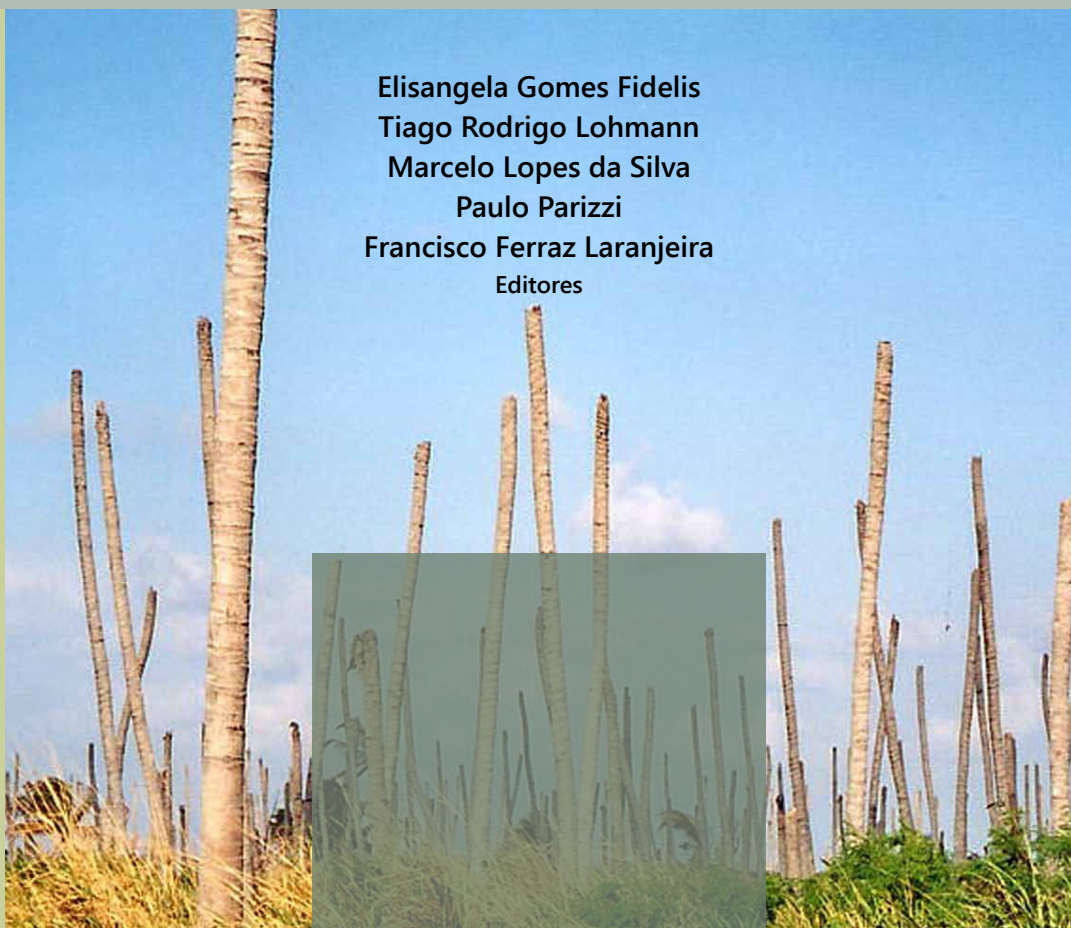


PRIORIZAÇÃO

DE PRAGAS QUARENTENÁRIAS AUSENTES NO BRASIL

**Elisangela Gomes Fidelis
Tiago Rodrigo Lohmann
Marcelo Lopes da Silva
Paulo Parizzi
Francisco Ferraz Laranjeira**
Editores



Embrapa

*Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Embrapa Roraima
Embrapa Mandioca e Fruticultura
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento*

PRIORIZAÇÃO DE PRAGAS QUARENTENÁRIAS AUSENTES NO BRASIL

**Elisangela Gomes Fidelis
Tiago Rodrigo Lohmann
Marcelo Lopes da Silva
Paulo Parizzi
Francisco Ferraz Laranjeira
Editores Técnicos**

*Embrapa
Brasília, DF
2018*

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

Embrapa Roraima

Rodovia BR 174 Km 8 sn
CEP 69301-970, Boa Vista, Roraima
Fone: (95) 4009-7100
Fax: (69) 3222-0409
www.embrapa.br
www.embrapa.br/fale-conosco/sac

Embrapa Mandioca e Fruticultura

Rua Embrapa, s/n, Caixa Postal 07,
44380-000, Cruz das Almas - Bahia
Fone: (75) 3312-8048
Fax: (75) 3312-8097
www.embrapa.br
www.embrapa.br/fale-conosco/sac

Unidades responsáveis pelo conteúdo

Embrapa Roraima

Comitê de Publicações da Unidade

Presidente

Aloisio Alcantra Vilarinho

Secretário-executivo

Newton de Lucena Costa

Membros

Antônio Carlos Centeno Cordeiro,

Hyanameyka Evangelista de Lima Primo,

Jane Maria Franco e Oliveira, Karine Dias Batista,

Maria Fernanda Berlingieri Durigan, Patricia da Costa,

Roberto Dantas de Medeiros

Unidade parceira responsável pela edição

Embrapa Mandioca e Fruticultura

Coordenação editorial

Elisangela Gomes Fidelis

Francisco Ferraz Laranjeira

Marcelo Lopes da Silva

Supervisão editorial

Aldo Vilar Trindade

Revisão de texto

Luiz Edwilson Frazão

Normalização

Jeana Garcia Beltrao Macieira

Projeto gráfico e Editoração eletrônica

Anapaula Rosário Lopes

Tratamento de imagens

Giovane Alcântara

Fotos da capa

Michel Dollet

1ª edição

on-line (2018)

Todos os direitos reservados.

A reprodução não autorizada desta publicação, no todo ou em parte,
constitui violação dos direitos autorais (Lei nº 9.610).

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

Embrapa Roraima

Priorização de Pragas Quarentenárias ausentes no Brasil / editores
técnicos, Elisangela Gomes Fidelis... [et al.]. – Brasília, DF: Embrapa, 2018.

E-book : il. color.
ISBN 978-85-7035-892-9

1. Praga quarentenária. 2. Defesa Fitossanitária. 3. Praga invasora. I. Lohmann, Tiago
Rodrigo. II. Silva, Marcelo Lopes da. III. Parizzi, Paulo. IV. Laranjeira, Francisco Ferraz.
V. Embrapa Roraima.

CDD. 634.96

Jeana Garcia Beltrão Macieira (CRB 11/589)

© Embrapa, 2018

Autores

Abi Soares dos Anjos Marques

Engenheira-agrônoma, doutora em fitopatologia, pesquisadora da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, DF

Adalécio Kovaleski

Engenheiro-agrônomo, doutor em entomologia, pesquisador Embrapa Uva e Vinho, Bento Gonçalves, RS

Adilson Lopes Lima

Engenheiro-agrônomo, doutor em fitopatologia, pesquisador da Embrapa Amapá, Macapá, AP

Alexandre Ferreira da Silva

Engenheiro-agrônomo, doutor em fitotecnia, pesquisador da Embrapa Soja, Londrina, PR

Alexandre Furtado Silveira Mello

Engenheiro-agrônomo, doutor em fitopatologia, pesquisador da Embrapa Hortaliças, Brasília, DF

Alice Kazuko Inoue-Nagata

Engenheira-agrônoma doutora em fitopatologia, pesquisadora da Embrapa Hortaliças, Brasília, DF

Aline Nondillo

Bióloga, doutora em Ciências Biológicas, Professora EBTT Instituto Federal do Rio Grande do Sul, Campus Vacaria, Vacaria, RS

Andrea Lucchi

Doutor em entomologia, Professor Assistente da Università di Pisa, Pisa, Itália

Antonio Souza do Nascimento

Engenheiro-agrônomo, doutor em entomologia, pesquisador da Embrapa Mandioca e Fruticultura, Cruz das Almas, BA

Catarina C. Mattos Sobrinho

Engenheira-agrônoma, mestre em produção vegetal, fiscal estadual agropecuário da Agência Estadual de Defesa Agropecuária da Bahia, Salvador, BA

Cláudio Marcelo Gonçalves Oliveira

Engenheiro-agrônomo, doutor em fitopatologia, Laboratório de Nematologia, Instituto Biológico, Alameda dos Videiros, SP

Cleber Bastos Novais

Engenheiro-agrônomo, doutor em fitopatologia, Auditor Fiscal Agropecuário/Pesquisadora da CEPLAC, Marituba, PA

Clidenor Mendes Wolney Valente

Engenheiro-agrônomo, auditor fiscal federal agropecuário do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, Brasília, DF

Cristiane Ramos de Jesus Barros

Bióloga, doutor em entomologia, pesquisador da Embrapa Amapá, Macapá, AP

Dalci de Jesus Bagolin

Engenheiro-agrônomo, mestre em Defesa Sanitária Vegetal, auditor fiscal federal agropecuário do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, Cuiabá, MT

Decio Luiz Gazzoni

Engenheiro-agrônomo, mestre em Entomologia, pesquisador da Embrapa Soja, Londrina, PR

Denise Navia

Bióloga, doutora em entomologia, pesquisadora da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, DF

Dionísio Luiz Pisa Gazziero

Engenheiro-agrônomo, doutor em agronomia, pesquisador da Embrapa Soja, Londrina, PR

Edson Hirose

Engenheiro-agrônomo, doutor em entomologia, pesquisador da Embrapa Soja, Santo Antônio de Goiás, GO

Eduardo Chumbinho de Andrade

Engenheiro-agrônomo, doutor em fitopatologia, pesquisador da Embrapa Mandioca e Fruticultura, Cruz das Almas, BA

Elisangela Gomes Fidelis

Engenheira-agrônoma, doutora em Entomologia, pesquisadora da Embrapa Roraima, Boa Vista, RR

Eudes de Arruda Carvalho

Engenheiro-agrônomo, doutor em fitopatologia, pesquisador da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, DF

Fernanda Antinolfi Lovato

Engenheira-agrônoma, doutorado em ciências biológicas, auditora fiscal federal agropecuário do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, Brasília, DF

Fernanda Rausch Fernandes

Engenheira-agrônoma, doutora em fitopatologia, pesquisadora da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, DF

Fernando Haddad

Engenheiro-agrônomo, doutor em fitopatologia, pesquisador da Embrapa Mandioca e Fruticultura, Cruz das Almas, BA

Francisco Ferraz Laranjeira

Engenheiro-agrônomo, doutor em fitopatologia, pesquisador da Embrapa Mandioca e Fruticultura, Cruz das Almas, BA

Francisco Miguel de Assis Filho

Engenheiro-agrônomo, doutor em fitopatologia, auditor fiscal federal agropecuário do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, Recife, PE

Giovani Olegário da Silva

Engenheiro-agrônomo, doutor em agronomia (fitopatologia), pesquisador da Embrapa Hortaliças, Brasília, DF

Jadir Borges Pinheiro

Engenheiro-agrônomo, doutor em agronomia (fitopatologia), pesquisador da Embrapa Hortaliças, Brasília, DF

Jairo João Carbonari

Engenheiro-agrônomo, doutor em entomologia, auditor fiscal federal agropecuário do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, Porto Alegre, RS

José da Silva Souza

Engenheiro-agrônomo, mestre em economia rural, pesquisador da Embrapa Mandioca e Fruticultura, Cruz das Almas, BA

Juliana Ribeiro Alexandre

Engenheira-agrônoma, Auditora fiscal federal agropecuário do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, Brasília, DF

Karina Peres Gramacho

Engenheira-agrônoma, doutora em fitopatologia, Auditora Fiscal Agropecuário/Pesquisadora da CEPLAC, Ilhéus, BA

Lucas da Ressurreição Garrido

Engenheiro-agrônomo, doutor em fitopatologia, pesquisador da Embrapa Uva e Vinho, Bento Gonçalves, RS

Luiz Alexandre Nogueira de Sá

Engenheiro-agrônomo, doutor em entomologia, pesquisador Embrapa Meio Ambiente, Jaguariúna, SP

Marcelo Lopes da Silva

Engenheiro-agrônomo, doutor em ciências biológicas (entomologia), pesquisador da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, DF

Marcelo Negrini

Engenheiro Florestal, mestre em recursos naturais, doutorando da Universidade Federal de Roraima, Boa Vista, RR

Márcio Elias Ferreira

Engenheiro-agrônomo, doutor em Genética e Melhoramento de Plantas, pesquisador da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, DF

Márcio Martinello Sanches

Biólogo, doutor em Agronomia (Proteção de Plantas), pesquisador da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, DF

Marcos Botton

Engenheiro-agrônomo, doutor em entomologia, pesquisador Embrapa Uva e Vinho, Bento Gonçalves, RS

Maria Conceição Peres Young Pessoa

Matemática, doutora em Engenharia Elétrica, pesquisadora Embrapa Meio Ambiente, Jaguariúna, SP

Mariana Teixeira Filipputti

Engenheira-agrônoma, auditora fiscal federal agropecuário do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, Brasília, DF

Maristela Ramalho Xaud

Engenheira-agrônoma, doutora em sensoriamento remoto, pesquisadora Embrapa Roraima, Boa Vista, RR

Michel Dollet

Biólogo, doutor em fitopatologia, pesquisador do Cirad, Montpellier, França

Miguel Angel Dita Rodriguez

Engenheiro-agrônomo, doutor em fitopatologia, pesquisador da Embrapa Mandioca e Fruticultura, Cruz das Almas, BA

Miguel Michereff Filho

Engenheiro-agrônomo, doutor em entomologia, pesquisador da Embrapa Hortaliças, Brasília, DF

Mirtes Freitas Lima

Engenheira-agrônoma, doutora em fitopatologia, Pesquisadora da Embrapa Hortaliças, Brasília, DF

Olinda Maria Martins

Engenheira-agrônoma, doutora em fitopatologia, pesquisadora da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, DF

Paulo Hideo Nakano Rangel

Engenheiro-agrônomo, doutor em Genética e Melhoramento de Plantas, pesquisador da Embrapa Arroz e Feijão, Santo Antônio de Goiás, GO

Paulo Parizzi

Engenheiro-agrônomo, mestre em fitopatologia, Auditor fiscal federal agropecuário do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, Brasília, DF

Paulo Sérgio Bevilaqua Albuquerque

Engenheiro-agrônomo, doutor em fitopatologia, Auditor Fiscal Agropecuário/Pesquisadora da CEPLAC, Marituba, PA

Raphael Augusto de Castro e Melo

Engenheiro-agrônomo, mestre em agronomia, pesquisador da Embrapa Hortaliças, Brasília, DF

Renata Santos de Mendonça

Engenheira-agrônoma, doutora em entomologia, professora da Universidade de Brasília, Brasília, DF

Ricardo Adaime

Engenheiro-agrônomo, doutor em agronomia (entomologia), pesquisador da Embrapa Amapá, Macapá, AP

Ricardo Kobal Raski

Engenheiro-agrônomo, auditor fiscal federal agropecuário do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, Brasília, DF

Roberto Trincado

Técnico agrícola, especialista em Entomologia, pesquisador do Serviço MIP UMBRAL, Santiago, Chile

Samuel Filipe Pelicano e Telhado

Engenheiro-agrônomo, mestre em fitotecnia, analista da Embrapa Sede, Brasília, DF

Sérgio Eustáquio de Noronha

Especialista em geotecnologias, analista da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, DF

Suely Xavier de Brito Silva

Doutora em ciências agrárias, fiscal estadual agropecuário da Agência Estadual de Defesa Agropecuária da Bahia, Salvador, BA

Tiago Rodrigo Lohmann

Engenheiro-agrônomo, auditor fiscal federal agropecuário do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, Brasília, DF

Uilson Vanderlei Lopes

Engenheiro-agrônomo, doutor em genética quantitativa, Auditora Fiscal Agropecuário/Pesquisadora da CEPLAC, Ilhéus, BA

Vilmar Gonzaga

Engenheiro-agrônomo, doutor em fitopatologia, pesquisador da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, DF

Viviane Talamini

Engenheira-agrônoma, doutora em fitopatologia, pesquisadora da Embrapa Tabuleiros Costeiros, Aracaju, SE

Yelitza Coromoto Colmenarez

Engenheira-agrônoma, doutora em entomologia, diretora regional da CABI na América do Sul, Botucatu, SP

Sumário

INTRODUÇÃO

15

PARTE 1 – PRAGAS QUARENTENÁRIAS

15

Capítulo 1

23

Panorama da priorização de pragas no mundo

Capítulo 2

29

Inclusão de pragas na lista oficial de
Pragas Quarentenárias

PARTE 2 – PROCESSO DE PRIORIZAÇÃO

33

Capítulo 3

35

Analytic Hierarchy Process (AHP) como método para
priorização de pragas quarentenárias ausentes

Capítulo 4

47

Processo de priorização de pragas quarentenárias
ausentes: hierarquia, critérios e lista final

Capítulo 5

55

Análise de resultado para Entrada

Capítulo 6

73

Análise de resultado para Estabelecimento e Dispersão

Capítulo 7

95

Análise de resultado para Impactos Estimados

Capítulo 8

113

Análise de resultado para Prioridade Global

PARTE 3 – INSETOS E ÁCAROS

Capítulo 9

Anastrepha suspensa (Loew) (Diptera: Tephritidae)

Capítulo 10

Bactrocera dorsalis (Handel 1912) (Diptera: Tephritidae)

Capítulo 11

Brevipalpus chilensis Baker (Acari: Tenuipalpidae)

Capítulo 12

Cydia pomonella (Lepidoptera: Tortricidae)

Capítulo 13

Lobesia botrana Denis e Schiffermüller (Lepidoptera: Tortricidae)

Capítulo 14

Toxotrypana curvicauda Gerstaecker (Diptera: Tephritidae)

PARTE 4 – FUNGOS

Capítulo 15

Boeremia foveata (Foister) (Pleosporales: Didymellaceae)

Capítulo 16

Fusarium oxysporum f. sp. cubense, Raça 4 Tropical
(Hypocreales: Nectriaceae)

Capítulo 17

Moniliophthora roreri (Cif & Par.) (Agaricales: Marasmiaceae)

PARTE 5 – NEMATOIDES

Capítulo 18

Ditylenchus destructor Thorne (Tylenchida: Anguinidae)

Capítulo 19

Globodera rostochiensis (Woll.) (Tylenchida: Heteroderidae)

119

121

135

155

181

195

211

227

229

241

257

273

275

291

PARTE 6 – PROCARIOTOS

Capítulo 20

Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras

Capítulo 21

Pantoea stewartii subsp. *stewartii* (Enterobacterales: Enterobacteriaceae)

Capítulo 22

Xanthomonas oryzae pv. *oryzae* (Xanthomonadales: Xanthomonadaceae)

Capítulo 23

Xylella fastidiosa subsp. *fastidiosa* (Xanthomonadales: Xanthomonadaceae)

PARTE 7 – VÍRUS

Capítulo 24

Doença do Mosaico Africano da Mandioca (African Cassava Mosaic Disease, ACMD) (Geminiviridae: Geminiviridae: Begomovirus)

Capítulo 25

Plum pox virus (PPV) (Potyviridae: Potyvirus)

Capítulo 26

Tomato ringspot virus (ToRSV) (Picornavirales: Secoviridae)

PARTE 8 – PLANTAS INFESTANTES E PARASITAS

Capítulo 27

Cirsium arvense (L.) Scop. (Asterales: Asteraceae)

Capítulo 28

Striga spp. (Lamiales: Orobanchaceae)

311

313

351

365

387

409

411

429

445

457

459

473

Introdução

DÉCIO LUIZ GAZZONI

As espécies de pragas exóticas invasoras (EEI) podem ser responsáveis por sérios danos ambientais e prejuízos econômicos, com reflexos sociais negativos a eles associados. O termo espécies exóticas aplica-se a uma espécie, subespécie ou táxon inferior, introduzido em um local fora de sua área de distribuição natural passada ou presente, incluindo organismos completos ou suas partes, gametas, sementes, ovos ou propágulos, que possam sobreviver e se reproduzir no ambiente onde foram introduzidas. As EEIs são aquelas espécies cuja introdução e dispersão ameaçam a diversidade biológica de um determinado ambiente (CBD, 2002) ou a sua produção agropecuária.

