreas’, ‘Camarosa’, ‘Oso Grande’, híbrido de ‘Camarosa’ x ‘Saturno’, ‘Albion’ e ‘Festival’, com sintomas de “vermelhão” (Figura 1) e três plantas assintomáticas da cultivar ‘San Andreas’ foram coletadas nos municípios de Cambuí, Estiva e Pouso Alegre (MG), entre os meses de abril de 2016 e agosto de 2017. Estas foram devidamente identificadas, acondicionadas em caixas térmicas com blocos de gelo para manter a temperatura amena, transportadas e mantidas em condições de casa de vegetação associada ao Laboratório Oficial de Diagnóstico Fitossanitário da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ), conforme Tabela 1.



Figura 1. Plantas de morangueiro ‘San Andreas’ (a) e ‘Albion’ (b) com o “vermelhão”.

Tabela 1. Plantas de cultivares de morangueiro com sintoma de “vermelhão” coletadas no Estado de Minas Gerais.

DATA COLETA	LOCAL DE COLETA	CULTIVAR	QUANTIDADE
08/04/2016	Estiva	‘Camarosa’	1
04/06/2016	Estiva	‘Oso Grande’	1
04/06/2016	Estiva	‘Camarosa’	1
28/03/2017	Estiva	Híbrido ‘Camarosa’ x ‘Saturno’	1
17/06/2017	Pouso Alegre	‘San Andreas’	10
17/06/2017	Pouso Alegre	‘Albion’	3
17/06/2017	Pouso Alegre	‘Festival’	1
04/08/2017	Cambuí	‘San Andreas’	5

Para análise fúngica, pecíolo, folhas e raízes sintomáticas foram observados em microscópio estereoscópico Willd e incubados em câmara úmida para indução de possíveis estruturas fúngicas. Fragmentos foliares de amostras sintomáticas e assintomáticas foram desinfestadas (15 minutos em água destilada, deionizada e autoclavada, 15 minutos em NaClO a 0,25%, 15 minutos em água destilada, deionizada e autoclavada), secas em papel de filtro estéril, colocadas em meio de cultura BDA (Batata-Dextrose-Agar) e mantidas em estufa B.O.D. a $23 \pm 1^\circ\text{C}$, com fotoperíodo de 12 h de luz e 12 h de escuro, por 10 dias.

Para a análise bacteriana, o material foi verificado no microscópio ótico Olympus para presença de exsudação bacteriana a partir de fragmentos foliares depositados em uma gota d’água destilada, deionizada e autoclavada sobre uma lâmina, posteriormente, coberta com lamínula de vidro.

Para o teste imunocromatográfico, utilizou-se *kit* da empresa Agdia de acordo com as recomendações do fabricante, a partir de 0,15g de folhas. Foram testados *kits* para 10 vírus, sendo eles: *Arabid mosaic virus* (ArMV) (vírus quarentenário para o Brasil), *Citrus tristeza virus* (CTV), *Cucumber mosaic virus* (CMV), *Maize dwarf mosaic virus* (MDMV), *Peanut stunt virus* (PSV) (vírus quarentenário para o Brasil), *Pepper mild mottle virus* (PMMoV), *Potato virus X* (PVX), *Potato virus Y* (PVY), *Tobacco mosaic virus* (TMV), *Zucchini yellow mosaic virus* (ZYMV)

Para os testes moleculares foram utilizadas 100 mg de amostras foliares das plantas coletadas e sujeitas à extração de DNA com o *DNeasy Plant Mini Kit* (QIAGEN Brasil) e do RNA com o *Plant Mini Kit* (Qiagen Brasil) conforme instruções dos fabricantes.

Para as reações de *nested* PCR de plantas sintomáticas e assintomáticas, foram utilizados para um volume final de 20 µl, 6 µl de água destilada, deionizada e autoclavada, 10 µl de *REDEExtract-N-Amp PCR reaction mix* (Sigma), 01 µl de cada *primer* (*primers* P1/P7 ou R16R2/R16F2n), 02 µl do DNA total extraído com *DNeasy Plant Mini Kit* conforme descrito no IPPC (2016). Como controle da reação quanto à presença de DNA foi utilizado os *primers* 28Sf e 28Sr (*primers* universais para o gene ribossomal 28S de eucarioto) e as mesmas condições anteriormente descritas e conforme descrito no IPPC (2016).

Para as reações de RT-PCR, quanto à presença de cada vírus descrito na Tabela 2, a partir de amostras de plantas sintomáticas e assintomáticas, foram utilizados para um volume final de 50 µl: 17 µl de água destilada, deionizada, tratada com DEPC e autoclavada, 25 µl de 2 X *Mix Reaction* do *kit* SuperScript® III One-Step RT-PCR System with Platinum® *Taq* DNA Polymerase (Thermo Fisher), 01 µl de cada *primer* específico para o vírus descrito na Tabela 2, 02 µl de SuperScript® III RT/Platinum® *Taq* Mix, 04 µl do RNA total extraído com *RNeasy Plant Mini Kit* conforme descrito por Martin & Tzanetakis (2013).

As reações de amplificação foram conduzidas no termociclador PTC-200 (MJ Research) com o programa: 45°C/ 30 minutos, 94°C/ 2 minutos, 40 ciclos de 94°C/ 30 segundos, variável segundo Tabela 2 (temperatura de anelamento) / 30 segundos, 72°C/ 60 segundos, 72°C por 10 minutos; 4°C por cinco minutos.

Tabela 2. Par de *primers*, Temperatura de Anelamento, Tamanho do *Amplicon* para cada vírus testado em amostras de morangueiro com “vermelhão”.

VÍRUS	PRIMERS	TEMPERATURA DE ANELAMENTO (°C)	TAMANHO DO AMPLICON
<i>Beet pseudoyellows virus</i> (BPYV)	Forward: TCATATTAAGGATGCGCAGA Reverse: GAAAGATGTCCRCTAATGATA	55	334
<i>Strawberry pallidosis-associated virus</i> (SPaV)	Forward: GTGTCCAGTTATGCTAGGTC Reverse: TAGCTGACTCATCAATAGTG	55	517
<i>Strawberry chlorotic fleck associated virus</i> (StCFV)	Forward: CGTGGGTGATCGCTAC Reverse: ATACGACGCCTTCTGT	52	392
<i>Strawberry mild yellow edge virus</i> (SPMYEV)	Forward: GTGTGCTCAATCCAGCCAG Reverse: CATGGCACTCATTGGAGCTGGG	52	271

Os *amplicons* (16 μ l) foram analisados por eletroforese em gel de agarose contendo brometo de etídio (10 mg/ ml) a 1% em tampão TAE 1X, sob luz ultravioleta em fotodocumentador *Alpha Innotech Corporation*.

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Foi observado que o sintoma de “vermelhão” surge quando a temperatura começa a diminuir, entre os meses de março e maio, não sendo possível a observação nos meses mais quentes, época de propagação das mudas.

Não foram observadas estruturas fúngicas associados aos sintomas, além de não se detectar exsudação bacteriana em todas as amostras coletadas. No isolamento em meio de cultura BDA não houve crescimento de estruturas fúngicas em todas as amostras coletadas.

Devido à não detecção de *Pestalotia longisetula* (Guba 1961) associado às plantas com “vermelhão”, podemos afirmar que tal patógeno não tem relação com esse sintoma nas plantas coletadas e analisadas, descartando o envolvimento desse fungo levantado por Kmit *et al.* (2011), além de descartar também a associação de outros fungos nas plantas coletadas no sul de Minas Gerais.

No teste imunocromatográfico, o resultado foi negativo para todos os dez vírus testados em todas as amostras coletadas, desfavorecendo a hipótese desses vírus serem possíveis candidatos à associação com o sintoma.

Não houve amplificação de fitoplasma nas amostras coletadas, sintomáticas e assintomáticas, segundo a metodologia adotada (Figura 2).

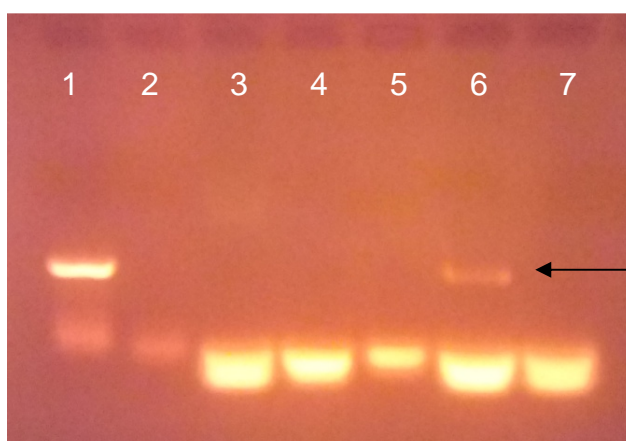


Figura 2. Eletroforese em gel de agarose contendo brometo de etídio (10 mg/ ml) a 1% em tampão TAE 1X a 88 volts por 20 minutos, de amostras de morangueiro analisadas por *nested* PCR: Controle da reação (*primers* 28Sf e 28Sr) (1, 6) - Setas; Controle negativo (2, 7); Controle - amostra de morangueiro ‘San Andreas’ assintomática testada com os *primers* para fitoplasma (5); amostra de morangueiro com sintoma de “vermelhão” - ‘San Andreas’ (3) e ‘Albion’ (4) testadas com os *primers* para fitoplasma.

Através do teste de RT-PCR, para as amostras sintomáticas foi possível obter um *amplicon* de 271 pb (Figura 3), confirmando a presença de *Strawberry mild yellow edge virus* em 61% de plantas sintomáticas coletadas (Tabela 3). Para os demais vírus testados tanto para as amostras sintomáticas e assintomáticas foi obtido resultado negativo (Tabela 3).