As EEIs são consideradas como a segunda causa de perda de biodiversidade em todo o mundo (Baskin, 2002; Vázquez; Aragon, 2002), e estão presentes em todos os ambientes, apesar da baixa percepção do público leigo do risco que elas representam (Matthews, 2004, 2005).

O trânsito de espécies entre distintos pontos geográficos e entre ambientes foi uma constante ao longo do tempo, em especial em períodos anteriores ao século XIX, nos quais não havia entendimento do perigo que representava a introdução de uma espécie exótica. Nos últimos dois séculos, o problema se agravou, pelo aumento do intercâmbio comercial e turístico entre nações, e também pela forte expansão da agropecuária, aumentando o risco de uma espécie exótica vir a encontrar ambiente propício para seu estabelecimento. Outro fator relevante a considerar é a influência do aquecimento global, pois as alterações climáticas tendem a favorecer o avanço de espécies exóticas invasoras, que podem encontrar condições ambientais mais favoráveis ao seu estabelecimento onde antes havia restrições climáticas, especialmente de temperatura. Condições ambientais mais favoráveis podem facilitar o estabelecimento e propiciar maior número de gerações por safra, aumentando os danos e facilitando o estabelecimento.

Mesmo tendo em conta que cerca de 80% das introduções de espécies exóticas ocorre de forma intencional, para uso humano direto ou indireto, (Hayden Reichard; White, 2001), esse não é o caso da maioria dos insetos, ácaros, fungos, bactérias, vírus, nematoides e similares – que são pragas de plantas cultivadas ou silvestres - cuja introdução é, normalmente, acidental. A formulação de 15 princípios orientadores sobre as EEI pela Convenção sobre Diversidade Biológica (CDB) estimulou a Convenção Internacional de Proteção de Plantas (CIPP) a rever seu papel na proteção da biodiversidade e que consta da ISPM 11 (International Standard for Phytosanitary Measures), a qual trata da Análise de Risco de Pragas Quarentenárias. Assim, as ações internacionais para combater a ameaça representada pelas EEIs às culturas e à biodiversidade têm se intensificado nos últimos anos, com ampla utilização da ferramenta de análise de risco.

Embora as invasões de animais e plantas alienígenas tenham sido reconhecidas como uma importante ameaça econômica e ambiental por mais de um século, foi o livro clássico de Elton (1958) que estimulou estudos científicos, como os textos de Williamson (1996, 1999), Mack et al. (2000), Sakai et al. (2001) e Hulme (2003). Pimentel et al. (2001) estimaram que 40% das pragas agrícolas nos EUA, 30% no Reino Unido, 36% na Austrália, 45% na África

do Sul, 30% na Índia e 35% no Brasil eram, à época, invasores provenientes de outras áreas. Pimentel (2002) estimou que, à época, as EEI ocasionavam prejuízos superiores a US\$ 314 bilhões por ano, em escala global, se computadas as perdas de produção e os custos de seu controle. Conforme a base de dados da FAO (FAOSTAT), entre 2001 e 2016 a produção agrícola mundial aumentou cerca de 40%. Atualizando os números de Pimentel apenas pelo crescimento da produção agrícola, os prejuízos se aproximariam dos US\$454 bilhões e, embora não seja possível estimar o aumento de danos e custos devido a invasões biológicas que ocorreram após os cálculos de Pimentel (2002), não é fora de propósito aventar que eles, efetivamente, ultrapassam US\$500 bilhões anuais.

A introdução de EEIs no Brasil é particularmente preocupante, pois o país ocupa grande área geográfica, com a maior diversidade de espécies no mundo (20% do total), estimadas em mais de 100 mil espécies animais e 43 mil espécies vegetais. As diferentes zonas climáticas do país favoreceram a formação de bandas biogeográficas que conformam seis biomas claramente caracterizados, que incluem a maior floresta tropical úmida do mundo na Amazônia e a maior planície inundável, o Pantanal. Além desses, agregue-se a Mata Atlântica, o Cerrado, a Caatinga e os campos dos Pampas. A par disso o Brasil ostenta posição protagônica do agronegócio mundial, o qual ocupa mais de 200 milhões de hectares com cultivos anuais, semi perenes, perenes e pastagens, conformando um dos agronegócios mais pujantes e diversificados do mundo.

Pragas quarentenárias são definidas como aquelas “pragas de importância econômica potencial para determinada área em perigo e ainda não presentes, ou presentes, mas não amplamente distribuídas e controladas oficialmente”, conforme definição que consta na ISPM 5. Ao longo da história da fitossanidade, a principal abordagem tem sido combinar a elaboração da lista das pragas ausentes que podem ingressar, estabelecer-se e causar danos em uma área, com a utilização de medidas apropriadas para impedir sua entrada e estabelecimento. As nações e os blocos comerciais publicam listas de pragas quarentenárias em suas legislações, juntamente com as medidas necessárias para garantir que vias potenciais estejam livres dessas pragas, ao abrigo do conceito de análise de risco de pragas.

A aplicação de qualquer medida fitossanitária é sempre lastreada na melhor Ciência, nas últimas informações científicas, processos e tecnologias disponíveis. Portanto, os órgãos de defesa sanitária de qualquer país sempre operam em perfeita consonância com instituições científicas, que desenvolvem estudos e pesquisas para auxiliar na aplicação das medidas fitossanitárias. No caso de espécies exóticas, quarentenárias, a amplitude das listas de pragas é muito grande, o que exige uma priorização, levando em conta o perigo que possam representar aliado ao risco de ingresso, estabelecimento e de que venham a se constituir em uma praga de grande importância para a agricultura ou para o ambiente. As ações que estão sendo desenvolvidas pela Embrapa e pela Secretaria de Defesa Agropecuária do MAPA circunscrevem-se no âmbito da factibilidade tanto dos estudos, quanto das operações, objetivando estudar as vias de ingresso e o conjunto de medidas a serem tomadas, em cada situação e para cada praga priorizada, o que é o tema de cada um dos capítulos desse livro.

Referências

BASKIN, Y. **A plague of rats and rubbervines – the growing threat of species invasions**. Island Press, 2002. 330p.

CBD. Convention on Biological Diversity. **COP Decision VI/23: Alien species that threaten ecosystems, habitats or species**. 2002. Disponível em: <<https://www.cbd.int/decision/cop/?id=7197>>. Acesso em: 24 out. 2018.

ELTON, C. S. **The Ecology of Invasions by Animals and Plants**. London: Methuen, 1958. 196 p.

MATTHEWS, S.(Ed.). **Africa Invaded: The growing danger of invasive alien species**. Cape Town, RSA: GISP-Global Invasive Species Programme, 2004. 79 p. Disponível em: <http://www.issg.org/pdf/publications/GISP/Resources/AfricaInvaded.pdf>. Acesso em: 24 out. 2018.

MATTHEWS, S. (Ed.). **South America invaded: The growing danger of invasive alien species**. Cape Town, RSA: GISP-Global Invasive Species Programme, 2005. 80 p. Disponível em: <<http://www.issg.org/pdf/publications/GISP/Resources/SAmericaInvaded-EN.pdf>>. Acesso em: 24 out. 2018.

HULME, P. E. Biological invasions: winning the science battle but losing the conservation war? **Oryx**, v. 37, p. 178–193, 2003.

MACK, R. N.; SIMBERLOFF, D.; LONSDALE, W. M.; EVANS, H.; CLOUT, M.; BAZZAZ, F. A. Biotic invasions: causes, epidemiology, global consequences and control. **Ecological Applications**, v. 10, p. 689–710, 2000.

PIMENTEL, D. Introduction: non-native species in the world. In: PIMENTEL, D. (Ed.). **Biological Invasions. Economic and Environmental Costs of Alien Plant, Animal and Microbe Species**. Boca Raton: CRC Press, 2002. p. 3–8.

PIMENTEL, D.; MCNAIR, S.; JANECKA, J.; WIGHTMAN, J.; SIMMONDS, C.; O'CONNELL, C.; WONG, E.; RUSSEL, L.; ZERN, J.; AQUINO, T.; TSOMONDO, T. Economic and environmental threats of alien plant, animal, and microbe invasions. **Agriculture Ecosystems and Environment**, v. 84, p. 1–20, 2001.

SAKAI, A. K.; WELLER, S. G.; ALLENDORF, F. W.; HOLT, J. S.; LODGE, D. M.; MOLOFSKY, J.; WITH, K. A.; BAUGHMAN, S.; CABIN, R. J.; COHEN, J. E.; ELLSTRAND, N. C.; MCCAULEY, D. E.; O'NEILL, P.; PARKER, I. M.; THOMPSON, J. N. The population biology of invasive species. **Annual Review of Ecology and Systematics**, v. 32, p. 305–332, 2001.

VÁZQUEZ, D. P.; ARAGON, R. Biological invasions in Southern South America: a first step towards a synthesis. **Biological Invasions** (Special Issue), v. 4, n. 1-2, p. 209, 2002.

WILLIAMSON, M. Invasions. **Ecography**, v. 22, p. 5–12, 1999.

WILLIAMSON, M. **Biological Invasions**. Amsterdam: Springer Netherlands, 1996. 244p.

PARAS
COURT
RENTEN
TENIAN
RIAS

PARTE 1

Pragas Quarentenárias

Capítulo 1

Panorama da priorização de pragas no mundo

Capítulo 2

Inclusão de pragas na lista oficial de Pragas Quarentenárias

Capítulo 1

Panorama da priorização de pragas no mundo

TIAGO RODRIGO LOHMANN

Introdução

O texto da Convenção Internacional para a Proteção dos Vegetais (CIPV) de 1997 estabeleceu que as partes contratantes deverão constituir e atualizar listas de pragas regulamentadas, com seus nomes científicos e colocá-las periodicamente à disposição do Secretário da CIPV e das organizações regionais de proteção fitossanitária a que pertençam e a outras partes contratantes, em caso de solicitação. A partir disto, todos os países membros da Convenção começaram a publicar as listas das pragas quarentenárias de seu interesse. As pragas listadas estão sujeitas à adoção de medidas para evitar sua introdução em novas áreas. Dentre estas medidas está a regulamentação da importação de produtos vegetais ou outros artigos regulamentados associados às pragas como a exigência de tratamento dos envios, adoção de sistemas de mitigação do risco, produção em áreas livres das pragas, etc.

O resultado desta atividade de listagem das pragas quarentenárias é que atualmente cada país conta com uma lista de centenas e em alguns casos milhares de pragas. Diante deste cenário, surgiu a necessidade de priorizar as pragas a fim de que seja possível estabelecer políticas mais específicas e direcionar os esforços para as que sejam consideradas mais importantes. Desta forma se torna viável o planejamento de ações de contingência em caso de introdução das pragas bem como torna possível a busca de meios de lidar com estas pragas e estar preparado para o caso de uma introdução, através da pesquisa direcionada aos meios de controle (cultivares resistentes, agrotóxicos, agentes de controle biológico etc.).

O trabalho de priorização que se fez presentemente é novo no Brasil dentro das atividades como Organização Nacional de Proteção Fitossanitária que são desenvolvidas pelo Departamento de Sanidade Vegetal, da Secretaria de Defesa Agropecuária/Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Foi desenvolvido conjuntamente com a Embrapa (Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária) visando também atender à demanda desta instituição no direcionamento de pesquisas a serem feitas com as pragas quarentenárias ausentes (PQA) do Brasil.

Todavia, é possível encontrar na literatura exemplos desenvolvidos por outras organizações, bem como diversos métodos de priorização utilizados. Assim, procuraremos na sequência mostrar como a priorização de pragas vem se desenvolvendo ao longo do tempo.

McRoberts et al. (2016) descrevem a evolução do processo de seleção e priorização de doenças de plantas para planos de recuperação dentro do programa "National Plant Disease Recovery System" (NPDRS) nos Estados Unidos da América (EUA). Este programa foi criado em 2004 como parte do programa americano de defesa após os atentados de 2001, momento em que se considerou a possibilidade de um ataque bioterrorista utilizando pragas de plantas para prejudicar a economia do país. O Escritório de Políticas para Manejo de Pragas (do Serviço de Pesquisa Agrícola/Departamento de Agricultura dos EUA – USDA-ARS-OPMP) foi encarregado de desenvolver os protocolos do programa. A seleção de um patógeno para o desenvolvimento de um plano de recuperação implica que a entrada do patógeno

possa ocorrer, que possa se estabelecer, que a disseminação seja provável, que as perdas econômicas sejam prováveis de ocorrer e que um processo de recuperação possa ser implementado. Todavia, este processo é limitado pela quantidade imensa de patógenos a serem considerados. Assim, em 2006 iniciou-se um processo de encontros anuais que incluem universidade, indústria e governo a fim de discutir as necessidades do programa, a forma e os critérios que deveriam ser utilizados para priorizar os patógenos para os quais se preparariam os planos de recuperação. De acordo com MacRoberts et al. (2016), durante essas discussões foram encontradas dificuldades em relação à seleção de métodos de análise, matrizes, critérios, escalas de valor, culturas e pragas. Com o passar do tempo e as discussões desenvolvidas nos encontros anuais, os autores afirmam que ganhou força a ideia de que as doenças deveriam ser agrupadas de acordo com parâmetros epidemiológicos e princípios de manejo. Outra ideia é de que os planos de recuperação deveriam ser produzidos como um modelo geral de acordo com cada grupo de doenças, sendo que na eventualidade de introdução de algum destes patógenos, pequenas modificações no modelo padrão do grupo seriam suficientes, permitindo que prontamente se iniciassem as ações de contenção, controle e erradicação.

Outro programa nos EUA que se utiliza de um processo de priorização de pragas é o *Cooperative Agricultural Pest Survey (CAPS)*, cujo objetivo principal é, através de levantamentos de detecção, confirmar a presença ou a ausência de pragas de plantas que apresentam importância fitossanitária para o país. O programa CAPS estabelece e coordena uma rede de cooperadores e interessados que auxiliam na obtenção do seu objetivo. O desafio deste programa foi saber para quais pragas se estabeleceria um programa de vigilância específico. Inicialmente o programa adotou a metodologia AHP (*Analytical Hierarchy Process*) sendo que, a partir de 2017, formulou e aplicou um modelo próprio denominado *Objective Prioritization of Exotic Pests (OPEP)*. O processo de avaliação de pragas e priorização como um todo envolve três etapas: pré-avaliação, modelo OPEP e pós-avaliação. Com a aplicação deste processo se obtém a Lista de Pragas Priorizadas que é avaliada e publicada anualmente. Informações sobre o programa CAPS, o processo de priorização e as listas de pragas priorizadas podem ser obtidas no sítio eletrônico do programa <https://caps.ceris.purdue.edu/home>.

A Organização Regional de Proteção Fitossanitária (ORPF) *European Mediterranean Plant Protection Organization* (EPPO), que envolve 51 países da Europa, África e Ásia, desenvolveu um processo de priorização para plantas exóticas invasoras (*invasive alien plants*). O objetivo da EPPO com esta priorização não é fornecer uma lista com as plantas que devem ser regulamentadas ou que necessitam que se imponham medidas fitossanitárias no comércio de produtos vegetais hospedeiros. Sua intenção é ter uma ferramenta simples e flexível para que os países membros possam criar suas próprias listas de pragas, estimular discussões construtivas sobre plantas exóticas invasoras, incrementar a troca de dados e informações sobre estas pragas entre os países membros da EPPO, bem como ajudar a identificar prioridades para a preparação de medidas para prevenção e erradicação. Além disso, reconhece-se que este processo de priorização não substitui a necessidade de uma Análise de Risco de Pragas (ARP) completa, inclusive, serve como ferramenta para indicar aquelas pragas que necessitam uma ARP completa. (Eppo, 2012).

A União Europeia (EU), após a publicação do Regulamento (EU) nº 1143/2014 relativo à prevenção e gestão da introdução e propagação de espécies exóticas invasoras, desenvolveu um processo de priorização para plantas exóticas invasivas baseado no processo da EPPO descrito anteriormente. O objetivo deste processo de priorização na UE é constituir uma ferramenta para determinar quais espécies têm maior prioridade para o desenvolvimento de avaliações de risco mais completas a fim de que compoñham a lista oficial de pragas da UE para as quais os países membros precisam adotar ações para garantir que estas não sejam introduzidas nos seus territórios ou sejam erradicadas caso já presentes. As ações podem envolver a proibição do comércio e do plantio, monitoramento, controle, contenção e erradicação. (Branquart et al., 2016). Tanner et al. (2017) descreve a aplicação do processo de priorização apresentado em Branquart et al. (2016), desde a seleção das espécies que passariam pelo processo até as listas resultantes. O processo avaliou 37 espécies exóticas de plantas, sendo que destas, apenas 19 foram identificadas como tendo alta prioridade para o desenvolvimento de uma ARP completa, em conformidade com o que pressupõe o Regulamento (EU) nº 1143/2014. Esse trabalho vem sendo

desenvolvido pelo projeto IAP-RISK (Mitigating the threat of Invasive Alien Plants in the EU through pest risk analysis to support the EU Regulation 1143/2014) financiado pelo fundo LIFE da UE (instrumento financeiro que suporta projetos com ações ambientais, conservacionistas e climáticas) e mais detalhes podem ser obtidos no sítio eletrônico do projeto <http://www.iap-risk.eu/>.

Dentro do contexto de outra convenção internacional, a Convenção sobre Diversidade Biológica, podemos encontrar o mesmo tipo de preocupação quanto às espécies para as quais se deve dar maior atenção e desenvolver programas específicos de ação e manejo, dentre as milhares de possibilidades de espécies invasoras. Assim, a Comissão Europeia desenvolveu um trabalho de priorização para espécies exóticas invasoras (*invasive alien species, IAS*) com o objetivo de criar uma lista de espécies IAS preocupantes para a EU conforme previsto no Regulamento (EU) nº 1143/2014. Este processo está descrito no trabalho de Roy et al. (2015) e utilizou o método denominado *horizon scanning*, considerando cinco grupos de organismos (plantas, vertebrados, invertebrados terrestres, espécies marinhas e invertebrados de água doce/peixes; microrganismos não foram considerados). O resultado da aplicação deste método foi uma lista de 95 espécies, que inclui todos os grupos analisados, consideradas como tendo alta ou muito alta prioridade para serem desenvolvidas as respectivas avaliações de risco.

Como pode ser observado nos exemplos dados anteriormente há diversas abordagens possíveis para um sistema de priorização de pragas, principalmente dependendo do objetivo para o qual se propõe sua realização. Depende também dos recursos disponíveis para sua consecução, principalmente recursos humanos envolvidos na atividade, que podem determinar limitações ou possibilidades de realização. O certo é que a priorização é um processo dinâmico que necessita ser discutido e aperfeiçoado com o passar do tempo, considerando os diversos fatores que integram o processo. Assim, espera-se, naturalmente, que este trabalho desenvolvido pelo DSV e pela Embrapa possa continuar e se aperfeiçoar para atender as demandas relacionadas com a prevenção da introdução de pragas quarentenárias ausentes no Brasil.

Referências

BRANQUART, E.; BRUNDU, G.; BUHOLZER, S.; CHAPMAN, D.; EHRET, P.; FRIED, P.; STARFINGER, U.; VAN VALKENBURG, J.; TANNER, R. A prioritization process for invasive alien plant species incorporating the requirements of EU Regulation no. 1143/2014. **EPPO Bulletin**, v. 46, n. 3, p. 603–617, 2016.

EPPO. PM 5/6(1) EPPO prioritization process for invasive alien plants, Guidelines on Pest Risk Analysis. **EPPO Bulletin**, v. 42, p. 463–474, 2012.

McROBERTS, N.; THOMAS, C. S.; BROWN, J. K.; NUTTER, F. W.; STACK, J. P.; MARTYN, R. D. The Evolution of a process for selecting and prioritizing plant diseases for recovery plans. **Plant Disease**, v. 100, n. 4, p. 665-670, 2016.