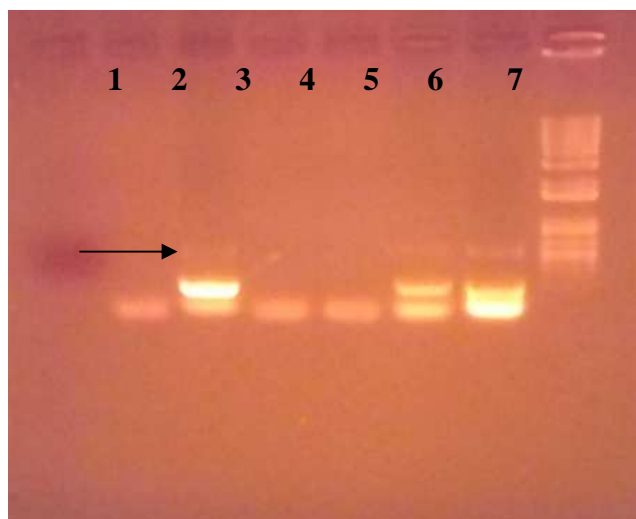


Figura 3. Eletroforese em gel de agarose contendo brometo de etídio (10 mg/ ml) a 1% em tampão TAE 1X a 88 volts por 20 minutos, de amostras de morangueiro: Controle - amostra de morangueiro ‘San Andreas’ assintomática testada com os *primers* para *Strawberry mild yellow edge virus* (1); amostra de morangueiro com sintoma de “vermelhão” - ‘San Andreas’ (2), ‘Albion’ (5) e ‘Oso Grande’ (6) testadas com os *primers* para *Strawberry mild yellow edge virus*, ‘San Andreas’ testada com os *primers* para *Beet pseudoyellows virus* (3) e para *Strawberry pallidosis-associated virus* (4); 1 kb plus DNA Ladder (Thermo Fisher) (7). Amplicon de 271 pb (Setas).

Tabela 3. Vírus detectados em amostras de cultivares de morangueiro com “vermelhão” coletadas nos municípios de Estiva, Pouso Alegre e Cambuí (MG).

VÍRUS	‘Albion’	‘Camarosa’	Festival’	‘Oso Grande’	‘San Andreas’	Cultivar Híbrida
<i>Beet pseudoyellows virus</i> (BPYV)	0/1	nt	0/1	nt	0/1	nt
<i>Strawberry pallidosis-associated virus</i> (SPaV)	0/3	nt	0/1	nt	0/11	nt
<i>Strawberry chlorotic fleck associated virus</i> (StCFV)	0/1	nt	0/1	nt	0/1	nt
<i>Strawberry mild yellow edge virus</i> (SMYEV)	2/3	2/2	0/1	1/1	8/15	1/1

*Numerador – Plantas positivas; Denominador – Total de plantas testadas; nt – não testado.

Nas amostras analisadas não foram detectados os vírus *Beet pseudoyellows virus* e *Strawberry pallidosis associated virus* e, portanto, tais vírus não estão correlacionados com o “vermelhão” no sul de Minas Gerais (Brasil), contrariando os resultados obtidos por Dara (2013) em amostras de morangueiro nos Estados Unidos.

A transmissão de *Strawberry mild yellow edge virus* é feita por afídeos tendo uma relação do tipo circulativa (MARTIN & TZANETAKIS, 2013) e, tal fato explica os dados obtidos por Lopes (2014) na distribuição do “vermelhão” em áreas de cultivo de morangueiro no Espírito Santo.

No Brasil, dependendo da cultivar, sempre que ocorre a doença do “vermelhão” em morangueiro, ocorre a presença do *Strawberry mild yellow edge virus*, seja em infecção simples ou infecção mista (outros vírus), indicando desta forma que tal estirpe viral está associada à doença denominada de “vermelhão”, no Estado de Minas Gerais.

Embora exista legislação nacional, emitida pelo MAPA (Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento), associada a vírus quarentenários (*Arabis mosaic virus*, *Strawberry latent ringspot virus*) ou não quarentenários (*Beet pseudoyellows virus*) para o Brasil e relacionada à aquisição de mudas importadas de cultivares de morangueiro, não há qualquer exigência para testes de indexação para outros vírus no território nacional.

Desta forma, com relação ao “vermelhão”, uma vez que o morangueiro se propaga por via vegetativa e o vírus associado ao “vermelhão” se dissemina principalmente por inseto vetor (afídeo) com uma relação do tipo circulativa, se faz necessário, o estabelecimento de um programa de indexação de mudas de morangueiro quanto à presença ou não de *Strawberry mild yellow edge virus* na planta matriz aliado ao controle do inseto vetor e selecionar cultivares que sejam resistentes de forma a minimizar as perdas assinaladas pelos produtores no sul de Minas Gerais, com relação a essa doença.

4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANTUNES, L. E. C.; REISSER JÚNIOR, C. Fragole, i produttori brasiliani mirano all' esportazione in Europa. **Frutticoltura** (Bologna), v. 69, p. 60-65, 2007.

BRIOSO, P. S. T. Laboratório Oficial de Diagnóstico Fitossanitário (L.O.D.F.). Laboratório de Virologia Vegetal e Viróides (L.VV.VI). **Lista de espécies vegetais infectadas naturalmente com Vírus ou Viróides no Brasil**. Criado em 2014. Disponível em: <<http://www.fito2009.com/fitop/fitoplalistavirolbrasil.htm>> Acesso em: 22 de março de 2017.

COSTA, H; VENTURA, J. A.; LOPES, U. P. **Manejo integrado de doenças do morangueiro**. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE OLERICULTURA, 51. Horticultura Brasileira 29. Viçosa ABH.S5856-5877, 2011.

DARA, S. **Strawberries and vegetables**. Increased whitefly risk to strawberries as a pest and a vector of the viral disease, pallidosis-related decline, 2013.

HENZ, G. P.; REIS, A. **“vermelhão” do morangueiro: a doença misteriosa**. 2009. (Embrapa Hortaliças. Comunicado Técnico 70).

INTERNATIONAL PLANT PROTECTION CONVENTION (IPPC). ISPM 27 - **Diagnostic protocols for regulated pests**. DP 12: Phytoplasmas. 2016. 16p.

KMIT, M. C. P.; MORANDI, M. A. B.; CALEGARIO, F. F. **Associação de *Pestalotiopsis longisetula* no Desenvolvimento do “vermelhão” em Morangueiro**. In: CONGRESSO PAULISTA DE FITOPATOLOGIA, 34., 2011, Campinas. Resumos... Campinas: Grupo Paulista de Fitopatologia, 2011.

LOPES, U. P. **Doenças do morangueiro: etiologia, epidemiologia e sensibilidade a fungicidas**. Viçosa, MG: Universidade Federal de Viçosa, 2014. Originalmente apresentada como tese de Doutorado (Fitopatologia). 67p.

MARTIN, R. R.; TZANETAKIS, I. E. High risk strawberry viruses by region in the United States and Canada: Implications for certification, nurseries, and fruit production. **Plant Disease**. 97: 1358-1362. 2013.

REIS, A.; COSTA, H. **Principais doenças do morangueiro no Brasil e seu controle**. 2011. 09p. (Embrapa Hortaliças. Circular Técnica 96).

RONQUE, E. R. V. **A Cultura do Morangueiro**. Curitiba: EMATER-PR, 2010. 52p.

SILVA, F. N. **Deteção e caracterização biológica e molecular de vírus em acessos antigos de macieira e *Strawberry mild yellow edge virus* em morangueiro**. Dissertação (mestrado). Centro de Ciências Agroveterinárias/ UDESC, Lages. 2007. 82 p.

CAPÍTULO II

OCORRÊNCIA DE FITOPLASMA EM MORANGUEIRO NO SUL DE MINAS GERAIS

RESUMO

A cultura do morangueiro possui diversos entraves, sendo o mais limitante o fitossanitário, uma vez que pode acarretar em sérios prejuízos ao produtor. Um agente causador de perdas à cultura é o fitoplasma, o qual torna os frutos inconsumíveis devido à filoidia. Este trabalho teve como objetivo detectar fitoplasma em plantas sintomáticas na cultura do morangueiro da principal região produtora de Minas Gerais. Plantas de morangueiro com filoidia foram coletadas no município de Estiva (MG) e submetidas à extração de DNA de diferentes partes das plantas e *nested* PCR. Foi obtido um *amplicon* de 1200 pb confirmando a presença de fitoplasma nas amostras com filoidia.

Palavras-chave: *Fragaria x ananassa*, *Mollicutes*, Filoidia.

ABSTRACT

The strawberry crop has several obstacles, being the most limiting the phytosanitary, since it can cause in serious damages to the producer. One agent causing losses to the crop is phytoplasma, which renders the fruit unusable due to phylloid. This work aimed to detect phytoplasma in symptomatic plants in the strawberry crop of the main producing region of Minas Gerais. Phylloid strawberry plants were collected in the city of Estiva (MG) and submitted to DNA extraction from different plant parts and *nested* PCR. A 1200 bp *amplicon* was obtained confirming the presence of phytoplasma in the phyllophyte samples.

Keywords: *Fragaria x ananassa*, *Mollicutes*, Phylloid.

1. INTRODUÇÃO

O morangueiro é uma planta herbácea de hábito rasteiro, pertencente à família Rosaceae, gênero *Fragaria* L. Há desde espécies diplóides a espécies octaplóides, compondo a vasta variabilidade, permitindo uma maior amplitude de adaptação e qualidade das cultivares comerciais. Sua propagação é por via vegetativa, utilizando-se os estolões, uma importante via de contaminação das plantas descendentes caso as matrizes não apresentem uma boa sanidade (OLIVEIRA & SANTOS, 2003; FORTES, 2003).

A cultura é, em muitos casos, a única fonte de renda de algumas famílias e principal gerador de atividades nos municípios onde é explorada, absorvendo uma vasta contingência de mão de obra (ANTUNES & REISSER JUNIOR, 2007). Além disso, é uma importante fonte de vitaminas C e possui compostos fenólicos que agem como antioxidantes naturais, tem atividade anticarcinogênica, reduzem doenças coronarianas e possuem ação bactericida e fungicida (ROCHA *et al.* 2008).