ROY, H. E.; ADRIAENS, T.; ALDRIDGE, D. C.; BACHER, S.; BISHOP, J. D. D.; BLACKBURN, T. M.; BRANQUART, E.; BRODIE, J.; CARBONERAS, C.; COOK, E. J.; COPP, G. H.; DEAN, H. J.; EILENBERG, J.; ESSL, F.; GALLARDO, B.; GARCÍA, M.; GARCÍA-BERTHOU, E.; GENOVESI, P.; HULME, P. E.; KENIS, M.; KERCKHOF, F.; KETTUNEN, M.; MINCHIN, D.; NENTWIG, W.; NIETO, A.; PERGL, J.; PESCOTT, O.; PEYTON, J.; PREDÁ, C.; RABITSCH, W.; ROQUES, A.; RORKE, S.; SCALERA, R.; SCHINDLER, S.; SCHÖNROGGE, K.; SEWELL, J.; SOLARZ, W.; STEWART, A.; TRICARICO, E.; VANDERHOEVEN, S.; VAN DER VELDE, G.; VILÀ, M.; WOOD, C. A.; ZENETOS, A. **Invasive Alien Species**: Prioritising prevention efforts through horizon scanning: ENV.B.2/ETU/2014/0016. European Union: European Commission, 2015. Disponível em: <<http://ec.europa.eu/environment/nature/invasivealien/docs/Prioritising%20prevention%20efforts%20through%20horizon%20scanning.pdf>>. Acesso em: 29 jan. 2018.

TANNER, R.; BRANQUART, E.; BRUNDU, G.; BUHOLZER, S.; CHAPMAN, D.; EHRET, P.; FRIED, G.; STARFINGER, U.; VALKENBURG, J. V. The prioritisation of a short list of alien plants for risk analysis within the framework of the Regulation (EU) No. 1143/2014. *NeoBiota*, v. 35, p. 87–118, 2017. Disponível em: <<https://doi.org/10.3897/neobiota.35.12366>>. Acesso em: 29 jan. 2018.

Capítulo 2

Inclusão de pragas na lista oficial de Pragas Quarentenárias

TIAGO RODRIGO LOHMANN

Introdução

Conforme já mencionado no capítulo anterior, o estabelecimento e a publicação de uma lista com as pragas quarentenárias é uma das obrigações dos países membros da Convenção Internacional para a Proteção dos Vegetais (CIPV), sob responsabilidade da Organização Nacional de Proteção Fitossanitária (ONPF), que no caso do Brasil é o Departamento de Sanidade Vegetal, da Secretaria de Defesa Agropecuária/Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (DSV/SDA/MAPA).

Esta publicação é importante para que os demais interessados (outros países, pessoas e organizações ligadas ao comércio internacional) saibam que a presença de tais pragas associadas aos envios de produtos vegetais ou outros artigos regulamentados pode levar à adoção de medidas (como o rechaço do envio) por parte do país importador, acarretando prejuízos financeiros.

Além disto, a disponibilidade de listas de pragas regulamentadas auxilia as partes contratantes exportadoras na emissão correta dos Certificados Fitossanitários.

Cumprindo sua função de estabelecer normas e padrões fitossanitários, a CIPV adotou a Norma Internacional para Medidas Fitossanitárias (NIMF) nº 19, intitulada "*Diretrizes sobre listas de pragas regulamentadas*" com o objetivo de descrever os procedimentos para preparar, manter e disponibilizar listas de pragas regulamentadas, entre as quais estão as quarentenárias (ausentes e presentes – PQAs e PQPs) e as pragas não quarentenárias regulamentadas (PNQRs).

Atualmente, a Instrução Normativa MAPA nº 45, de 22 de agosto de 2018, estabeleceu regras e procedimentos para elaboração, atualização e divulgação das listas de PQAs, PQPs e PNQRs. O DSV é responsável pela elaboração, atualização e divulgação das listas, sendo que estas são publicadas no Diário Oficial da União (DOU) por meio de ato normativo da SDA e disponibilizadas de forma periódica no portal institucional do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - MAPA, no endereço www.agricultura.gov.br. Na sequência, a Instrução Normativa SDA/MAPA nº 39, de 1 de outubro de 2018, estabeleceu a lista de Pragas Quarentenárias Ausentes (PQA) para o Brasil.

O art. 3º da IN MAPA nº 45/2018 estabelece que a categorização de um organismo como praga quarentenária deve se dar com base em um procedimento de Análise de Risco de Pragas - ARP, observadas as orientações contidas nas NIMF Nº 2 e Nº 11 ou outras que as venham substituir.

A NIMF nº 2 (*Estrutura para Análise de Risco de Pragas*) descreve o processo de análise de risco de pragas (ARP) no escopo da CIPV. São apresentadas as três fases da análise de risco de pragas – início, avaliação do risco de pragas e manejo do risco de pragas. Esta norma evidencia mais a fase de início. Além disto, são abordadas questões gerais de coleta de informações, documentação, comunicação de risco, incertezas e consistência. Por sua vez, a NIMF nº 11 (*Análise de Risco de Pragas para Pragas Quarentenárias*) fornece maiores detalhes para a condução da ARP a fim de determinar se as pragas são quarentenárias ou não. Descreve os

processos integrados a serem utilizados para avaliação de risco, bem como a seleção de opções de manejo de risco. Ou seja, está mais focada nas fases 2 e 3 do processo de ARP.

Assim, é visto que, para um organismo ser considerado como praga quarentenária se faz necessária uma avaliação detalhada sobre o risco potencial que a praga apresenta para a área/país em questão. A avaliação deste risco envolve a análise da probabilidade de que o evento introdução ocorra juntamente com as potenciais consequências econômicas de tal evento. A estrutura da ARP é muito semelhante aos critérios que foram adotados no presente trabalho de priorização. Envolve a probabilidade de introdução (entrada + estabelecimento), a probabilidade de disseminação após o estabelecimento e a avaliação das consequências econômicas potenciais.

Existem muitos modelos de ARP desenvolvidos por uma diversidade de agentes (ONPFs, ORPFs, pesquisadores, instituições diversas etc.), todavia para o caso de uma ONPF é necessário que se sigam as diretrizes estabelecidas pela CIPV através das NIMF nº 2 e 11. Particularmente, neste aspecto, o DSV segue as guias de ARP desenvolvidas pelo Comitê de Sanidade Vegetal COSAVE (Organização Regional de Proteção Fitossanitária/ORPF que engloba vários países da América do Sul): *Guia para el Desarrollo de Analisis de Riesgo de Plagas (ARP) por Vía* e *Guia para el Desarrollo de Analisis de Riesgo de Plagas (ARP) por Plaga*.

No Brasil, a forma mais comum de incorporação de novas pragas à lista oficial de PQAs é por meio do resultado de uma ARP para a importação de produto vegetal, processo sob responsabilidade do DSV. Toda vez que há interesse na importação de um produto vegetal para o qual ainda não há importação autorizada é necessária a realização de uma ARP¹. Inicialmente, na ARP são relacionadas todas as pragas associadas à cultura hospedeira de interesse que ocorrem no país de origem do produto em questão. As pragas que não ocorrem no Brasil e que apresentam a possibilidade de virem junto

¹Através da Instrução Normativa MAPA nº 6, de 16 de maio de 2005, o Brasil condicionou a importação de espécies vegetais, suas partes, produtos e subprodutos à publicação dos requisitos fitossanitários específicos no Diário Oficial da União, estabelecidos por meio de Análise de Risco de Pragas – ARP, quando: I - estas nunca tiverem sido importadas pelo Brasil; II - houver novo uso proposto; III - provierem de novo país de origem; IV - somente tiverem registro de importação em data anterior a 12 de agosto de 1997.

com a via de ingresso (produto a ser importado) são avaliadas mais detalhadamente em relação às probabilidades de introdução e estabelecimento e ao potencial de impacto econômico. Para as pragas que, pelo modelo do Guia de ARP do COSAVE, atingem risco potencial médio ou alto são consideradas as medidas fitossanitárias de manejo que reduzem o risco de introdução pela via considerada. Na sequência são publicados os requisitos fitossanitários de importação por meio de instruções normativas do MAPA ou da SDA.

Outra forma de inclusão de uma nova praga na lista é a partir da análise de uma praga específica que tenha ganhado maior importância recentemente, mas que ainda não está incluída na lista. Neste caso, o DSV pode determinar a condução de uma ARP por praga para identificar a necessidade de caracterizá-la como PQA para o Brasil e sua consequente inclusão na lista oficial de PQAs. Exemplo recente foi a inclusão da raça 4 tropical (R4T) do fungo *Fusarium oxysporum* f.sp. *cubense*. Esta raça tem gerado enorme preocupação entre produtores de banana de todo o mundo (bem como, também, na sociedade em geral, com várias notícias indicando a possibilidade de que não haja mais bananas no futuro) porque ela ataca as cultivares de banana mais plantadas mundialmente e que, até então, eram resistentes às outras raças do fungo. A partir desta preocupação, pesquisadores da Embrapa Mandioca e Fruticultura enviaram um relatório técnico como subsídio para a categorização desta raça como PQA, fato que ocorreu com a publicação da Instrução Normativa MAPA nº 26, de 14 de setembro de 2015².

Por fim, é importante ressaltar que a lista oficial de PQAs é, por sua natureza, dinâmica. Pragas são excluídas em decorrência da alteração de seu status, uma vez que elas sejam reconhecidas como presentes no país pelo DSV, bem como novas pragas são acrescentadas de acordo com os resultados dos processos de ARP para a importação de produtos vegetais ou quando há um interesse específico em regulamentar determinada espécie devido a sua importância como praga e ao seu potencial de ocasionar prejuízos econômicos inaceitáveis.

²Esta IN foi posteriormente revogada pela IN MAPA nº 45/2018. Contudo, Foc R4T ficou incorporado à lista de PQA estabelecida pela IN SDA/MAPA nº 39/2018.

PARTE 2

Processo de Priorização

Capítulo 3

Analytic Hierarchy Process (AHP) como método para priorização de pragas quarentenárias ausentes

Capítulo 4

Processo de priorização de pragas quarentenárias ausentes: hierarquia, critérios e lista final

Capítulo 5

Análise de resultado para Entrada

Capítulo 6

Análise de resultado para Estabelecimento e Dispersão

Capítulo 7

Análise de resultado para Impactos Estimados

Capítulo 8

Análise de resultado para Prioridade Global

Capítulo 3

Analytic Hierarchy Process (AHP) como método para priorização de pragas quarentenárias ausentes

FRANCISCO FERRAZ LARANJEIRA, SAMUEL FILIPE PELICANO E TELHADO

Introdução

São inúmeras as ameaças fitossanitárias que podem afetar o Brasil. Mais de 500 espécies ou gêneros são oficialmente regulamentados como pragas quarentenárias ausentes (PQAs). Como os riscos são diferentes para cada praga conforme suas características biológicas (e.g. sobrevivência, capacidade de dispersão, reprodução), as ações de defesa fitossanitária devem ser planejadas caso a caso. O assunto é complexo e tem uma dimensão continental. Com recursos limitados, há que se modular os esforços na busca das melhores soluções. Uma das soluções é alocar os recursos em temas prioritários. Nesse contexto a priorização das PQAs se torna ferramenta importante pois controla a subjetividade das decisões tomadas.

A busca por mecanismos de priorização de pragas quarentenárias não é recente. Há iniciativas em

diversos países como nos EUA, Nova Zelândia, Austrália e União Europeia (Schwartzburg et al., 2007; Schwartzburg, 2008; Worner et al., 2013). Tem-se buscado não apenas a confecção de listas, mas também a aplicação e desenvolvimento de novos métodos. As metodologias variam conforme o propósito ou até mesmo de acordo com o grupo de pragas alvo dos estudos.

Existem diversos métodos de auxílio à tomada de decisão, e tais métodos multicritério podem ser usados para diversos fins. Embora AHP seja um dos mais conhecidos para decisões complexas, outros têm sido propostos e utilizados tais como PROMETHEE (*Preference Ranking Organization Method for Enrichment Evaluations*), MACBETH (*Measuring Attractiveness by a Categorical Based Evaluation Technique*), TOPSIS (*Technique for Order Performance by Similarity to Ideal Solution*), ANP (*Analytic Network Process*), ELECTRE (*Elimination Et Choix Traduisant la Réalité*), MAUT (*Multi-Attribute Utility Theory*), NAIADE (*Novel Approach to Imprecise Assessment and Decision Environments*), dentre outros. Em tomadas de decisão percebidas como menos complexas tem sido utilizada matrizes fixas, tais como a matriz GUT (Gravidade-Urgência-Tendência).

A matriz GUT é de rápida aplicação, fácil compreensão, e muito utilizada para ranqueamento de problemas. Apesar disso, suas características não são adequadas para tratar problemas complexos. Como limitações das matrizes fixas, podem-se destacar: limitação no número de critérios utilizados; uso de critérios subjetivos como 'Gravidade'; padronização do peso de cada critério; resultado numérico final pouco intuitivo; baixa possibilidade de adaptação a outros escopos que não o de priorização de problemas.

Assim, matriz GUT pode ser útil para decisões pouco complexas e para pequenos grupos de indivíduos. Entretanto, para decisões que demandam maior reflexão, onde há vários fatores envolvidos, onde se procura tomar a decisão baseada majoritariamente em dados, e onde se procura engajamento de um grande número de pessoas na execução da decisão tomada, matrizes fixas como a GUT não são aconselháveis como suporte à tomada de decisão. Sempre que se opta por corrigir as limitações das matrizes fixas, as soluções são muito parecidas com os métodos multicritérios mais complexos como a AHP.

A maioria das pessoas tem dificuldade em resolver problemas que não possam ser compreendidos de maneira direta e com uma relação causa-efeito evidente (Saaty, 2013a, 2013b). O problema é amplificado quando nós precisamos tomar decisões em grupo. Muitas vezes o resultado final é fruto de preferências pessoais ou do poder de persuasão de uma ou poucas pessoas. Esses fatores costumam prevalecer sobre a lógica ou sobre a troca de informações claras dentro do grupo (Saaty, 2013a, 2013b). Dentre as metodologias possíveis, o grupo responsável pela coordenação do processo aqui descrito optou pela metodologia denominada *Analytic Hierarchy Process* (AHP), decisão que posteriormente foi validada pelo grupo de trabalho.

A AHP permite que os tomadores de decisão estruturem e visualizem de maneira lógica um problema complexo e até então desorganizado. Essa estruturação (hierarquia) representa a interação simultânea dos muitos fatores que afetam o problema em questão. É essa organização que facilita a determinação de prioridades em função do objetivo do grupo, de seu conhecimento e experiência com o problema.

A AHP ajusta-se ao modo natural como os seres humanos tomam decisões, não força o avaliador a pensar de um modo específico. Além disso, é flexível o suficiente para permitir revisões, tanto da hierarquia quanto das avaliações. Isso faz com que o processo seja visto como uma construção coletiva do grupo de especialistas. Mais que isso, a resolução pode ser trabalhada de maneira a acomodar refinamentos periódicos que reflitam a dinâmica natural dos acontecimentos referentes ao problema tratado.

A AHP tem sido utilizada com diversos propósitos, em especial para gestão de portfólio de projetos. Ribeiro e Alves (2016) relatam o uso do método para seleção de projetos de pesquisa no Instituto Federal Fluminense (IFF). Nessa mesma linha, foi proposto no Instituto Tecnológico de Aeronáutica (ITA) o uso da AHP para seleção e priorização de portfólio de projetos (Silva et al., 2007). No âmbito governamental, a AHP é utilizada pelo Ministério do Planejamento como método de priorização de processos (Ministério do Planejamento, 2017) e na Embrapa Mandioca e Fruticultura para priorização de linhas de pesquisa e outras decisões de gestão de pesquisa e desenvolvimento. O método também tem sido usado para priorizar pragas quarentenárias nos EUA (Schwartzburg et al., 2007; Schwartzburg, 2008).

Características da AHP

A AHP é um método que envolve (A) identificação de componentes de um problema complexo e ainda não estruturado, (B) organização desses componentes (variáveis, critérios, alternativas, etc) de maneira lógica numa estrutura hierárquica, (C) atribuição de valores numéricos a avaliações subjetivas da importância ou relevância de cada fator por meio de comparação de pares, (D) cálculo das prioridades de cada componente (Figura 1).

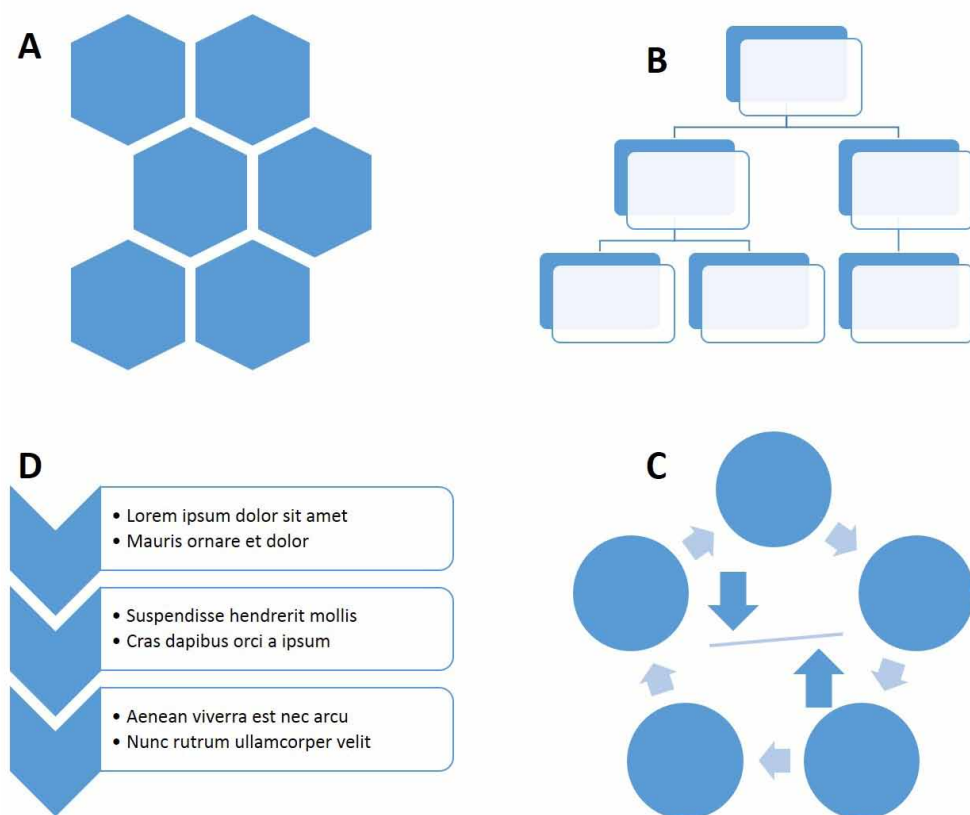


Figura 1. Representação esquemática dos passos da AHP: indicação de critérios e alternativas (A), modelagem da hierarquia para resolução do problema (B), comparação par a par das alternativas (C), cálculo das prioridades de cada critério ou alternativa (D).

A AHP permite decisões efetivas a respeito de questões complexas ao simplificar e acelerar nosso processo natural de tomada de decisão. O processo decisório humano naturalmente envolve subjetividade, variadas inconsistências e vieses de julgamento. Isso ocorre, em especial, quando há envolvimento de múltiplos critérios, alternativas variadas e grupos de pessoas. A AHP é um método científico baseado em modelagem de hierarquias e análise matemática da comparação simples de pares de alternativas (Saaty, 2013a, 2013b).

A metodologia permite ainda reduzir a possível influência de fatores tais como:

- Efeito da formação pessoal.
- Linha de trabalho atual.
- Efeito halo.
- Pressões de grupo.

Cada um destes fatores pode produzir resultados tendenciosos. Por exemplo, o efeito halo ocorre quando alguém concorda com a opinião de um especialista, mesmo que sua opinião seja diferente, meramente por supor que a opinião daquele seria mais relevante que sua própria.