Dentre os possíveis fitopatógenos que incidem na cultura do morangueiro temos os fitoplasmas, que fazem parte da Classe *Mollicutes*, infectando aproximadamente 200 espécies botânicas. Os fitoplasmas são parasitas obrigatórios que colonizam os elementos crivados do floema e, além disso, habitam no interior de insetos (cigarrinhas ou psílídeos), sendo estes, vetores do organismo, estando presentes em todas as partes do mundo e induzem a doenças de grande impacto econômico sendo que alguns desses fitoplasmas são tidos como quarentenários para o Brasil (BRIOSO & POZZER, 2014).

Em morangueiro, a ação de fitoplasma, dependendo do grupo e da cultivar, induz sintomatologia que vai desde virescência em flores e frutos, filoidia, malformação de folhas e superbrotamento dos ramos (BERTACCINI *et al.*, 1997; ANDERSEN *et al.*, 1998).

A nível mundial, em morangueiro já foram assinalados dezesseis grupos 16SrRNA de fitoplasma e uma espécie '*Candidatus Phytoplasma fragariae*' provocando diferentes sintomas nas plantas (WIKIPEDIA, 2017).

Estudos realizados por Sittolin *et al.* (1998) detectaram pela primeira vez no Brasil a ação de fitoplasma em morangueiro 'Dover', no Estado do Paraná. As plantas apresentavam sintomas de virescência, filoidia e redução de desenvolvimento e a detecção deu-se através de microscopia eletrônica de transmissão.

No estado do Espírito Santo, plantas de morangueiro 'Camino Real', 'Oso Grande' com expressiva filoidia de frutos, foram analisadas através de microscopia eletrônica, teste de *nested* PCR e sequenciamento genômico indicando a presença de três grupos de fitoplasma: Grupo 16SrI, 16SrIII e 16SrXIII (MELO, 2008).

Em lavoura comercial da cultura de morangueiro em Estiva, sul do estado de Minas Gerais, observou-se, em baixa incidência, plantas apresentando filoidia em frutos de morangueiro. Desta forma, objetivou-se identificar o agente associado a tal sintomatologia nas amostras coletadas através de teste molecular utilizando a técnica de *nested* PCR.

2. MATERIAL E MÉTODOS

Foram coletadas, no município de Estiva (MG), quatro plantas de morangueiro oriundas do cruzamento com a 'Camino Real' apresentando frutos com filoidia (Figura 1) assim como planta assintomática utilizada como controle, entre os meses de agosto de 2016 a maio de 2017.

Estas foram devidamente identificadas e transportadas em caixas térmicas, com blocos de gelo, e encaminhadas para o Laboratório Oficial de Diagnóstico Fitossanitário da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, campus Seropédica (RJ).



Figura 1. Planta de morangueiro oriundas do cruzamento com 'Camino Real' com sintoma de filoidia nos frutos (setas).

As amostras foram desinfestadas (15 minutos em água destilada, deionizada e autoclavada, 15 minutos em NaClO a 0,25%, 15 minutos em água destilada, deionizada e autoclavada), secas em papel de filtro estéril, e submetidas à extração do DNA total, a partir de 0,1g de tecido superbrotado nos frutos (FM3), pétalas e sépalas (FM2), do pecíolo do fruto (FM1) e de planta assintomática (FM4) utilizando-se o *DNeasy Plant Mini Kit* (QIAGEN Brasil) para a extração do DNA, seguindo protocolo do fabricante.

Para as reações de *nested* PCR de plantas sintomáticas e assintomáticas, foram utilizados para um volume final de 20 μ l, 6 μ l de água destilada, deionizada e autoclavada, 10 μ l de *REDEExtract-N-Amp PCR reaction mix* (Sigma), 01 μ l de cada *primer* (*primers* P1/P7 ou R16R2/R16F2n), 02 μ l do DNA total extraído com *DNeasy Plant Mini Kit* conforme descrito no IPPC (2016).

Como controle da reação quanto à presença de DNA foi utilizado os *primers* 28Sf e 28Sr (*primers* universais para o gene ribossomal 28S de eucarioto) e as mesmas condições anteriormente descritas, conforme descrito no IPPC (2016).

As reações de amplificação foram conduzidas no termociclador PTC-200 (MJ Research) com o programa: *primers* P1/P7: 94°C/ 2 minutos; 40 ciclos de 94°C/ 30 segundos, 53°C/ 30 segundos, 72°C/ 1 minuto; 72°C/ 10 minutos; 4°C/ 5 minutos; com os *primers* R16F2n/ R16R2 e produtos da reação com os *primers* P1/P7 diluídos 30 vezes em água destilada, deionizada e autoclavada,: 94°C/ 2 minutos; 40 ciclos de 94°C/ 30 segundos, 50°C/ 30 segundos, 72°C/ 1 minuto; 72°C/ 10 minutos; 4°C/ 5 minutos.

Os *amplicons* (16 μ l) foram analisados por eletroforese em gel de agarose contendo brometo de etídio (10 mg/ ml) a 1% em tampão TAE 1X, sob luz ultravioleta em fotodocumentador Alpha Innotech Corporation.

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

A extração do DNA total resultou em amostras com boa qualidade e em quantidade para as amplificações subsequentes conforme indicado no controle da reação através da presença de *amplicon* com 500 pb obtidos com os *primers* 28Sf e 28Sr.

Nas amostras que apresentavam filoidia nos frutos, foi possível a detecção de fitoplasma pela presença de um *amplicon* de 1200 pb, a partir de DNA total das folhas, pétalas e sépalas e também do pecíolo. Já nas amostras de plantas assintomáticas utilizadas não houve qualquer amplificação.

Embora, o morangueiro tenha como principais produtores os estados de Espírito Santo, Goiás, Minas Gerais, Paraná, Rio Grande do Sul, Santa Catarina, São Paulo e Distrito Federal no Brasil até 2017, tenha sido registrado fitoplasma distribuídos em 36 famílias botânicas e 95 espécies vegetais correspondendo a 10 grupos e oito sub-grupos (16SrI; 16SrI-B; 16SrII; 16SrIII; 16SrIII-B; 16SrIII-J, 16SrIII-U, 16SrIII-V; 16SrV; 16SrVI-I; 16SrVII; 16SrVII-B; 16SrIX; 16SrXII; 16SrXIII; 16SrXV-A) RFLP do gene 16S rRNA em 18 Estados (BA, CE, ES, GO, MA, MG, MS, PA, PB, PE, PI, PR, RJ, RN, RS, SC, SE, SP e no Distrito Federal), somente dois estados (ES, PR) dentre os maiores produtores assinalaram a presença de fitoplasma no seu cultivo (SITTOLIN *et al.*, 1998; MELO, 2008; COSTA *et al.*, 2011; BRIOSO & POZZER, 2014; BRIOSO, 2017).

Desta forma, os resultados obtidos neste trabalho evidenciam o primeiro relato de infecção por fitoplasma em plantas de morangueiro no Estado de Minas Gerais.

Embora, a incidência no cultivo de morangueiro seja baixa e assinalada, até o momento, na ‘Camino Real’ (no estado do Espírito Santo), ‘Dover’ (no estado do Paraná), ‘Oso Grande’ (no estado do Espírito Santo) e híbridos de ‘Camino Real’ (no estado de Minas Gerais), essa infecção por fitoplasma nos indica a presença de possível inseto vetor (no caso, possivelmente, cigarrinha) e de possível resistência genética ao fitopatógeno nas diversas cultivares plantadas.

Segundo Seemüller & Harries (2010), o nível de resistência ou de suscetibilidade genética a fitoplasma para algumas culturas é influenciado pelo tipo de desenvolvimento da cultura, pela atividade do vetor, pela estirpe de fitoplasma e pela exposição da cultura a surtos anteriores de fitoplasma, se houver algum. Além do que, em geral, a resistência a fitoplasma em uma cultura é governada por um único par de genes homozigoto dominante.

No caso do cultivo do morangueiro no Brasil, o fato acima mencionado pode estar ocorrendo, já que o fitoplasma tem sido relatado em poucas cultivares e em baixa incidência. Tal observação deve ser, portanto, considerada na elaboração de estratégia de controle adequada e eficiente para este fitopatógeno na cultura do morangueiro bem como no melhoramento genético do mesmo visando o controle de fitoplasma no cultivo.

4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ANDERSEN, M. T.; LONGMORE, J.; LIEFTING, L. W.; WOOD, G. A.; SUTHERLAND, P. W.; BECK, D. L.; FORSTER, R. L. S. Phormium yellow leaf phytoplasma is associated with strawberry lethal yellow disease in New Zealand. **Plant disease**, St. Paul, v. 82, n. 6, p. 606-609, 1998.
- ANTUNES, L. E. C.; REISSER JÚNIOR, C. Fragole, i produttori brasiliani mirano all' esportazione in Europa. **Frutticoltura** (Bologna), v. 69, p. 60-65, 2007.
- BERTACCINI, A.; VIBIO, M.; PASTORE, M.; RECUPERO, S.; GUERRINI, S.; GRIMALDI, D. Nested-PCR assays for detection of phytoplasmas in strawberry. **Acta Horticulture**, Leuven, v. 439, p. 787 – 790, 1997.
- BRIOSO, P. S. T. Brasil - Fitoplasma ("Phytoplasma"). **Hospedeiros no Brasil**. Disponível em: <<http://www.fito2009.com/fitop/fitoplasmas.html>> Acesso em: 22 de março de 2017.
- BRIOSO, P. S. T.; POZZER, L. Fitoplasmas Quarentenários para o Brasil. Revisão, Diagnose e Perspectivas Futuras. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, v. 22, p. 69-115, 2014.
- COSTA, H.; VENTURA, J. A.; LOPES, U. P. Manejo integrado de doenças do morangueiro **Horticultura brasileira**, v.29, n. 2 (Suplemento - CD ROM), 1-22. 2011.
- FORTES, R. L. Produção de Mudas Básicas. In: LEITE, E. J.; ANDRADE, L. M. (Coord.). **Frutas do Brasil: Morango – Produção**. 1ª ed. Brasília, DF: Embrapa, 2003. 81p.
- INTERNATIONAL PLANT PROTECTION CONVENTION (IPPC). ISPM 27 - **Diagnostic protocols for regulated pests**. DP 12: Phytoplasmas. 2016. 16p.
- MELO, L. A. **Identificação molecular de fitoplasmas associados ao amarelo da abobrinha-da-moita e á filodia de frutos do morangueiro**. Dissertação de mestrado. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Piracicaba, Brasil. 2008.
- OLIVEIRA, M. A. C.; SANTOS, A. M. Classificação botânica, origem e evolução. In: LEITE, E. J.; ANDRADE, L. M. (Coord.). **Frutas do Brasil: Morango – Produção**. 1ª ed. Brasília, DF: Embrapa, 2003. 81p.
- ROCHA, D. A.; ABREU, C. M. P.; CORRÊA, A. D.; SANTOS, C. D.; FONSECA, E. W. N. Análise comparativa de nutrientes funcionais em morangos de diferentes cultivares da região de Lavras-MG. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 30, n. 4, p. 1124 – 1128, 2008.
- SEEMÜLLER, E. & HARRIES, H. **Plant resistance**. In: WEINTRAUB, P. G. & JONES, P. Phytoplasmas. Genomes, plant hosts and vectors. CAB Internacional, USA, 2010, 348pp.
- SITTOLIN, I. M.; PAVAN, M. A. & MONTEIRO, S. B. Ocorrência de fitoplasma em morangueiro cultivar Dover, no estado do Paraná. **Summa Phytopathology**. 24: 60. 1998.