Princípios da AHP

A definição mais simples de AHP a apontaria como um método de resolução de um problema complexo por meio da comparação em pares de elementos de uma hierarquia. Assim, os princípios básicos do método são a estruturação do problema em uma hierarquia de fatores e a comparação dois a dois (*pairwise comparison*) desses fatores.

Construção da hierarquia

Uma hierarquia é considerada aqui como a representação esquemática dos fatores que afetam um dado problema. A conformação das hierarquias depende da complexidade do problema, mas também da composição do grupo de especialistas (tomadores de decisão). Como são esses especialistas

que decidem o que faz parte ou não da hierarquia, seu conhecimento, formação e idiossincrasias contribuem para o formato final daquela representação. Decorre desse fato que a seleção dos especialistas deve ser criteriosa. De acordo com Saaty, a condição ideal seria um grupo pequeno de participantes bem informado, altamente motivados e em acordo quanto ao problema básico a ser resolvido.

A maneira mais eficiente de organizar o trabalho dos especialistas é por meio da livre expressão das ideias. O chamado *brainstorming* tem sido usado de forma efetiva (Saaty, 2013a, 2013b). Cada membro do grupo decisório manifesta sua opinião cada um à sua vez. As indicações são anotadas sem intervenções ou críticas *a priori*. Após serem listadas todas as alternativas e fatores considerados relevantes, o grupo se engaja numa discussão para identificar interseções, duplicatas e semelhanças. Desse modo, os fatores são agrupados e arranjados na hierarquia. Exemplos de hierarquias hipotéticas e genéricas são apresentadas nas Figuras 2 e 3.

De acordo com Saaty, criador do método, “não há regras invioláveis na construção de hierarquias”. Por exemplo, não há limites de níveis. No entanto, um princípio básico é que os elementos de um mesmo nível possam ser comparados entre si e tenham uma ligação óbvia com o nível superior. Assim, o elemento ‘Carro’ deve ser excluído da hierarquia da Figura 2. ‘Carro’ não possui uma conexão lógica com o nível superior (‘Fruta preferida’), nem sua importância ou relevância pode ser comparada diretamente com os outros elementos (e.g. ‘Maracujá’).

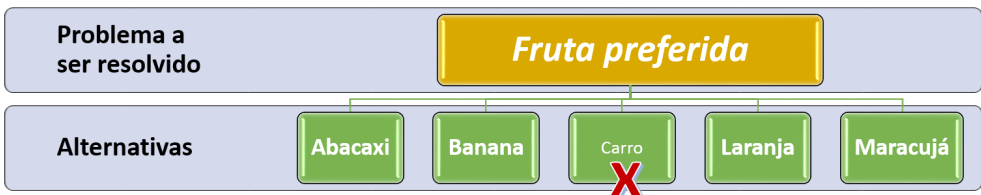


Figura 2. Hierarquia simples para resolução do problema ‘Fruta preferida’. A alternativa ‘Carro’ deve ser removida da hierarquia pois não apresenta conexão com o nível hierárquico anterior, nem pode ser comparada diretamente com as outras alternativas.

Avaliação e comparação de pares

O estabelecimento das prioridades com a AHP só é possível por meio de avaliações ou julgamentos humanos. Essas comparações de importância, preferência ou relevância combinam pensamento lógico com o chamado “bom senso”, fruto - no mais das vezes - da experiência e estudo do avaliador. Para que esse tipo de avaliação possa ter um tratamento matemático, é necessário o uso de uma escala de intensidade (Figura 4).

Essa escala de intensidade é usada de maneira direta na comparação dos pares. Primeiro define-se qual elemento do par é mais importante e depois a intensidade dessa preferência é escolhida (Figura 5). Assim, a cada comparação é atribuído um valor numérico; juntos, os valores de todas as comparações são usados para montar uma matriz que será a base da matemática da AHP.

As comparações são feitas dentro de cada nível hierárquico. Inicia-se no nível mais amplo, e a cada passo as comparações são mais detalhadas. Por exemplo, considerando a hierarquia da Figura 3, as comparações de pares ocorreriam primeiro entre os critérios do nível 1 (bolas azuis). Em seguida, os subcritérios (retângulos verdes) de cada critério seriam comparados entre si. Ou seja, os subcritérios ‘a’ e ‘b’ seriam comparados diretamente, mas ‘a’ não poderia ser comparado diretamente com ‘c’ pois estão agrupados em critérios distintos. As comparações em cada nível e grupo geram o que se chama de prioridades locais, uma medida da relevância do critério dentro de seu grupo. Quando multiplicadas pelas prioridades locais dos grupos hierarquicamente superiores dos quais fazem parte, são obtidas as prioridades globais de cada subcritério.

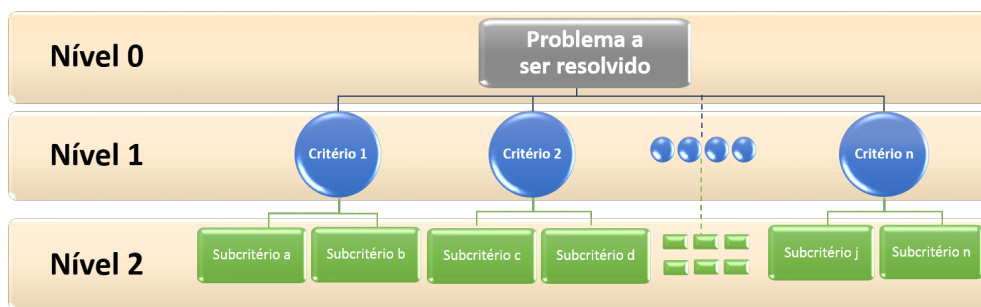


Figura 3. Hierarquia genérica de três níveis, indicando a flexibilidade do conceito para aplicação em diversos problemas de priorização. O nível 0 é sempre o foco do processo ou problema a ser resolvido.

Intensidade de importância*	Definição	Explicação
1	Igual importância	Dois fatores são igualmente importantes
3	Importância moderada	Um fator é levemente mais importante que outro
5	Grande importância	Um fator é mais importante que outro
7	Importância muito grande ou já demonstrada na prática	Um fator é muito mais importante que outro; a prática já mostrou tal fato
9	Extrema importância	Um fator é extremamente mais importante que o outro
2, 4, 6, 8	Valores intermediários para ajuste de situações	Às vezes é necessário interpolar por falta de melhor definição entre intensidades de importância
Recíprocos dos números acima	Se o fator i tem uma intensidade x , então o fator j que foi comparado a i tem uma intensidade $1/x$	Comparação obrigatória na matriz de comparação

Figura 4. Escala fundamental indicada por Saaty para comparações par a par.
*A depender do tipo de hierarquia, a importância pode ser melhor percebida como relevância ou preferência.

Comparações		1	2	3	4	5	6	7	8	9
		Iguais								
Abacaxi	ou ● Banana		●							
Abacaxi	ou ● Laranja						●			
Abacaxi	ou ● Maracujá									●
Banana	ou ● Laranja			●						
Banana	ou ● Maracujá						●			
Laranja	ou ● Maracujá		●							

Figura 5. Comparações par a par no problema 'Fruta Favorita'. As bolas pretas indicam qual a fruta preferida em cada par e a intensidade da preferência.

Matemática exemplificada da AHP

Não é nosso propósito entrar nos pormenores do método, mas é importante mostrar a lógica que leva a transformar as avaliações em uma medida de prioridade. Para efeito didático, vamos supor que alguém tenha tido irrefreável curiosidade em caracterizar matematicamente sua preferência entre as frutas.

Como a essência do problema já foi definida, determinar a 'Fruta preferida', o passo seguinte é selecionar as opções ou alternativas. Neste caso, fiquemos com as frutas da Figura 2: abacaxi, banana, laranja e maracujá. Em seguida, deve-se estabelecer a hierarquia. Num caso como esse seria possível criar diversos critérios para comparar as frutas, mas para manter a simplicidade, façamos as comparações diretas usando a hierarquia da Figura 2.

São montadas listas de comparações par a par, nas quais seleciona-se a opção preferida ou mais importante, e em seguida a intensidade dessa preferência (Figura 5). No nosso exemplo as bolas pretas indicam tanto a opção preferida quanto a intensidade de cada comparação. Esses resultados são transpostos para uma matriz de comparação (Figura 6). As comparações de um elemento consigo mesmo (e.g. Banana x banana) apresentam 1 como resultado mandatório pois não há como preferir algo mais do que a ele mesmo. Os números inteiros maiores que 1 indicam preferência maior da alternativa da linha em comparação com a alternativa da coluna (e.g. Maracujá é preferido em relação ao abacaxi com intensidade 8). As frações,

	Abacaxi	Banana	Laranja	Maracujá
Abacaxi	1	1/2	1/6	1/8
Banana	2	1	1/4	1/6
Laranja	6	4	1	1/3
Maracujá	8	6	3	1

Figura 6. Matriz de comparação entre as alternativas no problema 'Fruta preferida', com os valores da intensidade de preferência nas comparações par a par.

	Abacaxi	Banana	Laranja	Maracujá	Enésima raiz do produto dos valores	Eigenvector
Abacaxi	1	1/2	1/6	1/8	0,3195	0,053
Banana	2	1	1/4	1/6	0,5373	0,090
Laranja	6	4	1	1/3	1,6818	0,280
Maracujá	8	6	3	1	3,4641	0,577
Totais					6,0027	1,000

Figura 7. Priorização de alternativas no problema 'Fruta preferida'. Determinação do vetor característico da matriz (eigenvector) por meio dos valores de intensidade das comparações par a par. Os elementos do vetor característico (0,053; 0,09; 0,28; 0,577) são os pesos de cada alternativa.

ou recíprocos, indicam preferência inversa (e.g. Abacaxi é menos preferido que maracujá e a intensidade é o inverso de 8).

A matriz de comparação é usada para o cálculo do seu vetor característico - *Eigenvector* (Figura 7). No nosso exemplo, tal vetor é (0,053; 0,09; 0,28; 0,577). Cada elemento do vetor é calculado dividindo-se a enésima raiz do produto de cada linha da matriz pela soma dessas raízes. Cada elemento do vetor é a prioridade que se atribui a cada alternativa do problema. Quanto maior o número, maior a preferência, relevância ou importância da alternativa. Assim, a 'Fruta preferida' no nosso problema foi o maracujá e a menos preferida foi o abacaxi.

Os resultados finais são usados para calcular o índice de consistência (*Consistency Index*, CI). Esse índice é fundamental pois é usado para avaliar se é possível confiar nas avaliações feitas. Assim, o CI é dividido pelo CI que seria esperado numa avaliação completamente aleatória para uma hierarquia de tamanho similar. A essa divisão é dado o nome de razão de consistência (*Consistency Ratio*, CR). De maneira geral, considera-se que CRs inferiores a 10% indicam inconsistências ainda aceitáveis. Valores superiores indicam que a avaliação necessita de revisão pois tende à aleatoriedade.

Referências

- MINISTÉRIO DO PLANEJAMENTO, DESENVOLVIMENTO E GESTÃO. **Método de priorização de processos:** Gestão de Integridade, Riscos e Controles Internos da Gestão. Brasília, DF: MP, 2017. 17 p.
- RIBEIRO, M. C. C. R.; ALVES, A. S. Aplicação do método Analytic Hierarchy Process (AHP) com a mensuração absoluta num problema de seleção qualitativa. **Sistemas & Gestão**, v. 11, n. 3, p. 270-281, 2016.
- SAATY, T. L. **Decision Making for Leaders:** The Analytic Hierarchy Process for Decisions in a Complex World. 3 rd. RWS Publications, 2013a. 366 p.
- SAATY, T. L. **Fundamentals of Decision Making and Priority Theory With the Analytic Hierarchy Process.** RWS Publications, 2013b. 527 p.
- SCHWARTZBURG, K.; BAILEY, W.; BRAMMER, C.; LEMAY, A.; DUFFIÉ, L.; FIESELMANN, D. **AHP Prioritization of Exotic Pests Exotic Pests.** National CAPS Committee, 2007. Disponível em: <http://www.apsnet.org/meetings/topicalmeetings/NPDRS/Documents/2007/Attachment-24.pdf>. Acesso em: 10 set. 2018.
- SCHWARTZBURG, K. **Analytic Hierarchy Process for Prioritization of Exotic Plant Pests and Exotic Plant Pests and Pathogens.** 2008. Disponível em: <https://www.apsnet.org/meetings/topicalmeetings/NPDRS/Documents/2006/Appendix8.pdf>. Acesso em: 10 set. 2018.
- SILVA, A. C. S.; NASCIMENTO, L. P. A. S.; BELDERRAIN, M. C. N. Método de apoio multicritério à decisão na seleção e priorização de portfólio de projetos. In: ENCONTRO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA E PÓS-GRADUAÇÃO DO ITA, 13., 2007, São José dos Campos. **Anais eletrônicos...** São José dos Campos: ITA, 2007.
- WORNER, S. P.; GEVREY, M.; ESCHEN, R.; KENIS, M. Prioritizing the risk of plant pests by clustering methods; self-organising maps, k-means and hierarchical clustering. **NeoBiota** v. 18, p. 83-102, 2013.

Capítulo 4

Processo de priorização de pragas quarentenárias ausentes: hierarquia, critérios e lista final

FRANCISCO FERRAZ LARANJEIRA, JULIANA RIBEIRO ALEXANDRE,

ELISANGELA GOMES FIDELIS, TIAGO RODRIGO LOHMANN,

MARCELO LOPES DA SILVA, PAULO PARIZZI, MIGUEL MICHEREFF FILHO

Introdução

Seis etapas foram necessárias para o processo de priorização de pragas quarentenárias ausentes: indicação do grupo de especialistas, elaboração e acordo quanto aos critérios relevantes, estabelecimento da hierarquia de critérios, comparação de critérios, montagem da lista de PQAs a serem priorizadas, aplicação de notas por critério para cada praga. Essas etapas, descritas a seguir, são pressupostos para a boa aplicação do método AHP (ver Capítulo 3):

Indicação do grupo de especialistas

Vinte e uma pessoas com sólida formação em fitossanidade foram indicadas (Tabela 1). As sugestões foram feitas pelo DSV-MAPA e Comitês Gestores do Portfólio de Sanidade Vegetal e do Arranjo Quarentena da Embrapa.

Tabela 1. Especialistas indicados para o grupo de trabalho de priorização de PQAs.

Nome	Lotação/Formação
Alexandre Freitas de Mello	Embrapa Hortaliças – Fitopatologista
Clidenor Mendes Wolney Valente	Divisão de Análise de Risco de Pragas – DSV
Dalci de Jesus Bagolin	Superintendência Federal de Agricultura – MT
Elisangela Gomes Fidelis	Embrapa Roraima – Entomologista
Ériko Tadaschi Sedoguchi	Divisão de Campanhas e Programas Fitossanitários – DSV
Eudes Carvalho	Embrapa Quarentena Vegetal – Fitopatologista
Fátima Maria Eugênio de Sousa Oliveira	Coordenação de Quarentena Vegetal – DSV
Fernanda Antinolfi Lovato	Divisão de Análise de Risco de Pragas – DSV
Francisco Ferraz Laranjeira	Embrapa Mandioca e Fruticultura – Fitopatologista
Francisco Miguel de Assis Filho	Superintendência Federal de Agricultura – Lanagro – PE
Juliana Alexandre Ribeiro	Divisão de Análise de Risco de Pragas – DSV
Marcelo Lopes da Silva	Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia – Entomologista
Márcio Martinello Sanches	Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia – Fitopatologista
Maria Conceição Peres Young	Embrapa Meio Ambiente
Maria Júlia Signoretti Godoy	Divisão de Campanhas e Programas Fitossanitários – DSV
Mariana Teixeira Filipputti	Divisão de Análise de Risco de Pragas – DSV
Miguel Michereff Filho	Embrapa Hortaliças – Entomologista
Paulo Parizzi	Coordenação Geral de Proteção de Plantas – DSV
Ricardo Adaime da Silva	Embrapa Amapá – Entomologista
Ricardo Kobal Raski	Divisão de Prevenção, Vigilância e Controle de Pragas – DSV
Tiago Rodrigo Lohmann	Divisão de Análise de Risco de Pragas – DSV
Viviane Talamini	Embrapa Tabuleiros Costeiros – Fitopatologista

Elaboração e acordo quanto aos critérios relevantes

Foi solicitado aos especialistas que indicassem critérios que pudessem ser relevantes para determinação da importância e prioridade de uma PQA. Avaliaram-se os critérios em busca de similitudes, sobreposições e duplicatas. Os critérios foram então detalhados, e suas descrições foram aceitas por consenso no grupo de trabalho. Em seguida as escalas de valores para cada critério foram estabelecidas. Na Figura 1 é destacado como exemplo o critério “número de países que regulamentam a praga”.

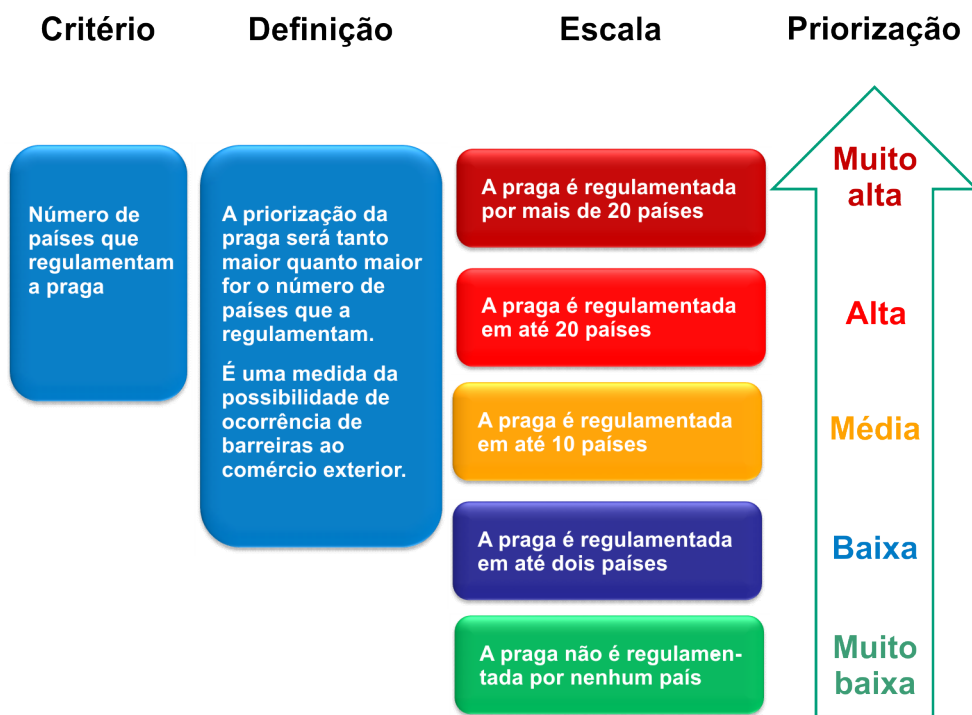


Figura 1. Exemplo de critério, com sua definição e escalas, utilizado na priorização de pragas quarentenárias ausentes regulamentadas.

Estabelecimento da hierarquia de critérios. Optou-se por dois níveis hierárquicos. O primeiro, representado pelos três fatores que mais influenciam a importância de uma PQA: probabilidades de entrada, de estabelecimento e dispersão, e de potenciais impactos negativos (Figura 2). Então, os 19 critérios acordados na etapa anterior foram classificados conforme estivessem mais ligados a cada um dos fatores do nível hierárquico anterior (Figuras 3, 4 e 5).



Figura 2. Problema a ser resolvido com a AHP e os fatores de primeiro nível usados na priorização de pragas quarentenárias ausentes regulamentadas.

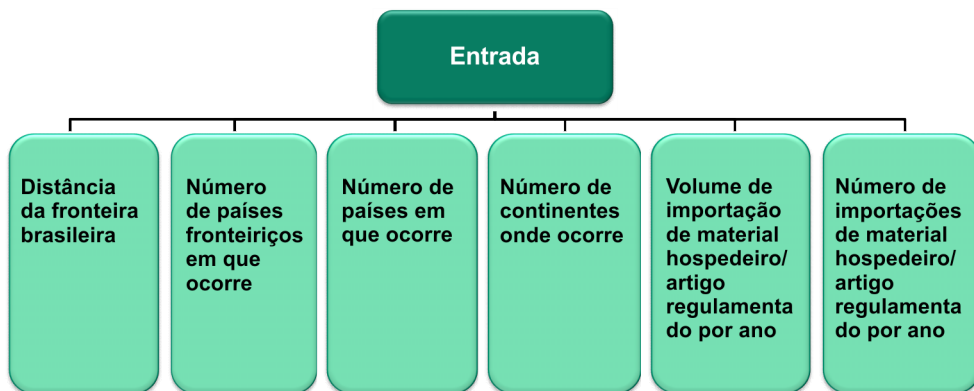


Figura 3. Fatores de segundo nível para "Entrada" acordados entre os especialistas para priorização de pragas quarentenárias ausentes regulamentadas.

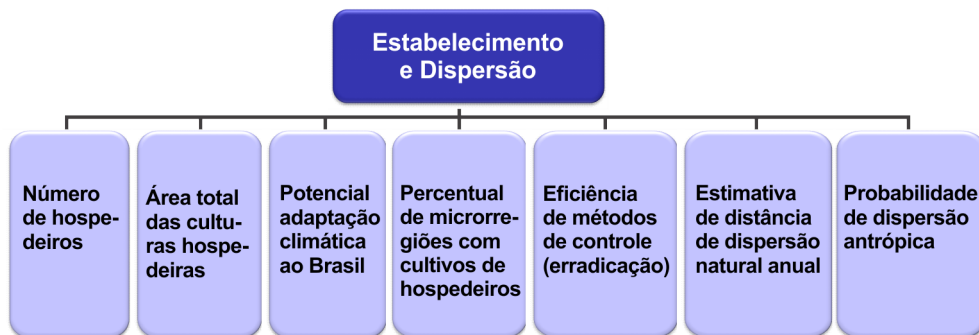


Figura 4. Fatores de segundo nível para “Estabelecimento e Dispersão” acordados entre os especialistas para priorização de pragas quarentenárias ausentes regulamentadas.

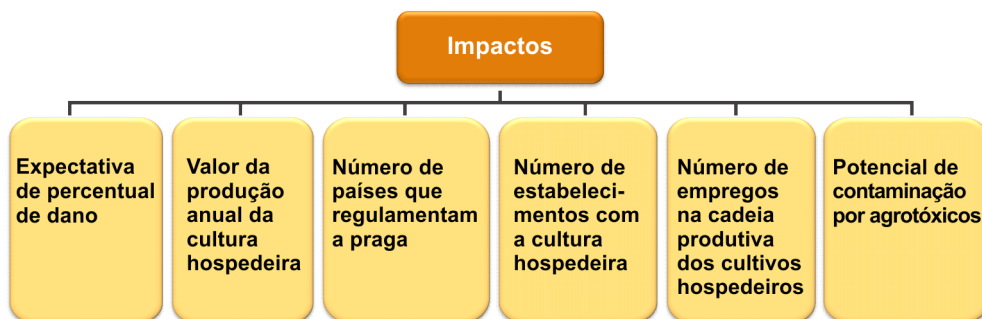


Figura 5. Fatores de segundo nível para “Impactos Estimados” acordados entre os especialistas para priorização de pragas quarentenárias ausentes regulamentadas.

Comparação de critérios

Para cada nível hierárquico, os critérios foram comparados entre si (*pairwise comparison*) usando os recursos disponíveis em <http://bpmsoft.com/ahp-online-system/> (Goepel, 2016). Nesse sistema, cada especialista pode realizar as comparações individualmente. Disponibilizam-se os resultados em conjunto, indicando a percepção do grupo de avaliadores. Os resultados de um nível hierárquico influenciam os outros, mas ainda assim é possível a avaliação individual de cada fator ou critério da hierarquia. Os produtos dessa etapa são matrizes de prioridade de critérios (Figura 6) que possibilitaram, ao final, a listagem das PQAs quanto a Priorização Global (Ver capítulo 8), e a cada um dos três fatores principais (Ver capítulos 5, 6 e 7).

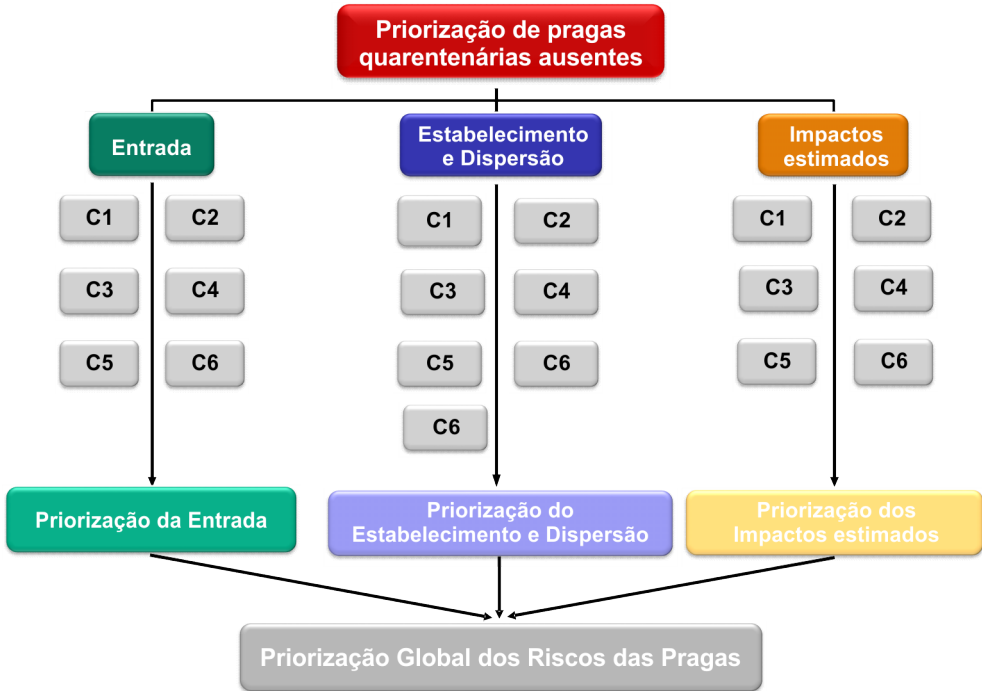


Figura 6. Hierarquia usada na AHP, com fatores de primeiro e segundo nível utilizados na priorização global dos riscos de pragas.

Montagem da lista de PQAs a serem priorizadas. A lista oficial de PQAs é grande, atualmente com cerca de 500 pragas. Dessa forma, foi necessário preparar uma lista provisória com 79 PQAs. Partiu-se de indicações prévias ao processo de priorização, realizadas por pessoas da área de fitossanidade em diversos fóruns de discussão, incluindo, o Workshop de Ameaças Fitossanitárias e o Simpósio de Pragás Quarentenárias da Amazônia. Mesmo a lista provisória era extensa considerando o propósito e o método escolhidos. Por essa razão, o grupo optou por limitar a 20 o número de pragas a serem avaliadas com base nos critérios escolhidos. Essa seleção foi feita por votação de cada um dos membros do grupo de especialistas por meio da ferramenta de enquete Doodle. Esse procedimento permitiu que o processo fosse sigiloso e independente. Tendo em vista a independência de escolha dos avaliadores, a alta homogeneidade (93%) da lista final (Tabela 2) indica alta coerência entre os especialistas. Essa etapa foi puramente subjetiva, mas foi necessária

e é um procedimento previsto pela AHP (Saaty, 2013). Deve-se sublinhar que todo o processo de priorização partiu da premissa mais básica: a praga precisava estar regulamentada como PQA. Ou seja, utilizou-se a lista oficial de PQAs e não uma simples listagem de pragas exóticas.

Tabela 2. Lista das 20 pragas quarentenárias ausentes utilizadas na priorização.

Nome da praga	Classificação	Tipo de praga
<i>African cassava mosaic virus</i>	Geminiviridae	Vírus
<i>Anastrepha suspensa</i>	Diptera: Tephritidae	Inseto
<i>Bactrocera dorsalis</i>	Diptera: Tephritidae	Inseto
<i>Boeremia foveata</i>	Pleosporales: Didymellaceae	Fungo
<i>Brevipalpus chilensis</i>	Trombidiformes: Tenuipalpidae	Ácaro
<i>Cirsium arvense</i>	Asterales: Asteraceae	Planta Daninha
<i>Cydia pomonella</i>	Lepidoptera: Tortricidae	Inseto
<i>Ditylenchus destructor</i>	Tylenchida: Anguinidae	Nematoide
<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. cubense Raça 4 Tropical	Hypocreales: Nectriaceae	Fungo
<i>Globodera rostochiensis</i>	Tylenchida: Heteroderidae	Nematoide
<i>Lobesia botrana</i>	Lepidoptera: Tortricidae	Inseto
<i>Moniliophthora roreri</i>	Agaricales: Marasmiaceae	Fungo
Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal	Acholeplasmatales: Acholeplasmataceae	Fitoplasma
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i>	Enterobacteriales: Enterobacteriaceae	Bactéria
<i>Plum pox virus</i>	Potyviridae: Potyvirus	Vírus
<i>Striga</i> spp.	Lamiales: Orobanchaceae	Planta Daninha
<i>Tomato ringspot virus</i>	Picornavirales: Secoviridae	Vírus
<i>Toxotrypana curvicauda</i>	Diptera: Tephritidae	Inseto
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i>	Xanthomonadales: Xanthomonadaceae	Bactéria
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i>	Xanthomonadales: Xanthomonadaceae	Bactéria

Aplicação de notas por critério para cada praga

Optou-se pela avaliação por critério e não por praga quando da análise detalhada de cada uma das PQAs. Esse procedimento permite que sejam selecionados especialistas em cada aspecto biológico ou econômico que possa afetar a priorização. Evita ainda que o maior ou menor conhecimento sobre uma dada praga possa influenciar a aplicação das notas. Foram escolhidos pontos-focais para cada um dos critérios, tendo-se em conta a especialidade de cada participante do grupo. Os pontos-focais convidaram outros colegas do grupo e analisaram em conjunto cada uma das PQAs. Essa análise levou estritamente em consideração as descrições e escala de cada critério. Foi criada uma planilha com as notas aplicadas, associadas com a matriz de prioridades dos critérios. Os resultados numéricos foram usados para gerar as listas de prioridade Global (ver Capítulo 8) ou referentes às probabilidades de Entrada (ver Capítulo 5), Estabelecimento e Dispersão (ver Capítulo 6) e Impacto Potencial (ver Capítulo 7).

Esse processo de priorização é inédito no Brasil. Portanto, é natural que necessite ser aprimorado. Para tanto, DSV-MAPA e Embrapa constituirão um grupo de trabalho que determinará o fluxo, critérios e periodicidade do processo, sendo também responsável por sua governança. Essa é apenas a primeira versão de um trabalho de alta complexidade técnica, que precisa ser revisado e ajustado, conforme foi feito na maioria dos lugares do mundo onde foi adotado. Nos capítulos seguintes são apresentadas análises detalhadas dos resultados.

Referências

GOEPEL, K. D. **BPMSG AHP Online System**. 2016. Disponível em: <<http://bpmsg.com/ahp-online-system>>. Acesso em: 10 set. 2018.

SAATY, T. L. **Fundamentals of Decision Making and Priority Theory with the Analytic Hierarchy Process**. Kindle Edition, 2013. 527p.

Capítulo 5

Análise de resultado para Entrada

JULIANA RIBEIRO ALEXANDRE, RICARDO ADAIME, PAULO PARIZZI,
FRANCISCO MIGUEL DE ASSIS FILHO, FERNANDA ANTINOLFI LOVATO,
MARIANA TEIXEIRA FILIPPETTI

Introdução

Em análises de risco de pragas (ARPs) normalmente a “Entrada” (probabilidade de entrada) está associada com o “Estabelecimento” (probabilidade de estabelecimento) que juntos estimam a probabilidade de introdução de uma praga em uma nova área onde ainda não ocorre. Todavia, no presente modelo de priorização, devido aos critérios adotados, o grupo de especialistas optou por juntar num mesmo critério estabelecimento com dispersão e deixar em separado a entrada.

De acordo com a Norma Internacional para Medidas Fitossanitárias nº 11 (NIMF 11 - Análise de Risco de Pragas para Pragas Quarentenárias) a probabilidade de entrada de uma praga depende das vias de ingresso a partir do país exportador até o importador, bem como da quantidade e da frequência de pragas associadas com estas vias. Quanto maior o número de vias de ingresso,

maior será a probabilidade da praga entrar no país. Assim, é necessário avaliar a probabilidade de que as pragas possam vir associadas com a importação de materiais hospedeiros ou outros artigos regulamentados.

A ARP normalmente está focada no material vegetal ou outro artigo regulamentado que se pretende importar, estes agindo como meio de dispersão das pragas. Todavia, o grupo procurou visualizar as possibilidades da praga como um todo, o que envolve a capacidade de dispersão por qualquer meio, inclusive por meios próprios a cada praga. Por isto foram selecionados critérios de proximidade ao Brasil e distribuição mundial como um fator de risco quanto à praga ter maior ou menor probabilidade de entrar no país por qualquer meio.

Além destes critérios geográficos, foram selecionados dois critérios relacionados com os materiais importados. O número de importações de materiais hospedeiros e o volume destas importações são importantes porque indicam a possibilidade da praga chegar ao país associada a estes materiais, o que é fundamental no processo de introdução de uma nova praga, haja vista que, para que ocorra o estabelecimento é necessário que a praga entre em número suficiente para formar populações viáveis.

Subcritérios, suas escalas e hierarquia

Para a priorização das pragas para entrada, foram definidos seis subcritérios:

- Distância da praga da fronteira brasileira.
- Número de países fronteiriços onde a praga ocorre.
- Número de países onde a praga ocorre.
- Número de continentes onde a praga ocorre.
- Volume de importação de material hospedeiro/artigo regulamentado por ano.
- Número de importações de material hospedeiro/artigo regulamentado por ano.

Os pesos para cada subcritério estabelecidos dentro de “Entrada” e na avaliação global (considerando que este critério tem peso 0,2465) são apresentados na Tabela 1. Pode-se observar que o critério com maior importância foi o número de países fronteiriços onde as pragas ocorrem (25,0%) e com menor, o número de continentes onde as pragas ocorrem (7,6%).

Tabela 1. Pesos dos subcritérios dentro do critério “Entrada” e global.

Subcritério	Peso do subcritério para entrada	Peso global do subcritério
Distância da praga da fronteira brasileira	0,1727	0,043
Número de países fronteiriços onde a praga ocorre	0,2498	0,062
Número de países onde a praga ocorre	0,1398	0,034
Número de continentes onde a praga ocorre	0,0755	0,019
Volume de importação de material hospedeiro/artigo regulamentado por ano	0,2029	0,050
Número de importações de material hospedeiro/artigo regulamentado por ano	0,1593	0,039

Estes subcritérios estão relacionados à pressão de entrada das pragas. Consideram a proximidade com o Brasil, a distribuição mundial da praga que pode indicar alta tendência de dispersão e a importação de produtos vegetais que pode servir como um meio de dispersão.

Para cada subcritério, foram estabelecidas cinco escalas de priorização com suas respectivas notas: nulo (0), baixo (250), médio (500), alto (750) e muito alto (1000). A seguir, são apresentadas a descrição, as escalas e o

resultado da priorização para cada subcritério. Também é informado como foram obtidos os dados para o enquadramento de cada praga na escala estabelecida para cada subcritério.

Distância da praga da fronteira brasileira

No subcritério de distância da praga da fronteira brasileira, a priorização da praga foi considerada tanto maior quanto menor a distância em quilômetros entre a localização mais próxima da praga e a fronteira brasileira. Neste subcritério, a pressão de entrada da praga está relacionada com a proximidade com o Brasil e considera tanto a possibilidade da praga se dispersar por conta própria ou auxiliada pelo comércio de produtos vegetais e a própria movimentação de pessoas. Nos casos em que não se dispunha de referência da localização exata do registro da praga, utilizou-se o centroide da província ou país em questão. Os dados de localização das pragas foram obtidos em bases de dados como Cabi (2016), Eppo (2016) e GBIF (2016), além de buscas na literatura geral.

A escala estabelecida para distância da praga da fronteira brasileira está apresentada na Tabela 2.

Tabela 2. Escala para distância da praga da fronteira brasileira.

Escala	Distância da praga da fronteira brasileira
0 – Nulo ou muito baixo	A praga está a mais de 6000km da fronteira brasileira
250 – Baixo	A praga está entre 6000 e 4000km da fronteira brasileira
500 – Médio	A praga está entre 4000 e 1000km da fronteira brasileira
750 – alto	A praga está entre 1000 e 100km da fronteira brasileira
1000 – Muito alto	A praga já está a menos de 100km da fronteira brasileira

Os resultados obtidos para cada praga para distância da fronteira brasileira são apresentados na Tabela 3. A maioria das pragas recebeu pontuação média e alta para esse subcritério, que corresponde a distâncias, respectivamente, de 1000 a 4000 quilômetros e de 100 a 1000 quilômetros.

Destacam-se *X. fastidiosa* subsp. *fastidiosa* que recebeu pontuação baixa (distância entre 4000 e 6000 quilômetros) e *F. oxysporum* f.sp. *cupense* raça 4 tropical [Foc R4T] com pontuação muito baixa por estar a mais de 6000 quilômetros da fronteira do Brasil.

Tabela 3. Pontuação para distância das pragas da fronteira brasileira.

Pragas avaliadas	Pontuação conforme escala
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	500
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	750
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	500
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	750
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	500
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	500
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	750
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	750
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>cupense</i> Raça 4 Tropical (R4T) – fungo	0
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	750
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	750
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	750
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	750
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	750
<i>Plum pox virus</i> – vírus	500
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	500
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	750
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	750
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	750
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	250

Número de países fronteiriços onde a praga ocorre

O número de países fronteiriços em que determinada praga ocorre também está associado à pressão de entrada. Assim, considerou-se que a priorização da praga é tanto maior quanto maior for o número de países fronteiriços onde a praga já ocorre. Foi considerado que a presença de determinada praga em cinco ou mais países está relacionada com um risco muito alto e que nesta situação, a probabilidade de que a praga se disperse para o Brasil é bastante relevante. As informações sobre países com ocorrência das pragas, foram obtidas em bases de dados como Cabi (2016), Eppo (2016) e GBIF (2016), além de buscas na literatura geral.

A escala estabelecida para número de países fronteiriços onde a praga ocorre está apresentada na Tabela 4.

Tabela 4. Escala para número de países fronteiriços onde a praga ocorre.

Escala	Número de países fronteiriços onde a praga ocorre
0 – Nulo ou muito baixo	A praga não está presente em nenhum país fronteiriço
250 – Baixo	A praga está presente em apenas um país fronteiriço
500 – Médio	A praga está presente em dois ou três países fronteiriços
750 – Alto	A praga está presente em quatro países fronteiriços
1000 – Muito alto	A praga está presente em cinco ou mais os países fronteiriços

Os resultados obtidos para cada praga para número de países fronteiriços são apresentados na Tabela 5. Várias pragas receberam pontuação zero pois não estão presentes em nenhum país que faz divisa com o Brasil (*African cassava mosaicvirus*, *B. dorsalis*, *C. arvense*, *D. destructor*, Foc R4T, Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras e *X. fastidiosa* subsp. *fastidiosa*). Por outro lado, tem destaque a traça-das-maçãs (*C. pomonella*) por estar presente em cinco ou mais países que fazem fronteira com o Brasil.

Tabela 5. Pontuação para o número de países fronteiriços onde a praga ocorre.