CAPÍTULO III

FITOPATÓGENOS EM LAVOURA DE MORANGUEIRO NO SUL DE MINAS GERAIS

RESUMO

O morangueiro (*Fragaria x ananassa*) é uma cultura com alta suscetibilidade a pragas e doenças. Objetivando realizar um levantamento extensivo dos fitopatógenos associados à cultura durante um ciclo completo de cultivo, procedemos à coleta de amostras sintomáticas e, através de microscópio ótico, isolamento em meio de cultura, teste de PCR. Foi possível detectar e diagnosticar a presença dos fungos *Alternaria alternata*, *Cladosporium* sp., *Colletotrichum acutatum*, *Colletotrichum gloeosporioides*, *Fusarium* sp., *Mycosphaerella fragariae*, *Oidium* sp. (fase anamórfica de *Podosphaera aphanis*), *Pestalotia longisetula*, *Phomopsis obscurans*, *Ramularia grevilleana* (fase anamórfica de *Mycosphaerella fragariae*), *Rhizopus stolonifer*; myxomycota *Diachea leucopoda*; da bactéria *Xanthomonas fragariae* e do nematóide *Meloidogyne* sp.

Palavras-chave: Bactéria, Fungo, Myxomycota, Nematóide, Teste de PCR.

ABSTRACT

The strawberry (*Fragaria x ananassa*) is a crop with high susceptibility to pests and diseases. In order to carry out an extensive survey of the phytopathogens associated with the culture during a complete cycle of culture, we proceeded to the collection of symptomatic samples and, through optical microscopy, isolation in culture medium, PCR test. It was possible to detect and diagnose the presence of fungi *Alternaria alternata*, *Cladosporium* sp., *Colletotrichum acutatum*, *Colletotrichum gloeosporioides*, *Fusarium* sp., *Mycosphaerella fragariae*, *Oidium* sp. (anamorphic phase of *Podosphaera aphanis*), *Pestalotia longisetula*, *Phomopsis obscurans*, *Ramularia grevilleana* (anamorphic phase of *Mycosphaerella fragariae*), *Rhizopus stolonifer*; myxomycota *Diachea leucopoda*; of the bacterium *Xanthomonas fragariae* and of the nematode *Meloidogyne* sp.

Keywords: Bacteria, Fungus, Myxomycota, Nematode, PCR test.

1. INTRODUÇÃO

O morangueiro, *Fragaria x ananassa* Duch., é a espécie do grupo das pequenas frutas de maior expressão econômica, sendo produzida e apreciada nas mais variadas regiões do mundo (RIGON et al., 2005).

É uma cultura com alta suscetibilidade a pragas e doenças sendo esse o fator que mais restringe sua produção, uma vez que limitam a obtenção de altos rendimentos (MAAS, 1998)

Embora, no mundo, em morangueiro seja assinalado pelo menos 3 bactérias, 2 chytrídeos, 17 (16 grupos e uma espécie) fitoplasmas, 105 fungos, 2 myxomycotas, 50 nematóides, 15 straminipilas e 26 vírus, esses números crescem a cada ano e as interações destes fitopatógenos têm aumentado consideravelmente à medida que novas cultivares e/ou cultivares exóticas suscetíveis a estes fitopatógenos têm sido introduzida nas áreas de cultivo desta espécie vegetal.

Segundo Reis & Costa (2011), no Brasil as doenças de maior importância na cultura do morangueiro são as de origem bacteriana: mancha angular; de origem fúngica: antracnose, mancha de dendrofoma, mancha de diplocarpon, mancha de micosphaerela, mancha de pestalotiopsis, mofo cinzento, murcha de verticílio, oídio, podridão de frutos, podridão de phytophthora, podridão de raízes, podridão de rhizoctonia, podridão de rhizopus; de origem viral: encrespamento do morangueiro, clorose marginal do morangueiro, faixa das nervuras; de origem desconhecida: “vermelhão”.

Levantamentos contínuos e atuais sobre a ação de pragas e fitopatógenos em diversas culturas auxiliam em decisões mais rápidas e eficazes para a elaboração da estratégia de controle de forma a minimizar os danos causados por tais agentes na respectiva cultura.

Levantamentos atualizados sobre fitopatógenos em morangueiro no sul de Minas Gerais são escassos e se limitam à informação sem comprovação científica ou que se baseiam exclusivamente na sintomatologia apresentada pela hospedeira ou em informações bibliográficas gerais que são extrapoladas para uma região de cultivo. Este é o caso da citação feita por Freitas (2014), para o sul de Minas Gerais em que o mesmo cita, somente, doenças fúngicas e bacterianas associadas ao morangueiro.

Desta forma, este trabalho objetiva realizar um levantamento extensivo dos fitopatógenos associados ao morangueiro no sul de Minas Gerais.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Detecção de Fungo e Myxomycota:

As coletas foram realizadas, quinzenalmente, na região sul do Estado de Minas Gerais no período de março a outubro do ano de 2016 em lavoura de morangueiro no Sítio Dois Irmãos, bairro Olaria, na cidade de Estiva (MG), totalizando vinte e quatro coletas.

Foram realizadas varreduras por toda a lavoura na identificação de sintomas de possíveis doenças, registrando por meio de fotografias. Plantas e/ou partes de plantas (folhas, estolões, pseudofrutos) com sintomas de doenças foram coletadas, identificadas, armazenadas em envelopes de papel e armazenadas na geladeira até que fossem levadas para o Laboratório Oficial de Diagnóstico Fitossanitário (L.O.D.F.) da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ).

Amostras identificadas como doenças fúngicas foram examinadas em microscópio estereoscópico Willd e lâminas foram preparadas em lactofenol de amann com azul de algodão e observadas ao microscópio ótico Olympus BX 41 para a visualização de estrutura fúngica. Diante da impossibilidade de identificação imediata, pela análise direta, foram adotados dois procedimentos: câmara úmida para indução de formação de estruturas reprodutivas fúngicas e/ou isolamento fúngico em meio BDA (Batata-Dextrose-Agar) associado á incubação em B.O.D. na temperatura de $23 \pm 1^\circ\text{C}$ por 7 a 10 dias. Após o isolamento, as colônias foram purificadas, seguida de identificação morfológica ao microscópio ótico Olympus BX 41 e, quando necessário, identificadas através de Teste de PCR.

Para a extração de DNA fúngico foi adotado o *DNeasy Plant Mini Kit* (QIAGEN BRASIL) seguindo instruções do fabricante ou através de lise do micélio da amostra e amplificação seletiva do DNA genômico pela ação de soluções contidas no *Redextract-N-AMPTM Plant PCR Kit* (Sigma) sendo o teste de PCR realizado com o *Redextract-N-AMPTM Plant PCR Kit* (Sigma) segundo instruções do fabricante.

A visualização dos *amplicons* foi realizada através da eletroforese em 1,2% de agarose com brometo de etídio (10 mg/ml) em tampão TAE 1X a 88 volts por 15 a 20 minutos seguido da observação em transiluminador de luz ultravioleta.

Para a identificação molecular de fungo do gênero *Colletotrichum* foi adotado os *primers* e condições de amplificação descrito por Sreenivasaprasad *et al.* (1996); para o gênero *Mycosphaerella* foi adotado os *primers* e condições de amplificação descrito por Arzanlou *et al.* (2007).

De forma a cumprir os Postulados de Koch alguns dos isolados foram inoculados em plantas de morangueiro sadias e re-isolado em meio BDA.

2.2 Detecção de Bactéria:

Folhas de morangueiro 'Portola', com anasarca, foram coletadas em maio de 2016, no bairro Massaranduba, município de Pouso Alegre (MG), identificadas, acondicionadas em sacolas plásticas e transportadas em caixas térmicas até o Laboratório Oficial de Diagnóstico Fitossanitário (L.O.D.F.).

Foram feitos cortes em cima das lesões sobre lâminas com uma gota de água e analisadas no microscópio ótico Olympus BX 41, observando a presença ou não de exsudação bacteriana. Logo após, foi realizado o isolamento em meio 523 e incubação em B.O.D. na temperatura de $23 \pm 1^\circ\text{C}$ por 7 dias (MARIANO, 2000).

As colônias foram purificadas, realizado o teste de coloração de Gram, inoculadas por picada com estilete através da gota de suspensão bacteriana depositada em folha de morangueiro e reisoladas para comprovar a patogenicidade da bactéria (IPPC, 2016).

2.3 Detecção de Nematóide:

Foram coletadas cinco plantas de morangueiro ‘Portola’ em viveiro de produtor de mudas no município de Estiva (MG), acondicionadas em sacos plásticos, identificados e transportados em caixa térmica ao L.O.D.F da UFRRJ.

As raízes foram lavadas e observadas as galhas no sistema radicular e, posterior dissecação do tecido com estilete para a observação da fêmea do nematóide ao microscópio estereoscópico.

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 Fungos e Myxomycota:

Nas amostras sintomáticas (Figura 1) coletadas foram detectados e identificados através de características morfológicas (Figura 1) e/ou moleculares (Figura 2 e 3) a presença dos fungos *Alternaria alternata*, *Cladosporium* sp., *Colletotrichum acutatum*, *Colletotrichum gloeosporioides*, *Fusarium* sp., *Mycosphaerella fragariae*, *Oidium* sp. (fase anamórfica de *Podosphaera aphanis*), *Pestalotia longisetula*, *Phomopsis obscurans*, *Ramularia grevilleana* (fase anamórfica de *Mycosphaerella fragariae*), *Rhizopus stolonifer* assim como a presença do myxomycota *Diachea leucopoda*.



Figura 1. Fitopatógenos detectados em cultivo de morangueiro no sul de Minas Gerais: (A) Mancha de *Mycosphaerella fragariae*, (B) *Ramularia grevilleana* (fase anamórfica de *Mycosphaerella fragariae*), (C) Mancha de *Pestalotia longisetula* em ‘Saturno’, (D) acérvulo de *Pestalotia longisetula*, (E) conídios de *Pestalotia longisetula*, (F) Antracnose causadas por espécies de *Colletotrichum* em estolões (G) e frutos, (H) seca de *Alternaria alternata*, (I) *Oidium* sp. (fase anamórfica de *Podosphaera aphanis*) em frutos, (J) Seca foliar de *Cladosporium* sp., (K) Mancha de *Phomopsis obscurans*, (L) Myxomycota *Diachea leucopoda* em folha.

As manchas ocasionadas por *Alternaria alternata* e *Cladosporium* sp. ocorreram no cultivo do morangueiro em condições esporádicas.

Os fungos do gênero *Colletotrichum* Corda encontram-se entre os dez fungos de maior importância agrícola no mundo. O sintoma de antracnose em morangueiro é causado por mais de uma espécie de *Colletotrichum*, afetando desde rizomas aos meristemas apicais. Tem alta incidência com temperaturas amenas e alta umidade. São disseminadas através de mudas já infectadas e através de gotas de água (MAAS, 1998; SMITH & BLACK, 1990; HOWARD *et al.*, 1992).

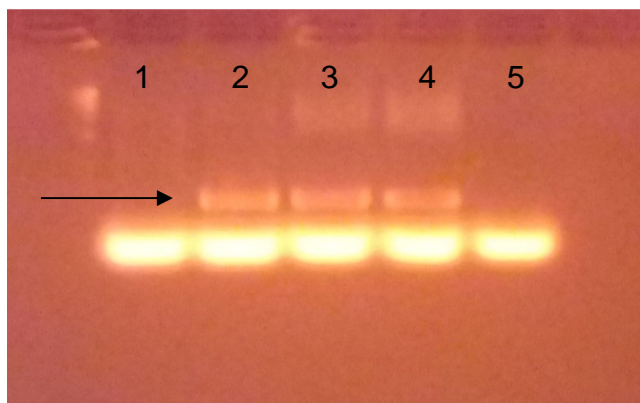


Figura 2. Eletroforese em gel de Agarose a 1,2% contendo brometo de etídio (10 mg/ml) a 88 volts: Controle negativo (1); DNA de isolado de *Colletotrichum* amplificado com os *primers* para *Colletotrichum acutatum* (Amplicon com 490 pb – seta) (2, 3, 4); DNA de isolado de *Colletotrichum* amplificado com os *primers* para *Colletotrichum gloeosporioides* (5).

De acordo com Darolt (2005) o fungo *Mycosphaerella fragariae*, fase sexuada de *Ramularia grevilleana*, é o problema fitossanitário mais grave que ocorre na cultura do morangueiro, ocasionando manchas nas folhas, as quais diminuem a realização da fotossíntese que está diretamente relacionada à produtividade. Esse fungo foi detectado em todas as coletas realizadas, independentemente das condições climáticas, na fase assexuada, a qual é responsável pela rápida disseminação (fase epidêmica), portanto torna-se necessária intervenção desde a primeira detecção de tal fitopatógeno na cultura.

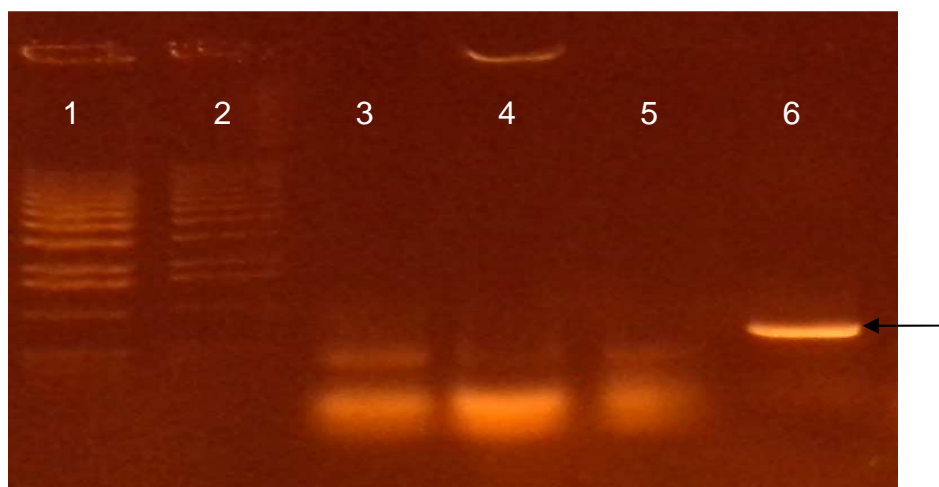


Figura 3. Eletroforese em gel de Agarose a 1,2% contendo brometo de etídio (10 mg/ml) a 88 volts: 1, 2 - 1 kb *plus* DNA Ladder; 3, 4, 5 – Amplicon de *Badnavirus* de 579 pb; 6 – DNA de micélio de *Mycosphaerella* sp. (*primers* ACTF e ACTR) isolado de folhas de Morangueiro (Amplicon com 820 pb – seta).

Oidium sp. (fase anamorfica de *Podosphaera aphanis*) apresentam-se sobre folhas e frutos em micélio pulverulento de coloração branca, sendo incidente nos períodos de baixa precipitação. Seu manejo se dá através do plantio de cultivares resistentes e/ou uso de fungicidas (COSTA *et al.*, 2011).

Já a Mancha de Pestalotia (*Pestalotia longisetula*) é uma doença de ocorrência recente no Brasil, segundo Reis & Costa (2011). Esse fungo provoca lesões foliares de coloração castanho-escuro, com a presença de acérvulos do fungo no centro das lesões. Sua disseminação se dá pelo impacto da gota d'água (DIAS *et al.*, 2007). Seu controle, portanto, pode ser feito através do uso de irrigação por gotejamento e plantio de cultivares mais resistentes.

Fusarium sp. está associado à podridão de raízes e *Rhizopus stolonifer* está associado à podridão de frutos, principalmente pós colheita. A presença de ambos durante as coletas foram em baixa incidência (COSTA *et al.*, 2011).

Diachea leucopoda foi citado associado a 'Camino Real' no Estado de São Paulo e em condições de temperatura elevada e alta umidade (DOMINGUES *et al.*, 2012). A presença deste agente no sul do Estado de Minas Gerais constitui num primeiro registro do mesmo nesse Estado e, possivelmente, tenha entrado no Estado através de mudas contaminadas oriundas do Estado de São Paulo.

Embora Lorenzetti (2012) tenha citado a presença de *Colletotrichum acutatum*, *Colletotrichum gloeosporioides* em frutos de morangueiro e Freitas (2014) tenha citado em morangueiro no sul de Minas Gerais: *Botrytis cinerea*, *Colletotrichum acutatum*, *Colletotrichum fragariae*, *Diplocarpon earlianum*, *Fusarium* sp., *Mycosphaerella fragariae*, *Pestalotiopsis* sp., *Podosphaera aphanis* (= *Sphaerotheca macularis*), *Rhizoctonia* spp., *Sclerotium rolfsii*, *Verticillium dahliae*, *Verticillium* sp., a presença dos fungos *Alternaria alternata*, *Cladosporium* sp., *Oidium* sp. (fase anamórfica de *Podosphaera aphanis*), *Phomopsis obscurans*, *Ramularia grevilleana* (fase anamórfica de *Mycosphaerella fragariae*), *Rhizopus stolonifer* além do myxomycota *Diachea leucopoda* em lavoura comercial do fruto, nos remete a importância de ser considerado a elaboração de estratégia de controle mais eficiente para tais agentes no sul de Minas Gerais.

Dentre as medidas gerais de controle recomendadas por Simon *et al.* (2005) para a cultura do morangueiro é bem provável que a mais eficiente seria o uso de cultivares resistentes.

A presença de novos fungos e de myxomycota na região sul de Minas Gerais pode estar relacionada à troca constante de cultivares na região aliado à aquisição de mudas de outros estados e/ou regiões sem a verificação da suscetibilidade aos fungos e myxomycota acima assinalados bem como da sua devida indexação e certificação fitossanitária.

3.2 Bactéria

As amostras coletadas apresentavam na face abaxial (inferior) das folhas pequenas lesões com aspecto encharcado (anasarca) e a face adaxial (superior) apresentava manchas angulares amareladas, que quando observadas contra a luz apresentam-se transparentes, de coloração verde-claro a amarelo (Figura 4). Em microscópio ótico foi possível observar exsudação bacteriana saindo das folhas com as lesões, as colônias cresceram em meio 523 apresentando coloração amarelo claro e no teste de coloração de Gram mostrou-se Gram-negativa. Estas análises confirmaram a presença de *Xanthomonas fragariae*.



Figura 4. Folhas de morangueiro ‘Portola’ apresentando anasarca na face abaxial e lesões angulares amareladas (setas).