Pragas avaliadas	Pontuação conforme escala
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	0
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	250
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	0
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	500
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	250
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	0
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	1000
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	0
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	0
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>cubense</i> Raça 4 Tropical (R4T) – fungo	0
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	750
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	250
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	750
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	750
<i>Plum pox virus</i> – vírus	250
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	250
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	500
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	500
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	500
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	0

Número de países onde a praga ocorre

O número de países em que determinada praga ocorre a nível mundial também é um indicativo da pressão de entrada que ela pode ter, porque quanto maior for o número de países em que ela ocorre, maior é a possibilidade que tem de chegar ao país através do transporte de bens e pessoas a partir

destes países. Por isto, a priorização das pragas foi considerada tanto maior quanto maior o número de países em que ocorre, independentemente de fazer fronteira ou não com o Brasil. Os dados de número de países em que as pragas ocorrem foram obtidos em bases de dados como Cabi (2016), Eppo (2016) e GBIF (2016), além de buscas na literatura geral.

A escala estabelecida para número de países onde a praga ocorre está apresentada na Tabela 6.

Tabela 6. Escala para número de países onde a praga ocorre.

Escala	Número de países onde a praga ocorre
0 – Nulo ou muito baixo	A praga ocorre em apenas um país
250 – Baixo	A praga ocorre em 2 a 10 países
500 – Médio	A praga ocorre em 11 a 20 países
750 – Alto	A praga ocorre em 21 a 50 países
1000 – Muito alto	A praga ocorre em mais de 50 países

Os resultados obtidos para cada praga para número de países em que ocorrem são apresentados na Tabela 7. Nesse subcritério, sete pragas se destacam por estarem presentes em mais de 50 países, o que demonstra a capacidade de se adaptarem a diversos ambientes, como também indica maior possibilidade de entrarem no Brasil a partir de diversos lugares, por meio do movimento de bens e pessoas. São elas: *B. dorsalis*, *C. arvense*, *C. pomonella*, *G. rostochiensis*, *L. botrana*, *Plumpox virus* e *Striga* spp. Por outro lado, quatro pragas apresentam distribuição mundial mais restrita, estando presentes em no máximo 10 países: *A. suspensa*, *B. chilensis*, *P. stewartii* subsp. *stewartii* e *X. fastidiosa* subsp. *fastidiosa*.

Tabela 7. Pontuação para número de países onde a praga ocorre.

Pragas avaliadas	Pontuação conforme escala
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	750
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	250
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	1000

Continua...

Tabela 7. Continuação.

Pragas avaliadas	Pontuação conforme escala
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	750
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	250
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	1000
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	1000
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	750
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	750
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>cubense</i> Raça 4 Tropical (R4T) – fungo	1000
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	1000
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	1000
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	500
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	250
<i>Plum pox virus</i> – vírus	1000
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	1000
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	750
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	500
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	750
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	250

Número de continentes onde a praga ocorre

De forma semelhante aos critérios anteriores, o número de continentes onde a praga ocorre, igualmente está relacionado com a pressão de entrada e indica que o movimento de bens e pessoas de diversos pontos do mundo pode apresentar o risco de associação com a praga e possibilitar seu acesso ao país. A priorização da praga foi considerada tanto maior quanto maior o número de continentes onde está presente. Os dados de número de continentes em que as pragas ocorrem foram obtidos em bases de dados como Cabi (2016), Eppo (2016) e GBIF (2016), além de buscas na literatura geral.

A escala estabelecida para número de continentes onde a praga ocorre está apresentada na Tabela 8.

Tabela 8. Escala para número de continentes onde a praga ocorre.

Escala	Número de continentes onde a praga ocorre
0 – nulo ou muito baixo	A praga ocorre em um continente
250 – baixo	A praga ocorre em dois continentes
500 – médio	A praga ocorre em três continentes
750 – alto	A praga ocorre em quatro continentes
1000 – muito alto	A praga ocorre em cinco continentes

Os resultados obtidos para cada praga para número de continentes em que ocorrem são apresentados na Tabela 9. Seis pragas se destacam por estarem presentes em cinco continentes, apresentando ampla distribuição mundial, o que pode ser um indicativo da capacidade de se dispersar a longas distâncias e entrar em novas regiões. São elas: *C. arvense*, *C. pomonella*, *D. destructor*, *G. rostochiensis*, *Plumboxvirus* e *X. oryzaepv. oryzae*. Contrariamente, há quatro pragas que estão limitadamente distribuídas em apenas um continente: *A. suspensa*, *B. chilensis*, *M. roreri* e *T. curvicaudata*.

Tabela 9. Pontuação para número de continentes onde a praga ocorre.

Pragas avaliadas	Pontuação conforme escala
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	250
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	0
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	750
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	750
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	0
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	1000
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	1000
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	1000
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	500

Continua...

Tabela 9. Continuação.

Pragas avaliadas	Pontuação conforme escala
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>cupense</i> Raça 4 Tropical (R4T) – fungo	500
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	1000
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	750
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	0
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	500
<i>Plum pox virus</i> – vírus	1000
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	750
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	750
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	0
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	1000
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	500

Volume de importação de material hospedeiro/artigo regulamentado (MHAR) por ano

A importação de material hospedeiro é uma das principais vias de entrada de pragas em novas regiões. Para o critério volume de importação de material hospedeiro ou artigo regulamentado foi considerado que quanto maior o volume importado de um produto hospedeiro maior é a possibilidade de que pragas associadas estejam presentes e possam entrar no país. Desta forma, a priorização da praga foi considerada tanto maior quanto maior a quantidade importada (kg) de material hospedeiro ou artigo regulamentado nos quais a praga ou o vetor possa vir a entrar no Brasil. Pragas associadas à embalagem e material de suporte de madeira devem receber nota máxima na priorização, uma vez que este tipo de material está presente em praticamente qualquer importação de bens (mesmo não vegetais) e espera-se que seu volume seja sempre o máximo. As informações sobre importação de material hospedeiro/artigo regulamentado foram obtidas no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), no Sistema de Informações Gerenciais do Trânsito Internacional de Produtos e Insumos Agropecuários (SIGVIG) (Mapa, 2016).

A escala estabelecida para volume de importação de material hospedeiro/artigo regulamentado (MHAR) por ano está apresentada na Tabela 10.

Tabela 10. Escala para volume de importação de material hospedeiro/artigo regulamentado (MHAR) por ano.

Escala	Volume de importação de material hospedeiro/artigo regulamentado (MHAR) por ano
0 – nulo ou muito baixo	Menos de 100kg de MHAR importado ao ano
250 – baixo	Até 1000kg de MHAR importado ano ano
500 – médio	Até 10t de MHAR importado ao ano
750 – alto	Até 100 t de MHAR importado ao ano
1000 – muito alto	Mais de 100t de MHAR importado ao ano

Os resultados obtidos para cada praga para volume de importação de material hospedeiro/artigo regulamentado por ano são apresentados na Tabela 11. Sete pragas obtiveram pontuação máxima na escala para esse subcritério (*B. dorsalis*, *C. arvense*, *C. pomonella*, *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii*, *Striga* spp., *Tomato ringspot virus* e *X. oryzae* pv. *oryzae*). Destacam-se *F. oxysporum* f.sp. *cubense* raça 4 tropical (R4T), *Candidatus* *Phytoplasma palmae* e *T. curvicaudata* como tendo pontuação zero pois a importação de material hospedeiro ou é muito baixa ou não existe.

Tabela 11. Pontuação para volume de importação de material hospedeiro/artigo regulamentado (MHAR) por ano.

Pragas avaliadas	Pontuação conforme escala
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	250
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	750
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	1000
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	500
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	500
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	1000

Continua...

Tabela 11. Continuação.

Pragas avaliadas	Pontuação conforme escala
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	1000
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	500
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	0
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>cubense</i> Raça 4 Tropical (R4T) – fungo	0
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	500
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	250
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	750
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	1000
<i>Plum pox virus</i> – vírus	500
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	1000
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	1000
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	0
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	1000
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	250

Número de importações de material hospedeiro/ artigo regulamentado (MHAR) por ano

Outro critério associado com a importação de material hospedeiro foi o número de importações. É um critério importante porque a frequência com que determinada praga entra no país pode ser determinante para o estabelecimento de populações diversas que podem favorecer o estabelecimento da praga no país. Assim, a priorização da praga foi considerada tanto maior quanto maior o número de importações de material hospedeiro ou artigo regulamentado nos quais a praga ou o vetor possa vir a entrar no Brasil.

A escala estabelecida para número de importações de material hospedeiro/artigo regulamentado (MHAR) por ano está apresentada na Tabela 12.

Tabela 12. Escala paranúmero de importações de material hospedeiro/artigo regulamentado (MHAR) por ano.

Escala	Número de importações de material hospedeiro/artigo regulamentado (MHAR) por ano
0 – nulo ou muito baixo	Até 10 importações de MHAR ao ano
250 – baixo	Até 100 importações de MHAR ao ano
500 – médio	Até 500 importações de MHAR ao ano
750 – alto	Até 1000 importações de MHAR ao ano
1000 – muito alto	Mais de 1000 importações de MHAR ao ano

Os resultados obtidos para cada praga para *número de importações de material hospedeiro/artigo regulamentado (MHAR) por ano* são apresentados na Tabela 13. O número de importações de material hospedeiro segue mais ou menos o mesmo padrão do subcritério de volume de importação. Dez pragas se destacam pelo número de importações com pontuação máxima: *A. suspensa*, *B. dorsalis*, *B. chilensis*, *C. arvense*, *C. pomonella*, *P. stewartii* subsp. *stewartii*, *Striga* spp., *Plumppox virus*, *Tomato ringspot virus* e *X. oryzae* pv. *oryzae*. Por outro lado, quatro pragas não tiveram importações de materiais hospedeiros ou tiveram no máximo 10 importações por ano, sendo elas: Foc R4T, *M. roreri*, Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras e *T. curvicaudata*.

Tabela 13. Pontuação para número de importações de material hospedeiro/artigo regulamentado (MHAR) por ano.

Pragas avaliadas	Pontuação conforme escala
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	250
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	1000
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	1000
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	750
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	1000
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	1000
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	1000
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	750

Continua...

Tabela 13. Continuação.

Pragas avaliadas	Pontuação conforme escala
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	0
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i> cubense</i> Raça 4 Tropical (R4T) – fungo	0
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	750
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	500
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	0
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i> stewartii</i> – bactéria	1000
<i>Plum pox virus</i> – vírus	1000
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	1000
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	1000
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	0
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i> oryzae</i> – bactéria	1000
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i> fastidiosa</i> – bactéria	500

Resultado final do critério Entrada

A Tabela 14 apresenta os resultados de pontuação de todos os critérios analisados, cinco pragas quarentenárias ausentes foram classificadas como tendo risco de entrada muito alto (pontuação maior que 750): a mariposa-das-maçãs *Cydia pomonella*, o nematoide do cisto da batata *Globodera rostochiensis*, a bactéria *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii*, o vírus *Tomato ringspot virus* e a bactéria *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae*. Essas cinco pragas obtiveram a maior pontuação por terem ampla distribuição mundial, inclusive por estarem presentes em diversos países fronteiriços, e também porque a importação de materiais hospedeiros delas é bastante significativa.

Dentre as espécies que obtiveram a menor pontuação (menor que 500), ou seja, representam o menor risco de entrada no Brasil estão seis pragas: o vírus *African cassava mosaic virus*, o falso-ácaro-vermelho-chileno *Brevipalpus chilensis*, a raça 4 tropical (R4T) do fungo *Fusarium oxysporum* f.sp. *cubense* causador da doença fusariose da bananeira, os Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras, agente

causal do Amarelecimento Letal do Coqueiro, a bactéria *Xylella fastidiosa* subsp. *fastidiosa* causadora da doença conhecida como mal-de-Pierce em videiras e a mosca-do-mamão *T. curvicaudata*. Diferentemente das pragas com maior risco, estas seis pragas são caracterizadas por terem distribuição mundial mais restrita, por não estarem presentes na América do Sul (com exceção de *B. chilensis* *T. curvicaudata*) e por estarem associadas a materiais hospedeiros que não são importados ou são pouco importados pelo Brasil.

Tabela 14. Pontuação final das pragas para o critério Entrada.

Praga	Nota	Risco
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	957	Muito alto
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	797	Muito alto
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	778	Muito alto
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	753	Muito alto
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	752	Muito alto
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	707	Alto
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	664	Alto
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	645	Alto
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	637	Alto
<i>Plum pox virus</i> – vírus	625	Alto
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	539	Alto
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	538	Alto
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	531	Alto
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	519	Alto
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	445	Baixo
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	324	Baixo
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	301	Baixo
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	272	Baixo
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	246	Baixo
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>cubense</i> Raça Tropical 4 – TR4 – fungo	108	Baixo

Considerações finais

A etapa de entrada é fundamental na avaliação de risco de determinada praga, sendo que se uma praga não apresentasse a possibilidade de entrar na região em análise, o risco seria zero. O risco é a combinação da probabilidade de um evento negativo ocorrer com a magnitude das consequências do evento.

Do conjunto das 20 pragas analisadas, podemos observar que algumas se destacaram no critério de entrada: *C. pomonella*, *G. rostochiensis*, *P. stewartii* subsp. *stewartii*, *Tomato ringspot virus* e *X. oryzae* pv. *oryzae*. Isso nos dá indicação de que devemos estar vigilantes com as vias de ingresso e as possibilidades destas pragas entrarem no Brasil, a fim de adotar as medidas possíveis para evitar este evento.

Cabe destacar o caso da traça-das-maçãs *C. pomonella*, por ter recebido a maior pontuação dentro deste conjunto de pragas. Esta praga é o único exemplo no Brasil de sucesso de um programa de erradicação que foi desenvolvido por muitos anos e com grande utilização de recursos públicos e privados. Ela está presente em países fronteiriços dos quais importamos grande quantidade de produtos hospedeiros (frutos de maçã e pera) a cada ano. Assim, existe alta probabilidade de que esta praga volte a entrar no Brasil e a adoção de medidas fitossanitárias é fundamental para manter o país livre dela.

Referências

CABI. **Invasive Species Compendium**. Wallingford, UK: CAB International, 2016. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 04 out. 2018.

EPPO. **Data Sheets on Quarantine Pests**. Paris: EPPO Global Database, 2016. Disponível em: <<http://www.eppo.int>>. Acesso em: 09 out. 2018.

GBIF. **Global Biodiversity Information Facility**. 2016. Disponível em: <<https://www.gbif.org/>>. Acesso em: 04 out. 2018.

MAPA. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Sistema de Informações Gerenciais do Trânsito Internacional de Produtos e Insumos Agropecuários (SIGVIG)**. Brasília, 2016.

Capítulo 6

Análise de resultado para Estabelecimento e Dispersão

ELISANGELA GOMES FIDELIS, FRANCISCO FERRAZ LARANJEIRA,
MARCELO LOPES DA SILVA, MARIA CONCEIÇÃO PERES YOUNG PESSOA,
RICARDO KOBAL RASKI, MIGUEL MICHEREFF FILHO, EDSON HIROSE,
MÁRCIO MARTINELLO SANCHES, ALEXANDRE FURTADO SILVEIRA MELLO,
MARISTELA RAMALHO XAUD, LUIZ ALEXANDRE NOGUEIRA DE SÁ

Introdução

Neste capítulo apresentam-se as considerações sobre a análise realizada para o critério “Estabelecimento e Dispersão”. Este critério aborda a potencial favorabilidade ao estabelecimento das pragas no território brasileiro e de se dispersarem para áreas de cultivos hospedeiros após eventual entrada. Há que se considerar que, mesmo apresentando risco de introdução e potencial para causar impactos ambientais (econômicos, sociais e ecológicos) negativos, nem toda praga apresenta condições, no novo ambiente, de se estabelecer ou se dispersar para várias regiões. Entre os fatores que contribuem para as condições de estabelecimento citam-se: a presença de hospedeiro (s) em áreas próximas ao território nacional, a adaptabilidade da praga às condições climáticas locais na presença de alimento disponível e a possibilidade de sua erradicação por meio de métodos eficazes de controle. Já para propiciar a dispersão elencam-se: capacidade de

autodeslocamento (natural ou favorecida por fatores climáticos), existência de vetores de maior mobilidade, bem como potenciais vias de transporte por atividade humana (transporte de plantas ou suas partes, substratos (incluindo solo), máquinas, implementos e ferramentas de uso agrícola, vestimentas, entre outras).

Subcritérios, suas escalas e hierarquia

Para a priorização das pragas para o critério “Estabelecimento e Dispersão” foram utilizados os seguintes subcritérios:

- Número de hospedeiros.
- Área total das culturas hospedeiras.
- Potencial adaptação climática ao Brasil.
- Percentual de microrregiões com cultivos dos hospedeiros.
- Eficiência de métodos de controle (erradicação).
- Estimativa de distância de dispersão natural anual.
- Probabilidade de dispersão antrópica.

A aplicação do método de análise hierárquica (AHP) determinou o peso global do critério “Estabelecimento e Dispersão” (peso 0,2068), bem como de cada subcritério estabelecido previamente pelo mesmo método, conforme apresentados na Tabela 1.

Tabela 1. Pesos dos subcritérios dentro do critério “Estabelecimento e Dispersão” e global.

Subcritério	Peso do subcritério para Estabelecimento e Dispersão	Peso global do subcritério
Número de hospedeiros	0,1762	0,036
Área total das culturas hospedeiras	0,1752	0,036

Continua...

Tabela 1. Continuação.

Subcritério	Peso do subcritério para Estabelecimento e Dispersão	Peso global do subcritério
Potencial adaptação climática ao Brasil	0,159	0,033
Percentual de microrregiões com cultivos dos hospedeiros	0,1174	0,024
Eficiência de métodos de controle (erradicação)	0,096	0,020
Estimativa de distância de dispersão natural anual	0,131	0,027
Probabilidade de dispersão antrópica	0,1452	0,030

Para cada subcritério, empregaram-se as cinco escalas de priorização, com suas respectivas notas, estabelecidas previamente para uso neste critério, a saber: nulo (0), baixo (250), médio (500), alto (750) e muito alto (1000).

A descrição, as escalas e o resultado da priorização, para cada subcritério, são apresentadas a seguir, assim como informados métodos de obtenção de informações e dados para o enquadramento, de cada praga, na escala de cada subcritério.

Avaliação do número de hospedeiros das pragas

O levantamento das espécies de plantas-hospedeiras cultivadas, de cada praga, foi efetuado a partir de dados obtidos em bases de dados como *Centre for Agriculture and Biosciences International* (Cabi, 2016), *European and Mediterranean Plant Protection Organization* (Eppo, 2016) e *Global Biodiversity Information Facility* (GBIF, 2016).

A escala estabelecida previamente para o enquadramento da avaliação pelo subcritério número de hospedeiros de cada praga é apresentada na Tabela 2.

Tabela 2. Escala para número de hospedeiros das pragas.

Escala	Número de hospedeiros conhecidos para a praga
0 – nulo ou muito baixo	apenas um
250 – baixo	até 5
500 – médio	de 6 a 20
750 – alto	de 21 a 50
1000 – muito alto	mais de 50

Os resultados obtidos, para cada praga, para o subcritério “Número de hospedeiros” são apresentados na Tabela 3.

Tabela 3. Pontuação para número de hospedeiros das pragas.

Pragas avaliadas	Pontuação conforme escala
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	250
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	1000
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	1000
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	250
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	500
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	1000
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	500
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	750
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	1000
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>cubense</i> Raça 4 Tropical (R4T) – fungo	250
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	500
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	750
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	250
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	500
<i>Plum pox virus</i> – vírus	1000
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	750
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	750
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	250
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	500
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	250

Determinação da área total brasileira com as culturas hospedeiras das pragas

A determinação da área total das culturas hospedeiras presentes no Brasil foi feita com base na informação de número de hospedeiros da praga, conforme determinado pelo subcritério anterior. A partir dessa informação obtiveram-se as áreas (em hectare) desses hospedeiros junto ao Sistema IBGE de Recuperação Automática (SIDRA) do Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE) - base de 2015 (IBGE, 2015), ao banco de dados do Instituto de Economia Agrícola do Estado de São Paulo (IEA) – ano 2014 (IEA, 2014), ao Anuário Brasileiro das Hortaliças – 2015 (Anuário..., 2015) e ao Anuário Hortifruti do Centro de Estudos Avançados em Economia Aplicada - período 2015-2016 (CEPEA, 2016). A determinação das áreas foi limitada à disponibilidade das culturas no SIDRA/IBGE nessas fontes. Na ocorrência de mais de uma cultura hospedeira identificada para a mesma praga realizou-se o somatório das respectivas áreas.