Essa bactéria encontra-se geograficamente distribuída na Europa, Ásia, América do Norte e América do Sul, relatada e erradicada na África e na Oceania. Ela sobrevive no solo e em resíduos de folhas da cultura, sendo fontes de inoculo primário para posteriores plantios. Pode sobreviver em folhas infectadas secas por pelo menos dois anos e meio, armazenadas em laboratório. São disseminadas através da água da chuva, irrigação e pelo vento, penetrando através dos estômatos (EPPO).

3.3 Nematóide

Foram observadas galhas nas raízes de morangueiro e, ao microscópio estereoscópico após a dissecação dessas galhas, foi possível a visualização de fêmeas de *Meloidogyne* sp.

No Brasil já foram associadas a morangueiro cerca de 23 espécies de nematóides, sendo que no Sistema Agrofit do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento só existem nematicidas recomendados para *Aphelenchoides besseyi* Christie, 1942, *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949, *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey, 1929) Filipjev & S. Stekhoven, 1941, *Pratylenchus zaei* Graham, 1951.

Desta forma, como estratégia de controle para estes agentes o mais recomendado seria o uso de cultivares resistentes, embora, tenhamos pouca informação no momento relacionada à resistência genética de morangueiro a nematóides (P.S.T. BRIOSO, comunicação pessoal).

3.4 Considerações Finais

A presença de bactéria, fungos, myxomycota e nematóide acima assinalados em cultivo de morangueiro no sul do Estado de Minas Gerais nos remete à elaboração de estratégia de controle imediata e eficaz, de forma a minimizar os danos causados por tais fitopatógenos a esta cultura.

4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ARZANLOU, M.; ABELN, E. C. A.; KEMA G. H. J., WAALWIJK, C.; CARLIER, J.; DE VRIES, I.; GUZMÁN, M., CROUS, P. W. Molecular diagnostics for the Sigatoka disease complex of banana. **Phytopathology** 97:1112-1118. 2007.

COSTA, H; VENTURA, J. A.; LOPES, U. P. **Manejo integrado de doenças do morangueiro**. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE OLERICULTURA, 51. Horticultura Brasileira 29. Viçosa ABH.S5856-5877, 2011.

DAROLT, M. R. **Morango: sistema orgânico apresenta viabilidade técnica, econômica e ecológica**. 2001. Disponível em: <http://www.portaldoagronegocio.com.br>. Acesso: 20 maio 2017.

DIAS, M. S. C.; SILVA, J. J. C.; PACHECO, D. D.; RIOS, S. A.; LANZA, F. E. Produção de morangos em regiões não tradicionais. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 28, n. 236, p. 24-33, jan./fev. 2007.

DOMINGUES, R. J.; TOFOLI, J. G.; FERRARI, J. T.; NOGUEIRA, E. M. C. **Primeiro registro de ocorrência de *Diahea leucopodia* (Bull.) Rostaf. (1874) em cultivo de morangueiro no Brasil**. Instituto Biológico de São Paulo. Documento Técnico número 15: 1-9. 2012.

EPPO. Data sheets on quarantine organisms No. 135, *Xanthomonas fragariae*. CABI/EPPO contract 90/399003.

FREITAS, J. A. **Controle biológico de *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) em morangueiro no sul de Minas Gerais**. Dissertação (Mestrado). ESALQ. Piracicaba, São Paulo. 2014. 63 pg.

HOWARD, C.M., MAAS, J.L., CHANDLER, C.K. & ALBREGTS, E.E. Anthracnose of strawberry caused by the *Colletotrichum* complex in Florida. **Plant Disease** 76:976-981. 1992.

INTERNATIONAL PLANT PROTECTION CONVENTION (IPPC). ISPM 27 - **Diagnostic protocols for regulated pests**. Annex 14 (2016) - DP 14: *Xanthomonas fragariae*. 2016. 14p.

LORENZETTI, E. R. **Controle de doenças do morangueiro com óleos essenciais e *Trichoderma* spp**. Tese (doutorado). Universidade Federal de Lavras, Minas Gerais. 2012. 106p.

MARIANO, R. L. R. ed. **Manual de práticas em fitobacteriologia**. Universidade Federal de Pernambuco. Recife, PE. 171p. 2000.

MAAS, J. L. **Compendium of strawberry diseases**. 2 ed. St. Paul: APS Press, 1998. 98 p.

REIS, A.; COSTA, H. **Principais doenças do morangueiro no Brasil e seu controle**. 2011. 09p. (Embrapa Hortaliças. Circular Técnica 96).

RIGON, L.; CORRÊA, S.; REETZ, E.; VENCATO, A.; ROSA, G.R.; BELING, R.R. Pequenas frutas. **Anuário Brasileiro da Fruticultura**, Santa Cruz do Sul, v. 1, n. 1, p. 90-97, 2005.

SIMON, N.; MENEGUZZO, A.; CALGARO, A. **Sistema de Produção de Morango para Mesa na Região da Serra Gaúcha e Encosta Superior do Nordeste**. Disponível em <https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Morango/MesaSerraGaucha/doencas.htm>. 2005. Acesso em: 22 março 2017.

SMITH, B.J. & BLACK, L.L. Morphological, cultural, and pathogenic variation among *Colletotrichum* species isolated from strawberry. **Plant Disease** 74:69-76. 1990.

SREENIVASAPRASAD, S.; SHARADA, K.; BROWN, A. E.; MILLS, P. R. PCR-based detection of *Colletotrichum acutatum* on strawberry. **Plant Pathology** 45(4): 650-655. 1996.

CAPÍTULO IV

FLUTUAÇÃO POPULACIONAL DO ÁCARO-RAJADO NA CULTURA DO MORANGUEIRO NO MUNICÍPIO DE ESTIVA (MG)

RESUMO

O ácaro-rajado (*Tetranychus urticae*) é a principal praga da cultura do morangueiro, pois pode provocar altos níveis de danos, acarretando a redução da produção e consequentemente à renda obtida. Este trabalho teve como objetivo estudar a dinâmica populacional do ácaro-rajado na cultura do morangueiro. As coletas foram realizadas quinzenalmente no município de Estiva (MG), uma das maiores regiões produtoras de morango do país, em uma lavoura de sistema convencional. Foram coletadas folhas de 20 plantas aleatórias de duas cultivares ('Oso Bola' e 'Saturno'). O material foi acondicionado em caixas térmicas e transportado para o Laboratório Oficial de Diagnóstico Fitossanitário da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, sendo então, observados em microscópio estereoscópico e contados os ácaros rajados adultos. As médias das coletas foram analisadas comparando-as com dados de temperatura e umidade máxima e mínima do local. Verificou-se que a dinâmica populacional do ácaro rajado teve similaridade quando comparadas as duas cultivares, porém há preferência dos ácaros por 'Saturno'. O fitófago teve seu pico populacional nos períodos com menor umidade e de temperatura mais alta.

Palavras-chave: *Fragaria x ananassa*, *Tetranychus urticae*, Suscetibilidade.

ABSTRACT

The spider mite (*Tetranychus urticae*) is the main pest of the strawberry crop, as it can cause high levels of damage, resulting in reduced production and consequently the income obtained. This work aimed to study the population dynamics of the spider mite in the strawberry crop. The collections were held fortnightly in the municipality of Estiva (MG), one of the largest strawberry producing regions of the country, in a conventional system. Leaf samples of 20 random plants of two cultivars ('Oso Bola' and 'Saturn') were collected. The material was packed in thermal boxes and transported to the Official Laboratory of Phytosanitary Diagnosis of the Federal Rural University of Rio de Janeiro, where it was observed under a stereomicroscope and counted the adult split mites. The collection averages were analyzed comparing them with data of temperature and maximum and minimum humidity of the place. It was verified that the population dynamics of the brindle mite had similarity when compared to the two cultivars, however, there is preference of the mites for 'Saturn'. The phytophagus had its peak population in periods with lower humidity and higher temperature.

Keywords: *Fragaria x ananassa*, *Tetranychus urticae*, Susceptibility.

1. INTRODUÇÃO

O cultivo de morangueiro (*Fragaria x ananassa* Duchesne) absorve uma vasta contingência de mão de obra, principalmente a familiar, além de muitas vezes ser a principal fonte de renda de algumas famílias e o gerador de atividades nos municípios onde a cultura é explorada, portanto muito importante na agricultura familiar (ANTUNES & JUNIOR, 2007).

Segundo Freitas (2014), 55% da produção nacional de morangueiro concentra-se no Estado de Minas Gerais, havendo uma estimativa de 5500 produtores associados a tal produção.

Os ácaros correspondem ao segundo maior grupo de artrópodes após os insetos. São organismos diminutos que vivem em diversos habitats. Segundo Moraes & Flechtmann (2008), há no Brasil cerca de 20 a 30 espécies de ácaros que causam sérios danos às plantas cultivadas e, dentre estes, os principais são: *Brevipalpus phoenicis* (Geuskens, 1939) (Acari: Tenuipalpidae), *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) (Acari: Tetranychidae) e *Polyphagotarsonemus latus* (Banks, 1904) (Acari: Tarsonemidae).

O ácaro-rajado (*T. urticae*) é uma praga cosmopolita, atacando as folhas desenvolvidas na face inferior, ocasionando lesões branco-prateadas. A face superior apresenta lesões cloróticas, tornando-se bronzeadas. Quando o ataque é intenso, as folhas secam e caem e, além disso, tecem teias sobre as folhas, reduzindo a taxa fotossintética e a transpiração das plantas, acarretando na redução do número, peso e na qualidade dos morangos (BOTTON *et al.*, 2005).

Na cultura do morangueiro, o ataque do *T. urticae* pode reduzir a produção dos pseudofrutos em até 80%, quando estes atingem o ponto máximo de desenvolvimento de sua população, sem controle ou com controle incorreto (BOTTON *et al.*, 2005).

De acordo com levantamento feito no município de Estiva (MG), todos os produtores têm sérios problemas com o ácaro-rajado na cultura do morangueiro. Um dado que chama a atenção é que 50% desses produtores utilizam produtos fitossanitários antes mesmo do surgimento de pragas e/ou doenças, levando a ser questionado se o manejo das mesmas está sendo praticado de forma correta (RIBEIRO, 2015).