A escala estabelecida previamente para proceder a avaliação do subcritério de área total das culturas das hospedeiras das pragas no Brasil é apresentada na Tabela 4.

Tabela 4. Escala para área total das culturas das hospedeiras das pragas no Brasil.

Escala	Área total das culturas hospedeiras da praga no Brasil
0 – nulo ou muito baixo	Menos de 1000 ha
250 – baixo	Até 5000 ha
500 – médio	De 5000 a 50.000 ha
750 – alto	De 50.000 a 200.000 ha
1000 – muito alto	Mais de 200.000 ha

O resultado obtido para a avaliação da área total das culturas hospedeiras no Brasil potencialmente susceptível ao ataque das respectivas pragas avaliadas é apresentado na Tabela 5.

Tabela 5. Pontuação para área total das culturas hospedeiras das pragas.

Praga	Pontuação conforme escala
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	1000
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	1000
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	1000
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	750
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	1000
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	1000
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	750
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	1000
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	1000
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>ubense</i> Raça 4 Tropical (R4T) – fungo	1000
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	750
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	750
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	1000
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	1000
<i>Plum pox virus</i> – vírus	500
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	1000
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	1000
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	750
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	1000
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	750

Avaliação da potencial adaptação climática das pragas no Brasil

A análise da potencial adaptação climática de cada praga avaliada, no Brasil, foi realizada com base na percentagem de áreas brasileiras suscetíveis a cada praga, considerando a classificação climática de Thornthwaite (Thornthwaite, 1948). Por essa razão, a análise iniciou-se pela utilização das

informações levantadas e disponibilizadas pelas análises de: a) Avaliação de países nos quais as pragas priorizadas estão presentes; e b) Percentagem de Microrregiões brasileiras com as culturas hospedeiras.

A classificação climática de Thornthwaite foi utilizada porque, de forma geral, considera classes de índices de umidade calculados com base em índices hídricos, que são determinados a partir de informações de excedente hídrico proveniente do balanço hídrico, e de índices de aridez, que são calculados a partir de informações de deficiência hídrica (também decorrente da informação do balanço hídrico) e da informação de evapotranspiração de referência ou potencial (Silva et al., 2014). Por essa razão, a classificação Thornthwaite vem sendo reportada como mais precisa em aplicações já registradas para ambientes brasileiros, quando comparada aos resultados de utilização da classificação climática de Köppen-Geiger, por apresentar maior sensibilidade à pluviosidade, temperatura e relevo, dado o maior número de tipos climáticos (Rolim et al., 2007; Souza et al., 2013; Silva et al., 2014). Rolim et al. (2007) consideram a classificação de Thornthwaite mais indicada aos estudos de mesoescala ou topoescala, justificando-se seu uso nesta avaliação, uma vez que áreas irrigadas, principalmente aquelas localizadas em regiões semiáridas do país, podem apresentar condições de adaptação das pragas favorecidas por umidade, mesmo em condições de menores pluviosidades médias (Pessoa et al., 2016), o que não seria considerado com a utilização de Köppen-Geiger. A classificação de Köppen-Geiger, mesmo acrescida de modificações apresentadas por Setzer (1966) para inclusão do tipo Am (Tropical Monçônico), fundamenta-se basicamente em faixas climáticas correspondentes às zonas de vegetação, conforme critérios sujeitos também às classes pré-definidas de temperatura e precipitação (Arnfield, 2016; Peel et al., 2007). Assim, apresenta pouca sensibilidade para diferenciação climática em conformidade com evapotranspiração, deficiência e excedente hídrico, entre outros fatores de elementos meteorológicos, conforme salientado por Rolim et al. (2007).

Considerou-se, portanto, para a avaliação de potencial adaptação climática das pragas avaliadas os seguintes tipos de clima de Thornthwaite: E (Árido), D (Semiárido), C1 (Sub-úmido seco), C2 (Sub-úmido), B1 (Úmido), B2 (Úmido), B4 (Úmido) e A (Superúmido); de acordo com a chave de classificação climática de Thornthwaite apresentada detalhadamente em Souza et al. (2013).

Para cada praga avaliada, foram identificadas as frequências de ocorrência de tipos de climas de Thornthwaite registrados em cada país com ocorrência da praga no exterior, separadamente por cultura-hospedeira, fazendo uso de mapa mundial da classificação climática de Thornthwaite apresentado por Feddema (2005). A percentagem de ocorrência de cada tipo dessa classificação foi, posteriormente, estimada com base na frequência observada por tipo em relação à frequência total de tipos ocorridos para a praga em um mesmo hospedeiro-planta. Dada a ausência de informações disponíveis para todo o país sobre a percentagem de áreas brasileiras conforme as classes climáticas de Thornthwaite, estas foram estimadas a partir das percentagens de ocorrências das classes climáticas de Thornthwaite em relação às de Köppen-Geiger utilizando a "Matriz de Confusão" entre os tipos dessas duas classificações climáticas, viabilizadas por Sampaio et al. (2011).

As percentagens de áreas brasileiras por tipo de classes climáticas de Köppen-Geiger foram estimadas fazendo uso de Sistema de Informação Geográfica (ArqGis), com base em informações disponibilizadas por Peel et al. (2007).

A matriz de confusão de Sampaio et al. (2011) foi posteriormente aplicada às informações de percentagens de áreas brasileiras por tipo de classes climáticas de Köppen-Geiger obtidas para viabilizar as estimativas das percentagens de áreas brasileiras por tipo na classificação de Thornthwaite. Em seguida, estimou-se o percentual de adaptabilidade de cada praga, para cada cultura hospedeira, passível de ser encontrada em microrregiões brasileiras, a partir da soma dos percentuais de áreas brasileiras registrados nas respectivas faixas climáticas de Thornthwaite com ocorrência de cada praga já registrada, separadamente por suas respectivas culturas hospedeiras.

A escala estabelecida previamente para uso no subcritério de avaliação do potencial de adaptação climática das pragas no Brasil é apresentada na Tabela 6.

Tabela 6. Escala para potencial de adaptação climáticas das pragas no Brasil.

Escala	Potencial de adaptação climática da praga no Brasil
0 – nulo ou muito baixo	Não há expectativa de adaptação da praga ao Brasil
250 – baixo	10% do território brasileiro é apto à adaptação climática da praga

Continua...

Tabela 6. Continuação.

Escala	Potencial de adaptação climática da praga no Brasil
500 – médio	De 11% a 25% do território brasileiro é apto à adaptação climática da praga
750 – alto	De 26% a 50% do território brasileiro é apto à adaptação climática da praga
1000 – muito alto	Mais de 50% do território brasileiro é apto à adaptação da praga

Os resultados obtidos, quais sejam os percentuais do território brasileiro sujeito à potencial adaptação climática de cada praga por respectivas culturas hospedeiras, considerando a classificação de Thornthwaite, são apresentados na Tabela 7. As culturas não avaliadas devem-se a ausência de informação de ataque no exterior ou indisponibilidade de dados de classificação de Thornthwaite para localidades específicas (não captadas pelo mapa base utilizado nesta análise).

Tabela 7. Pontuação para potencial de adaptação climáticas das pragas no Brasil.

Praga	Percentagens do território brasileiro sujeitos à adaptação climática da praga	Pontuação conforme escala
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	Mandioca – 100%; Mamona – não avaliado	1000
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	Citros (laranja) – 60,3%; Citros (limão) – 83,9%; Citros (tangerina) – 57%	1000
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	Feijão – 16,2%; Banana – 78,5%; Citros (laranja) – 98,8%; Tomate – 21,3%; Melancia – 85,9%; Maracujá – 51,7%; Citros (limão) – 85,9% ; Manga – 1,3%; Goiaba – 21,3%; Citros (Tangerina) – 85,9%; Mamão – 85,9%; Café – 30,9%; Abacate – 77,9%; Cajú – 100%; Caqui – 3,3%; Maçã – 55,8%; Melão – 21,3%; e Cacau – 29,6%	1000

Continua...

Tabela 7. Continuação.

Praga	Percentagens do território brasileiro sujeitos à adaptação climática da praga	Pontuação conforme escala
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	Batata – 100%	1000
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	Uva (mesa e vinífera) – 77,9%	1000
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	Milho – 100%; Soja – 25,4%; Sorgo – 100%; Trigo – 75,8%; Algodão – 21,3%; Girassol – 30,9%; e Cevada – 36,5%	1000
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	Maçã – 100%	1000
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	Milho – 100%; Tomate – não avaliado; Batata doce – 21,3%; Soja – 5,4%; Batata – 1,3%; Cebola – 87,2%; e Trigo – 42%	1000
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	Coco – 100%	1000
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>cubense</i> Raça 4 Tropical (R4T) – fungo	Banana – 100%	1000
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	Tomate – 100%; e Batata – 100%	1000
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	Uva – 100%	1000
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	Cacau – 100%	1000
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	Milho – 100%	1000
<i>Plum pox virus</i> – vírus	Pêssego – 100%	1000

Continua...

Tabela 7. Continuação.

Praga	Percentagens do território brasileiro sujeitos à adaptação climática da praga	Pontuação conforme escala
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	<i>Striga aspera</i> : Arroz – 29,3%; Milho – 100%; Sorgo – 29,3%; Trigo – não avaliado;	1000
	<i>Striga gesnerioides</i> : Não avaliado	
	<i>Striga asiatica</i> : Arroz – 3,3%; Cana-de-açúcar – 85,9%; Milho – 100%; Sorgo – não avaliado; e Trigo – não avaliado	
	<i>Striga hermonthica</i> : Arroz – 1,3%; Cana-de-açúcar – 100%; Milho – 100%; Sorgo – 65,8%; e Trigo – não avaliado	
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	Tomate – 100%; Maçã – não avaliado; Tabaco – não avaliado; Pêssego – 51,7%; e Uva – 100%	1000
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	Mamão – 100%	1000
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	Arroz – 100%	1000
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	Uva – 100%	1000

Determinação do percentual de microrregiões com culturas hospedeiras das pragas no Brasil

A determinação do percentual de microrregiões brasileiras com culturas hospedeiras para cada praga avaliada foi efetuada com base na identificação do número de culturas hospedeiras por praga determinadas pelo grupo de "Avaliação do Número de hospedeiros". A partir dessa informação recuperaram-se dados de microrregiões com cultivo de culturas hospedeiras, por praga, dentre o total de microrregiões brasileiras (IBGE, 2016), limitado às culturas hospedeiras disponibilizadas. No relato de ocorrência de mais de uma cultura hospedeira, por praga, os dados não foram somados.

A escala estabelecida previamente para avaliação do subcritério do percentual de microrregiões com culturas hospedeiras das pragas no Brasil é apresentada na Tabela 8.

Tabela 8. Escala para percentual de microrregiões com culturas hospedeiras das pragas no Brasil.

Escala	Percentual de microrregiões com culturas hospedeiras das pragas no Brasil
0 – nulo ou muito baixo	Menos de 5%
250 – baixo	De 5% a 10%
500 – médio	De 11% a 25%
750 – alto	De 26% a 50%
1000 – muito alto	Mais de 50%

O resultado obtido nesta avaliação da percentagem de microrregiões brasileiras com o cultivo de culturas hospedeiras para cada praga avaliada é apresentado na Tabela 9.

Tabela 9. Pontuação para percentual de microrregiões com culturas hospedeiras das pragas no Brasil.

Praga	Pontuação conforme escala
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	1000
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	1000
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	1000
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	500
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	750
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	1000
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	500
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	1000
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	1000

Continua...

Tabela 7. Continuação.

Praga	Pontuação conforme escala
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>cubense</i> Raça 4 Tropical (R4T) – fungo	1000
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	1000
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	750
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	250
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	1000
<i>Plum pox virus</i> – vírus	500
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	1000
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	1000
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	750
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	1000
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	750

Avaliação da eficiência de métodos de controle disponíveis para erradicação da praga no Brasil

A determinação da eficiência de métodos disponíveis no Brasil, para a erradicação de cada praga avaliada foi obtida a partir de informações sobre métodos de controle utilizados em outros países onde a praga ocorre. Essas informações foram obtidas nas fichas das pragas disponibilizadas pelo *European and Mediterranean Plant Protection Organization* (Eppo, 2016) pelo *Centre for Agriculture and Biosciences International* no seu *Invasive Species Compendium* (Cabi, 2016). Além disso, consultaram-se colegas especialistas em pragas específicas, quando necessário.

A escala estabelecida para avaliação da eficiência de métodos de controle disponíveis para erradicação da praga no Brasil é apresentada na Tabela 10.

Tabela 10. Escala para avaliação da eficiência de métodos de controle disponíveis para erradicação da praga no Brasil.

Escala	Eficiência de métodos de controle disponíveis para erradicação da praga no Brasil
0 – nulo ou muito baixo	Há métodos disponíveis no Brasil capazes de erradicar a praga em 100% dos casos
250 – baixo	Há métodos disponíveis no Brasil capazes de erradicar a praga em 75% dos casos
500 – médio	Há métodos disponíveis no Brasil capazes de erradicar a praga em 50% dos casos
750 – alto	Há métodos disponíveis no Brasil capazes de erradicar a praga em 25% dos casos
1000 – muito alto	Não há métodos de erradicação disponíveis no Brasil ou a eficiência dos métodos disponíveis é capaz de erradicar a praga abaixo de 25% dos casos

O resultado obtido para este subcritério de eficiência de métodos de controle disponíveis para erradicação da praga no Brasil é apresentado na Tabela 11.

Tabela 11. Pontuação para métodos de controle disponíveis para erradicação da praga no Brasil.

Praga	Pontuação conforme escala
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	1000
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	250
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	250
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	250
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	0
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	250
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	0
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	500

Continua...

Tabela 11. Continuação.

Praga	Pontuação conforme escala
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	750
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>cubense</i> Raça 4 Tropical (R4T) – fungo	750
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	500
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	0
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	750
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	500
<i>Plum pox virus</i> – vírus	250
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	0
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	0
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	250
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	500
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	500

Estimativa da distância de dispersão natural anual das pragas

A avaliação da estimativa da distância de dispersão natural anual de cada praga foi realizada com base em informações de literatura científica disponíveis nas fichas das pragas no *European and Mediterranean Plant Protection Organization* (Eppo, 2016) pelo *Centre for Agriculture and Biosciences International* no seu *Invasive Species Compendium* (Cabi, 2016). Além disso, consultaram-se colegas especialistas em pragas específicas, quando necessário. Dados obtidos em literatura científica ou em análises de grupo taxonômico da praga também foram considerados.

A escala estabelecida previamente para a avaliação do subcritério da estimativa da distância de dispersão natural anual de cada praga avaliada no Brasil é apresentada na Tabela 12.

Tabela 12. Escala para estimativa da distância de dispersão natural anual das pragas no Brasil.

Escala	Estimativa da distância de dispersão natural anual de cada praga no Brasil
0 – nulo ou muito baixo	Até 1 km
250 – baixo	Entre 1 km e 50 km
500 – médio	Entre 50 km e 200 km
750 – alto	Entre 200 km e 500 km
1000 – muito alto	Acima de 500 km

O resultado obtido para este subcritério é apresentado na Tabela 13.

Tabela 13. Pontuação para distância de dispersão natural anual das pragas no Brasil.

Praga	Pontuação conforme escala
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	750
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	1000
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	1000
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	0
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	250
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	250
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	250
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	0
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	500
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>ubense</i> Raça 4 Tropical (R4T) – fungo	0
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	0
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	250
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	500

Continua...

Tabela 13. Continuação.

Praga	Pontuação conforme escala
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	0
<i>Plum pox virus</i> – vírus	250
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	250
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	0
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	1000
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	250
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	250

Estimativa da probabilidade de dispersão antrópica das pragas

A avaliação da estimativa da probabilidade de dispersão antrópica de cada praga foi feita com base em informações de literatura científica ou de análise de grupo taxonômico da praga, sobre as potenciais vias pelas quais o homem pode transportar a praga para outros lugares. Consideraram-se como vias: material propagativo, solo e substratos, produto destinado ao consumo, material de embalagem e transporte, ferramentas, veículos e máquinas, vestimenta e corpo humano (Sanchez; Lopes-Silva, 2015).

A escala estabelecida previamente para avaliação da estimativa da probabilidade de dispersão antrópica de cada praga é apresentada na Tabela 14.

Tabela 14. Escala para estimativa da probabilidade de dispersão antrópica das pragas.

Escala	Estimativa da probabilidade de dispersão antrópica das pragas
0 – nulo ou muito baixo	Não há risco de dispersão antrópica
250 – baixo	Ocorrência de uma a duas vias de dispersão antrópica
500 – médio	Entre três e quatro vias de dispersão antrópica
750 – alto	Ocorrência de cinco vias de dispersão antrópica
1000 – muito alto	Acima de cinco vias de dispersão antrópica

O resultado da avaliação deste subcritério é apresentado na Tabela 15.

Tabela 15. Pontuação para estimativa da probabilidade de dispersão antrópica das pragas.

Praga	Pontuação conforme escala
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	500
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	750
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	750
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	750
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	750
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	1000
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	750
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	1000
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	500
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i> cubense</i> Raça 4 Tropical (R4T) – fungo	500
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	1000
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	500
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	500
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i> stewartii</i> – bactéria	500
<i>Plum pox virus</i> – vírus	250
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	1000
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	500
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	750
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i> oryzae</i> – bactéria	250
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i> fastidiosa</i> – bactéria	500

Resultado final do critério Estabelecimento e Dispersão

A priorização das pragas pelo Critério “Estabelecimento e Dispersão” foi obtida após a análise de todos os resultados dos subcritérios apresentados nas avaliações das Tabelas 3, 5, 7, 9, 11, 13 e 15, conforme as pontuações recebidas, em conformidade com as respectivas escalas previamente estabelecidas para cada praga avaliada (Tabela 16).

Observa-se que duas pragas mostraram maior potencial de estabelecimento e dispersão, as moscas-de-frutas *Anastrepha suspensa* (Diptera: Tephritidae) e *Bactrocera dorsalis* (Diptera: Tephritidae), com a mesma pontuação final total (892), motivo pelo qual atribuiu-se a priorização máxima (1) a ambas. A terceira praga priorizada no critério Estabelecimento e Dispersão é o fitoplasma causador de Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal, com nota 838. À planta invasora *Cirsium arvense* (Asterales: Asteraceae), praga imediatamente priorizada na sequência (com valor total de 830), foi atribuída a ordem de priorização 4 (Tabela 16).

Obteve-se a seguinte priorização final por esse critério, em ordem decrescente: *Anastrepha suspensa* (Diptera: Tephritidae), *Bactrocera dorsalis* (Diptera: Tephritidae), Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras, *Cirsium arvense* (Asterales: Asteraceae), *Ditylenchus destructor* (nematóide), *African cassava mosaic virus* (vírus), *Striga* spp. (planta daninha), *Globodera rostochiensis* (nematóide), *Toxotrypana curvicauda* (inseto), *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii* (bactéria), *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* (bactéria), *Tomato ringspot virus* (vírus), *Brevipalpus chilensis* (ácaro), *Fusarium oxysporum* f.sp. *cubense* Raça 4 Tropical (R4T) (fungo), *Moniliophthora roreri* (fungo), *Lobesia botrana* (inseto), *Cydia pomonella* (inseto), *Xylella fastidiosa* subsp. *fastidiosa* (bactéria), *Plum pox virus* (vírus) e *Boeremia foveata* (fungo) (Tabela 16).