Conforme Sato (2016), a utilização indiscriminada de inseticidas e acaricidas pode levar à resistência de pragas aos compostos ativos dos produtos químicos aplicados, tornando-se resistentes a quase todos os produtos encontrados no mercado, dificultando o seu controle.

Devido aos grandes danos que *T. urticae* causa, principalmente, às espécies cultivadas, o estudo desta praga se torna uma necessidade em busca da redução dos prejuízos causados bem como o estabelecimento de um manejo eficiente e racional de tal praga. Sendo assim, este trabalho teve como objetivo verificar a flutuação populacional do ácaro-rajado em lavoura de morangueiro no município de Estiva (MG) em duas cultivares da espécie vegetal, correlacionado com os dados climáticos (Temperatura e Umidade) obtidos no local da lavoura.

2. MATERIAL E MÉTODOS

As coletas, a intervalos de quinze dias, foram realizadas no sítio Dois Irmãos, localizado no município de Estiva (MG), no período de fevereiro a setembro de 2016. O sítio encontra-se a uma altitude de 1200 metros do nível do mar, latitude -22.477176 e longitude -46.058486, e a lavoura de morangueiro foi conduzida no sistema convencional (canteiros suspensos no solo, sistema de irrigação por gotejamento, cobertos com túnel baixo e uso de produtos fitossanitários). Não houve qualquer interferência por parte do pesquisador na condução da lavoura.

Foram realizadas quatorze coletas em oito meses (datas das coletas: 27/02/2016, 12/03/2016, 25/03/2016, 08/04/2016, 22/04/2016, 07/05/2016, 21/05/2016, 04/06/2016, 18/06/2016, 02/07/2016, 16/07/2016, 30/07/2016, 13/08/2016, 10/09/2016), sendo que até a quarta coleta (08/04/2016), deram-se no canteiro de produção de mudas e as demais no canteiro de produção do pseudofruto.

Coletou-se 40 folhas desenvolvidas das cultivares ‘Saturno’ e ‘Oso Bola’, uma folha por planta, sendo 20 de cada cultivar, escolhidas aleatoriamente. Estas foram acondicionadas em sacos plásticos preto, devidamente identificados e posteriormente transportadas em caixas térmicas, com bolsas de gelo para manter a temperatura baixa durante o transporte para o Laboratório Oficial de Diagnóstico Fitossanitário (L.O.D.F.) da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ).

Em microscópio estereoscópico Willd com aumento de 250 vezes, as folhas de morangueiro foram analisadas na parte abaxial e adaxial, sendo contados todos os ácaros-rajados adultos encontrados.

Para verificar a densidade populacional em ambas as cultivares, os dados foram expressos como indivíduos adultos/folha sendo adotada uma planilha, feita em programa Excell, registrando também os dados locais de temperatura máxima e mínima do ar, umidade máxima mínima do ar através do aparelho Incoter e, anotado se o produtor aplicou algum produto fitossanitário na lavoura.

Os dados foram transformados, para que tivesse distribuição normal, utilizando a fórmula $\sqrt{x+0.5}$, obteve-se a média aritmética e então se comparou se havia diferença entre as cultivares, através de teste de média e desvio padrão, e cada coleta com os dados climáticos (temperatura e umidade) obtidos do local (média quinzenal), além de verificar a utilização de produtos fitossanitários. Os resultados obtidos foram analisados e submetidos à análise de correlação de Pearson, ao nível de 5% de probabilidade.

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Nas coletas dos dias 27 de fevereiro a 08 de abril de 2016, as quais foram realizadas no canteiro de produção das mudas, não foram encontrados ácaro-rajado adultos.

Conforme Figura 1 nota-se que a população de *T. urticae* foi baixa no mês de junho, com médias de 0,7 e 5,6 ácaros adultos/folha na ‘Oso Bola’ e ‘Saturno’, respectivamente e, tendo o pico populacional no mês de agosto, com médias de 15,1 e 24,1 ácaros adultos/folha em ‘Oso Bola’ e ‘Saturno’, respectivamente. Na última coleta realizada no dia 10 de setembro de 2016, as médias de ácaro-rajado adulto encontrados foram 10,5 e 11,3 indivíduos adultos/folha. Estas médias baixas podem ser explicadas pelo fato de terem sido encontradas ninfas de crisopídeos nas folhas, ácaros predadores, além das médias de umidade terem aumentado.

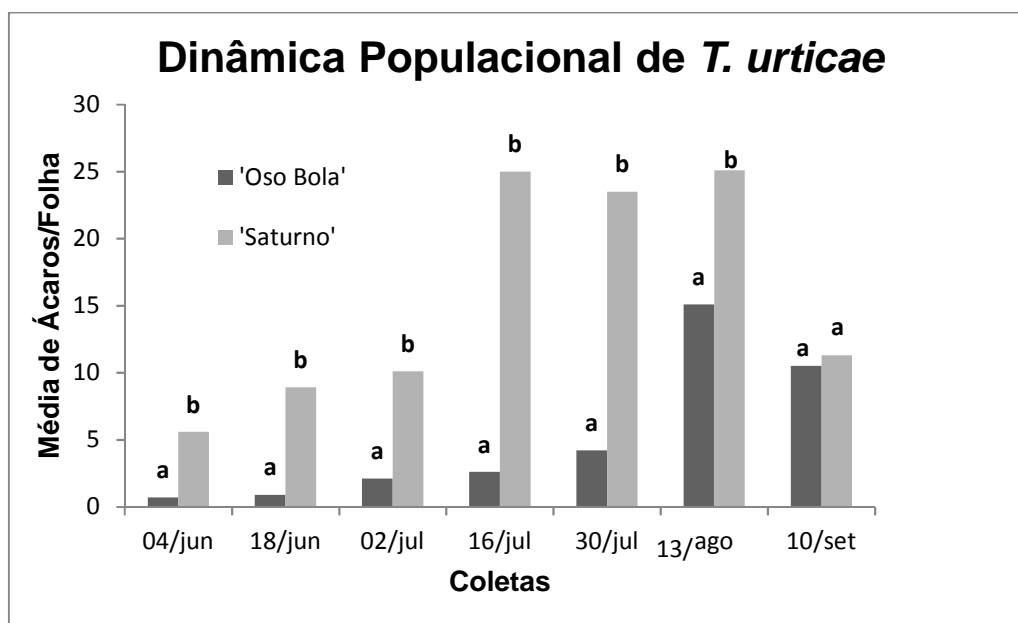


Figura 1. Dinâmica populacional de *Tetranychus urticae* em duas cultivares (‘Oso Bola’ e ‘Saturno’) de morangueiro em Estiva (MG), em 2016.

O ciclo de vida de *Tetranychus urticae* Koch varia de acordo com a temperatura e umidade, sendo que na temperatura de 25°C seu ciclo dura de dez a doze dias. Temperaturas acima de 30°C e umidade relativa do ar menores que 60% aceleram o tempo de desenvolvimento da praga em até sete dias. Presença de poeira nas folhas também favorecem o desenvolvimento e instalação da espécie no cultivo (TANAKA et al., 2000; ZHANG, 2003; NICASTRO & SATO, 2008). Isso explica o aumento da população do ácaro-rajado em meados de julho conforme assinalado no presente trabalho.

A população do ácaro-rajado adulto foi crescente e similar nas duas cultivares, entretanto, com diferenças significativas entre elas. Em meados de julho, a ‘Saturno’ teve uma grande diferença em relação a ‘Oso Bola’, observando-se, portanto que há maior preferência do ácaro pela ‘Saturno’.

Comparando a dinâmica populacional do fitófago em questão, nota-se que há correlação direta com os dados climáticos, conforme Figura 2, observando que a diferença das médias encontradas entre as coletas de 02 de julho e 16 de julho correlacionam-se com o aumento da média da temperatura máxima e mínima e queda da umidade máxima e mínima no mesmo período, sendo favoráveis ao desenvolvimento do ácaro.

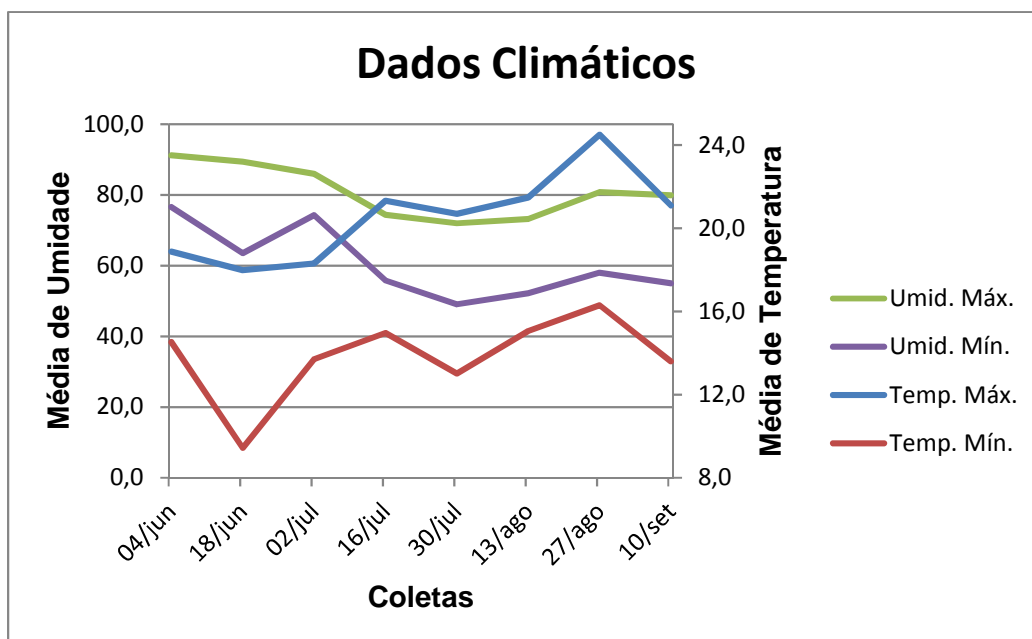


Figura 2. Médias de Temperatura e Umidade obtidas quinze dias antes de cada coleta.

No dia 13 de agosto já era possível observar a produção de teias características dessa espécie e a alta população incidente, conforme Figura 3.



Figura 3. Ácaro-rajado em alta densidade sobre produção de teias em ‘Saturno’.

Além disso, o produtor aplicou sete vezes o inseticida acaricida Kraft® 36 EC (abamectina) nas datas 06/05/2016, 19/05/2016, 24/05/2016, 31/05/2016, 13/06/2016, 19/06/2016 e 18/08/2016 e mesmo assim, não houve controle da praga indicando uma possível resistência do ácaro a esse produto na região de cultivo.

Através da matriz de correlação de Pearson (Tabela 1) pode-se observar que temperatura e umidade são inversamente proporcionais em relação a população do ácaro rajado. Ou seja, as coletas tiveram maior influência pela menor média de umidade máxima e pela maior média de temperatura máxima uma vez que as coletas encontram-se em condições

climáticas bem distintas umas das outras; o número de indivíduos têm maior correlação com a maior média de temperatura máxima e menor média de umidade máxima, confirmando que há correlação direta dos fatores ambientais, principalmente em relação a menores valores de umidade máxima, na dinâmica populacional de *T. urticae* na cultura do morangueiro.

Tabela 1. Matriz de Correlação de Pearson relativa a *T. urticae* em morangueiro cultivado em Estiva (MG), em 2016, com os dados médios de Temperatura e Umidade do local.

	Temperatura máxima	Temperatura mínima	Umidade máxima	Umidade mínima
Indivíduos	0.606	0.306	-0.617	-0.567

Em negrito, valores significativos (exceto diagonal) no nível de significância alfa = 0,050 (teste de duas colas).

Freitas (2014) avaliou plantios comerciais em sistema de produção orgânico e convencional, nos municípios de Cambuí, Estiva e Senador Amaral (MG) no ano de 2012, na ‘Albion’, entre julho e dezembro. Constatou resultados diferentes entre os municípios. Em Cambuí, os níveis de ocorrência do ácaro-rajado foram sempre baixos nos dois sistemas de produção, sendo o número de ácaros no sistema orgânico maior que no sistema convencional no mês de novembro, nas demais não ocorreram diferenças significativas. Em Estiva, os níveis de ácaro-rajado encontrados foram altos apenas em novembro no cultivo convencional, sendo muito baixos em setembro, não sendo observado diferenças significativas entre os cultivos em julho e setembro. Em Senador Amaral, os níveis de ocorrência mostraram-se altos em julho no sistema convencional e em setembro no sistema orgânico. Comparando os dois sistemas de produção nos três municípios, não foi observado diferença significativa em relação à densidade média do ácaro-rajado. No entanto, cita que o alto nível de ocorrência do ácaro-rajado em novembro no município de Estiva ocorreu em função da evolução de resistência, com as frequentes aplicações de agrotóxicos.

Em estudo realizado no Distrito Federal, Graciano *et al.* (2010), avaliaram a flutuação populacional de ácaro-rajado em três áreas, sendo uma com cultivo orgânico e as outras duas em sistema convencional e túnel baixo, contando ovos, ninfas e adultos. Verificaram que a população de *T. urticae* foi baixa no sistema orgânico e alta nos cultivos convencionais, com picos populacionais entre junho e agosto, meses de seca, confirmando que os fatores climáticos afetam a dinâmica populacional dessa praga.

Lourenção *et al.* (2000) avaliaram o comportamento de dezoito clones de morangueiro em relação à atratividade, colonização e preferência para oviposição de *Tetranychus urticae* Koch. Em casa de vegetação, plantas da linhagem T-0104 e da ‘Blakemore’, ‘Raritan’ e ‘Princesa Isabel’ apresentaram danos inferiores às das cultivares ‘Cruz’ e ‘Oso Grande’, assim como o número de ácaros por unidade de área foliar também foi menor em ‘IAC Princesa Isabel’ quando comparadas a ‘Cruz’, ‘Dover’ e ‘Fern’. Em condições de laboratório, a oviposição foi semelhante nas diversas cultivares. ‘Floridabelle’, ‘IAC Campinas’ e ‘New Jersey 7335-5’ demonstraram-se menos atrativas e menor oviposição, enquanto que ‘IAC Guarani’ foi o mais suscetível. Das três cultivares brasileiras testadas, ‘IAC Campinas’ e ‘IAC Princesa Isabel’ podem ser consideradas como portadoras de resistência ao ácaro-rajado comparável à das melhores cultivares desenvolvidas com esse fim. Esse trabalho mostra que há diferença entre cultivares quanto a atração do ácaro-rajado, sendo portanto um importante aliado no controle cultural, uma vez que pode-se buscar cultivares menos suscetíveis à praga.

Essa diferença entre as cultivares pode ser explicada por mecanismos que atuam na proteção das plantas contra ataque de pragas. Podem ser atribuídos à densidade dos tricomas glandulares e até mesmo a produção e liberação de metabólitos secundários de defesa,

expressando barreiras químicas e físicas das plantas contidos no interior desses tricomas, liberando enzimas oxidativas que dificultam o caminhar e alimentação do ácaro (STEINITE & LEVINSH, 2003; BRAGA *et al.*, 2009).

A diferença apresentada entre 'Oso Bola' e 'Saturno' abre a perspectiva de um futuro melhoramento do morangueiro visando a resistência ou tolerância ao ácaro rajado sendo portanto uma medida complementar na estratégia de controle a ser adotada contra a praga no sul de Minas Gerais.

4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ANTUNES, L. E. C.; REISSER JÚNIOR, C. Fragole, i produttori brasiliani mirano all' esportazione in Europa. **Frutticoltura** (Bologna), v. 69, p. 60-65, 2007.
- BOTTON, M., *et al.* Sistema de produção de morango para mesa na região da serra gaúcha e encosta superior do Nordeste. **Embrapa Uva e Vinho**, 2005.
- BRAGA, F. T.; NUNES, C. F.; FAVERO, A. C.; PASQUAL, M.; CARVALHO, J. G.; CASTRO, E. M. Características anatômicas de mudas de morangueiro micropropagadas com diferentes fontes de silício. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 44, n. 2, p. 128-132, 2009.
- FREITAS, J. A. **Controle biológico de *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) em morangueiro no sul de Minas Gerais**. Dissertação (Mestrado). ESALQ. Piracicaba, São Paulo. 2014. 63 pg.
- GRACIANO, F. A. M.; MICHEREFF FILHO, M.; GUIMARÃES, J. A.; BARBOZA, E. A.; MAGALHÃES, F. D. N.; JUNQUEIRA, A. M. R. Flutuação populacional do ácaro rajado em morangueiro no Distrito Federal. 2010. **Horticultura Brasileira** 28: S737-S743.
- LOURENÇÃO, A. L.; MORAES, G. J.; PASSOS, F. A.; AMBROSANO, G. M. B.; SILVA, L. V. F. **Resistência de Morangueiros a *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae)** Anais da Sociedade Entomológica do Brasil 29 (2): 339-346. 2000.
- MORAES, G. J.; FLECHTMANN, C. H. W. **Manual de Acarologia: Acarologia básica e ácaros de plantas cultivadas no Brasil**. Ribeirão Preto: editora Holos. 2008. 308p.
- NICASTRO, R. L.; SATO, M. E. Biologia comparada de linhagens de *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) resistente e suscetível a milbemectin. **Biológico**, São Paulo, v. 70, n. 2, p. 107-216, jul./dez. 2008.
- RIBEIRO, N. **Produção de morango em Estiva-MG: Perfil dos produtores assessorados pela EMATER-MG**. Seropédica, RJ: Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 2015. Originalmente apresentada como trabalho de conclusão de curso (Agronomia). 28p.
- SATO, M. Pragas resistentes são sério problema para a agricultura no Brasil. **Scientific American Brasil**. 2016. Disponível em: http://www2.uol.com.br/sciam/noticias/pragas_resistentes_sao_serio_problema_para_a_agricultura_no_brasil.html. Acesso em: 22 maio 2017.
- STEINITE, I.; IEVINSH, G. Possible role of trichomes in resistance of strawberry cultivars against spider mite. **Acta Universitatis Latviensis**, v. 662, p. 59 – 65, 2003.
- TANAKA, M. A. S.; BETTI, J. A.; PASSOS, F. A.; TRANI, P. E.; MACEDO, A. C. (Coord.) **Manejo integrado de pragas e doenças do morangueiro**. Campinas: Secretaria de Agricultura e Abastecimento, 2000. V. 5, 61 p.
- ZHANG, Z. Q. **Mites in greenhouse: identification, biology and control**. Cambridge: CABI, 2003. 244 p

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Através da metodologia adotada no presente trabalho foram detectados e diagnosticados os fitopatógenos em cultivo de morangueiro no sul de Minas Gerais: *Strawberry mild yellow edge virus*, associado ao “vermelhão” do morangueiro; o fitoplasma associado à filoidia nos pseudofrutos; a bactéria *Xanthomonas fragariae* associada à anasarca foliar; os fungos *Alternaria alternata*, *Cladosporium* sp., *Colletotrichum acutatum*, *Colletotrichum gloeosporioides*, *Fusarium* sp., *Mycosphaerella fragariae*, *Oidium* sp., *Pestalotia longisetula*, *Phomopsis obscurans*, *Ramularia tulasnei* (fase anamórfica de *Mycosphaerella fragariae*) e *Rhizopus stolonifer*; o myxomycota *Diachea leucopoda*; o nematóide do gênero *Meloidogyne*.

A dinâmica da população de ácaro-rajado foi crescente e similar nas duas cultivares (‘Oso Bola’ e ‘Saturno’) utilizadas, porém há preferência pela ‘Saturno’. Há correlação direta do aumento da população do ácaro quando a umidade máxima do ar decresce e a temperatura máxima cresce.