Tabela 16. Pontuação final das pragas para o critério Estabelecimento e Dispersão.

Praga	Nota	Risco
<i>Anastrepha suspensa</i> (inseto)	892	Muito alto
<i>Bactrocera dorsalis</i> (inseto)	892	Muito alto

Continua...

Tabela 16. Continuação.

Praga	Nota	Risco
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	838	Muito alto
<i>Cirsium arvense</i> (planta daninha)	830	Muito alto
<i>Ditylenchus destructor</i> (nematoide)	777	Muito alto
African cassava mosaic virus (vírus)	763	Muito alto
<i>Striga</i> spp. (planta daninha)	762	Muito alto
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	689	Alto
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	686	Alto
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	660	Alto
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	657	Alto
Tomato ringspot virus – vírus	656	Alto
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	652	Alto
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>cupense</i> Raça Tropical 4 – TR4 – fungo	640	Alto
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	618	Alto
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	616	Alto
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	579	Alto
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	576	Alto
Plum pox virus – vírus	575	Alto
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	526	Alto

Referências

ANUÁRIO BRASILEIRO DE HORTALIÇAS. **Brazilian Vegetable Yearbook**. Santa Cruz do Sul: Editora Gazeta, 2015. Disponível em: <<https://www.hfbrasil.org.br/br/revista/anoario-2014-2015.aspx>>. Acesso em: 03 ago. 2016.

ARNFIELD, A. J. **Köppen climate classification – climatology**. Encyclopaedia Britannica, UK. Disponível em: <<https://www.britannica.com/science/Koppen-climate-classification>>. Acesso em: 05 nov. 2016.

CABI. **Invasive Species Compendium**. Wallingford, UK: CAB International, 2016. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 03 ago. 2016.

CEPEA. Centro de Estudos Avançados em Economia Aplicada. **Hortifruti Brasil: Anuário 2015-2016**. Disponível em: <<https://www.hfbrasil.org.br/br/revista/a-hortifruti-brasil-vai-para-a-rede-em-2016.aspx>>. Acesso em: 09 out. 2016.

EPPO. **Data Sheets on Quarantine Pests**. Paris: EPPO Global Database, 2016. Disponível em: <<http://www.eppo.int>>. Acesso em: 09 out. 2016.

FEDDEMA, J. J. Revised Thornthwaite type global climate classification. **Journal of Physical Geography**, v. 26, p. 422-466, 2005

IBGE. **SIDRA: Sistema IBGE de Recuperação Automática**. 2016. Disponível em: <<http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/agric/default.asp>>. Acesso em: 09 ago. 2016.

IEA. **Instituto de Economia Agrícola**, 2014. Secretaria de Agricultura e Abastecimento. Disponível em: <<http://www.iea.agricultura.sp.gov.br/out/index.php>>. Acesso em: 09 ago. 2016.

PEEL, M. C.; FINLAYSON, B. L.; MACMAHON, T. A. Updated world map of the Köppen-Geiger climate classification. **Hydrology and Earth System Sciences Discussions**, European Geosciences Union, v. 11, n. 5, p.1633-1644, 2007. Disponível em: <<https://hal.archives-ouvertes.fr/hal-00305098/document>>. Acesso em: 04 nov. 2016

PESSOA, M. C. P. Y.; MARINHO-PRADO, J. S.; MINGOTI, R.; LOVISI FILHO, E.; SILVA, A. de S.; MOURA, M. S. B.; SILVA FILHO, P. P.; SÁ, L. A. N.; PRADO, S. S.; SPADOTTO, C. A.; FARIAS, A. R. **Estimativas de potencial adaptação de *Bactrocera carambolae* Drew & Hancock (Praga Quarentenária A2)** - Estudo de caso para dois perímetros irrigados do Vale do Rio São Francisco. Campinas: Embrapa Gestão Territorial, 2016. 2 p. Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/161389/1/20161202-NotaTecnica-9.pdf>>. Acesso em: 04 nov. 2017

ROLIM, G. S.; CAMARGO, M. B. P.; LANIA, D. G.; MORAES, J. F. L. Classificação climática de Köppen e de Thornthwaite e sua aplicabilidade na determinação de zonas agroclimáticas para o estado de São Paulo. **Bragantia**, Campinas, v. 66, n. 4, p. 711-720, 2007.

SAMPAIO, M. S.; ALVES, M. C.; CARVALHO, L. G. Uso do sistema de Informação Geográfica para comparar a classificação climática de Köppen-Geiger e de Thornthwaite. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE SENSORIAMENTO REMOTO, 15., 2011, Curitiba. **Anais...** Curitiba: SBSR, 2011. p. 8857-8864.

SANCHES, M. M.; LOPES-DA-SILVA, M. Meios de disseminação de pragas agrícolas. In: SUGAYAMA, R. L.; LOPES-DA-SILVA, M.; SILVA, S. X. B.; RIBEIRO, L. R.; RANGEL, L. E. P. (Ed.). **Defesa vegetal: fundamentos, ferramentas, políticas e perspectivas.** Belo Horizonte: Sociedade Brasileira de Defesa Agropecuária, 2015. p. 56-77.

SETZER, J. **Atlas Climático e Ecológico do Estado de São Paulo.** Comissão Interestadual da Bacia Paraná-Uruguai, 1966. 61 p.

SILVA, A. O.; MOURA, G. A.; KLAR, A. E. Classificação climática de Thornthwaite e sua aplicabilidade agroclimatológica nos diferentes regimes de precipitação em Pernambuco. **Irriga**, Botucatu, v. 19, n. 1, p. 46-60, 2014.

SOUZA, A. P.; MOTA, L. L.; ZAMADEL, T.; MARTIM, C. C.; ALMEIDA, F. T.; PAULINO, J. Classificação climática e balanço hídrico climatológico no estado de Mato Grosso. **Nativa**, Sinop, v. 1, n. 1, p. 34-43, 2013.

THORNTHWAIT, C. W. An approach toward a rational classification of climate. **Geographical Review**, New York, n. 1, p. 55-94, 1948.

Capítulo 7

Análise de resultado para Impactos Estimados

TIAGO RODRIGO LOHMANN, MARCELO LOPES DA SILVA,

CLIDENOR MENDES WOLNEY VALENTE, DALCI DE JESUS BAGOLIN,

RICARDO KOBAL RASKI, MIGUEL MICHHEREFF FILHO

Introdução

O critério de impactos estimados é fundamental para a avaliação do risco de uma praga e para a decisão sobre eventual necessidade de dispor de medidas para evitar a introdução de pragas quarentenárias.

O Acordo da Organização Mundial do Comércio (OMC) sobre Aplicação das Medidas Sanitárias e Fitossanitárias (MSF), que busca resguardar o direito dos países Membros em adotarem medidas para proteger a saúde humana e animal e a sanidade vegetal, esclarece que os países Membros, na avaliação do risco para a saúde animal e a sanidade vegetal devem levar em conta os seguintes critérios econômicos:

- O potencial de dano em termos de perda de produção ou vendas no caso de introdução de uma praga ou doença.

- Os custos de controle ou erradicação.
- A relação custo/benefício de abordagens alternativas para limitar o risco.

Historicamente há diversos exemplos de casos em que a introdução de uma nova praga acarretou grandes prejuízos econômicos, sociais e ambientais. No Brasil, grande parte das pragas das culturas agrícolas são exóticas, ou seja, naturalmente sua origem é do exterior. Em função disto, a previsão dos impactos que pragas quarentenárias podem ter é determinante para avaliar seu risco. Por exemplo, se considerarmos que uma praga tenha altíssima probabilidade de entrada e estabelecimento, mas, por outro lado, seu potencial de impacto é baixo, podemos considerar que não seja necessária a adoção de medidas para evitar sua introdução. Neste caso, esforços podem ser direcionados para tentar evitar a introdução de outras pragas que tenham um potencial de impacto mais alto, mesmo que com menor probabilidade de entrada e estabelecimento, pois se o evento introdução ocorrer, as consequências podem ser consideradas inaceitáveis.

Neste sentido, o grupo de especialistas ao desenvolver este trabalho de priorização procurou selecionar subcritérios para impactos estimados que fossem possíveis de serem mensurados e refletissem as consequências potenciais da introdução das pragas quarentenárias avaliadas em relação às suas culturas hospedeiras, ao impacto no comércio, na sociedade e no meio ambiente.

Subcritérios, suas escalas e hierarquia

Foram definidos seis subcritérios para impactos estimados:

- Expectativa do percentual de dano causado pela praga.
- Valor da produção anual da cultura hospedeira da praga.
- Número de países que regulamentam a praga.
- Número de estabelecimentos com a cultura hospedeira da praga.

- Número de empregos na cadeia produtiva dos cultivos hospedeiros da praga.
- Potencial de contaminação por agrotóxicos pela praga.

Os pesos para cada subcritério, estabelecidos dentro de “Impacto Estimado” e na avaliação global (considerando que este critério tem peso 0,5466) são apresentados na Tabela 1. O subcritério com maior peso (27%) foi expectativa do percentual de dano causado pela praga, demonstrando que impacto direto na produção agrícola foi considerado importante pelo grupo de especialistas. Em seguida, foi o da produção anual da cultura hospedeira, com 25%, que reflete na importância econômica da cultura para o país.

Tabela 1. Pesos dos subcritérios dentro do critério “Impacto Estimado” e global.

Subcritério	Peso do subcritério para impacto estimado	Peso global do subcritério
Expectativa do percentual de dano causado pela praga	0,2708	0,148
Valor da produção anual da cultura hospedeira da praga	0,2493	0,136
Número de países que regulamentam a praga	0,1636	0,089
Número de estabelecimentos com a cultura hospedeira da praga	0,1198	0,065
Número de empregos na cadeia produtiva dos cultivos hospedeiros da praga	0,13	0,071
Potencial de contaminação por agrotóxicos pela praga	0,0664	0,036

Para cada subcritério, foram estabelecidas cinco escalas de priorização com suas respectivas notas: nulo (0), baixo (250), médio (500), alto (750) e muito alto (1000). A seguir, são apresentadas a descrição, as escalas e o resultado da priorização para cada subcritério. Também é informado como foram obtidos os dados para o enquadramento de cada praga na escala estabelecida para cada subcritério.

Expectativa do percentual de dano causado pela praga

A expectativa do percentual de dano considera as perdas percentuais registradas na literatura para determinada praga e suas culturas hospedeiras. Para tanto, a priorização da praga foi tanto maior quanto maior foi o percentual de dano estimado. Como algumas pragas atacam mais de uma cultura hospedeira considerou-se necessário utilizar a informação do hospedeiro com maior dano. Ou seja, se numa cultura há informações de 10% de perda em produção e em outra de 30%, utilizou-se como referência para este critério o valor de 30%. Os dados de expectativa de danos foram obtidos Cabi (2016), EPPO (2016) e GBIF (2016), além de buscas na literatura geral.

A escala estabelecida para expectativa do percentual de dano causado pela praga está apresentada na Tabela 2.

Tabela 2. Escala para expectativa do percentual de dano causado pela praga.

Escala	Expectativa do percentual de dano
0 – nulo ou muito baixo	Danos menores que 5% da produção
250 – baixo	Danos entre 5% e 10% da produção
500 – médio	Danos entre 11% e 25% da produção
750 – alto	Danos entre 26% e 50% da produção
1000 – muito alto	Acima de 50% de danos à produção

Os resultados obtidos para cada praga para expectativa do percentual de dano causado pela praga são apresentados na Tabela 3. Todas as pragas foram classificadas como tendo potencial de causar danos, em termos de percentual de danos às culturas afetadas, de médio para cima. Catorze delas receberam a classificação muito alto, significando que se esperam danos superiores a 50% em alguma de suas culturas hospedeiras. *Striga* spp. e *T. curvicauda* receberam a menor classificação dentre todas as pragas, pois tiveram expectativa de danos entre 11% e 25% em alguma de suas hospedeiras, o que é significativo em termos de prejuízos econômicos.

Tabela 3. Pontuação para expectativa do percentual de dano causado pela praga.

Pragas avaliadas	Pontuação conforme escala
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	1000
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	750
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	1000
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	1000
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	750
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	1000
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	1000
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	1000
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	1000
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>ubense</i> Raça 4 Tropical (R4T) – fungo	1000
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	1000
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	750
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	1000
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	1000
<i>Plum pox virus</i> – vírus	1000
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	500
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	1000
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	500
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	750
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	1000

Valor da produção anual da cultura hospedeira da praga

Para o valor da produção anual da cultura hospedeira, a priorização da praga foi considerada tanto maior quanto maior foi o valor médio anual da produção das culturas hospedeiras da praga nos últimos cinco

anos. Este critério dimensiona o tamanho do impacto econômico ao país de determinada praga, uma vez que culturas com maior valor de produção podem representar um grande impacto na economia se forem atacadas por novas pragas. O mesmo não ocorreria se novas pragas atacarem culturas com menor valor de produção. No caso de a praga estar associada a mais de uma cultura hospedeira, os valores de produção de todas elas foram somados. Este critério ficou limitado às culturas com informações disponíveis. Não obstante, nos casos em que não há informações sobre determinada cultura supõe-se que sua expressão econômica é limitada e, provavelmente, sua consideração não afetaria o resultado na escala deste critério. Os dados de valor da produção das culturas foram obtidos na base de dados do SIDRA (IBGE, 2016).

A escala estabelecida para valor da produção das culturas hospedeiras está apresentada na Tabela 4.

Tabela 4. Escala para valor da produção anual da cultura hospedeira da praga.

Escala	Valor da produção anual da cultura hospedeira da praga
0 – nulo ou muito baixo	Menos de R\$0,5 bilhão
250 – baixo	Entre R\$0,5 bilhão e R\$1 bilhão
500 – médio	Entre R\$1 bilhão e R\$5 bilhões
750 – alto	Entre R\$5 bilhões e R\$10 bilhões
1000 – muito alto	Mais de R\$10 bilhões

Os resultados obtidos para cada praga para valor da produção anual da cultura hospedeira da praga são apresentados na Tabela 5. Seis pragas atingiram o maior nível na escala desse critério, que é produção das culturas hospedeiras acima de 10 bilhões de reais. Essas pragas foram: *B. dorsalis*, *C. arvense*, *D. destructor*, *P. stewartii* subsp. *stewartii*, *Striga* spp. e *Tomato ringspot virus*. Isso ocorreu porque estas pragas são caracteristicamente polípagas, atacando grande número de culturas (que, quando somados, os valores de produção são altos), e/ou porque atacam culturas de grande importância, como milho, cana-de-açúcar, arroz, café, feijão, laranja, banana, tomate, soja, algodão, fumo e uva. O vírus *Plumopox virus* destaca-se

como o único da lista com um valor de produção considerado baixo, por não ter atingido o valor de referência de 0,5 bilhão de reais. Isso se justifica pelo fato de ter se considerado os dados para a produção das culturas hospedeiras de pêssago e ameixa, sendo que as duas somadas não atingiram o valor de produção anual de 500 milhões de reais.

Tabela 5. Pontuação para valor da produção anual da cultura hospedeira da praga.

Pragas avaliadas	Pontuação conforme escala
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	750
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	750
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	1000
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	500
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	500
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	1000
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	500
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	1000
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	500
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>ubense</i> Raça 4 Tropical (R4T) – fungo	750
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	750
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	500
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	500
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	1000
<i>Plum pox virus</i> – vírus	0
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	1000
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	1000
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	500
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	750
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	500

Número de países que regulamentam a praga

O critério de número de países que regulamentam a praga é muito importante porque demonstra o potencial do Brasil de sofrer barreiras fitossanitárias na exportação dos produtos hospedeiros caso ocorra a introdução das pragas consideradas na análise. Estas barreiras na verdade são medidas fitossanitárias que os países importadores exigem dos países exportadores a fim de diminuir o risco de introdução de novas pragas em seu território. Acontece que elas acarretam despesas (tratamentos, sistemas de mitigação, controle oficial etc) que em alguns casos podem inviabilizar a exportação de produtos pela agregação de custos. Os dados de número de países que regulamentam a praga foram obtidos na Convenção Internacional para a Proteção dos Vegetais (CIPV, 2016).

A escala estabelecida para número de países que regulamentam a praga está apresentada na Tabela 6.

Tabela 6. Escala de número de países que regulamentam a praga.

Escala	Número de países que regulamentam a praga
0 – nulo ou muito baixo	A praga não é regulamentada por nenhum país
250 – baixo	A praga é regulamentada em até dois países
500 – médio	A praga é regulamentada em até 10 países
750 – alto	A praga é regulamentada em até 20 países
1000 – muito alto	A praga é regulamentada por mais de 20 países

Os resultados obtidos para cada praga para número de países que regulamentam a praga são apresentados na Tabela 7. Todas as pragas atingiram na escala a valoração de alto ou muito alto. Em primeiro lugar isso indica que todas estas pragas são vistas por muitos países como tendo grande importância e que demandam a adoção de medidas para evitar a sua introdução. Em segundo lugar, é um bom indicativo do impacto que a introdução destas pragas no Brasil pode ocasionar em relação às restrições fitossanitárias para a exportação de produtos hospedeiros.

Tabela 7. Pontuação para número de países que regulamentam a praga.

Pragas avaliadas	Pontuação conforme escala
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	1000
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	1000
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	1000
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	1000
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	750
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	750
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	750
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	1000
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	1000
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>cubense</i> Raça 4 Tropical (R4T) – fungo	750
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	1000
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	1000
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	750
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	1000
<i>Plum pox virus</i> – vírus	1000
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	1000
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	1000
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	750
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	1000
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	1000

Número de estabelecimentos com a cultura hospedeira da praga

O número de estabelecimentos com a cultura hospedeira dimensiona o impacto que as pragas podem ter, considerando as unidades produtivas

dedicadas às culturas hospedeiras em análise. Assim, a priorização da praga foi tanto maior quanto maior foi o número de estabelecimentos envolvidos com o cultivo da espécie hospedeira. Caso a praga estivesse associada a mais de uma cultura hospedeira, os números de estabelecimento foram somados. Os dados de número de estabelecimentos com a cultura hospedeira da praga foram obtidos na base de dados do SIDRA (IBGE, 2016).

A escala estabelecida para número de estabelecimentos com a cultura hospedeira da praga está apresentada na Tabela 8.

Tabela 8. Escala de número estabelecimentos com a cultura hospedeira da praga.

Escala	Número de estabelecimentos com a cultura hospedeira da praga
0 – nulo ou muito baixo	Menos de 50.000 estabelecimentos
250 – baixo	Entre 50.000 e 250.000 estabelecimentos
500 – médio	Entre 250.000 e 500.000 estabelecimentos
750 – alto	Entre 500.000 e 1.000.000 estabelecimentos
1000 – muito alto	Mais de 1.000.000 estabelecimentos

Os resultados obtidos para cada praga para número de estabelecimentos com a cultura hospedeira da praga são apresentados na Tabela 9. Cinco pragas atingiram o grau máximo na escala para esse subcritério, sendo elas: *B. dorsalis*, *C. arvensis*, *D. destructor*, *P. stewartii* subsp. *stewartii* e *Striga* spp. Observa-se que estas pragas são as mesmas (com exceção de *Tomato ring spot virus*) que obtiveram pontuação máxima no critério valor da produção anual e isso é esperado porque as culturas hospedeiras são muito comuns e cultivadas em muitas propriedades. Por outro lado, observa-se que pragas mais restritas quanto ao número de hospedeiros obtiveram pontuação menor devido ao fato de que as espécies hospedeiras são culturas mais especializadas e cultivadas em regiões localizadas no país, como é o caso de *C.pomonella* que ataca rosáceas.

Tabela 9. Pontuação para número de estabelecimentos com a cultura hospedeira da praga.

Pragas avaliadas	Pontuação conforme escala
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	750
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	500
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	1000
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	0
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	250
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	1000
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	0
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	1000
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	500
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>cubense</i> Raça 4 Tropical (R4T) – fungo	750
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	250
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	250
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	250
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	1000
<i>Plum pox virus</i> – vírus	250
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	1000
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	750
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	500
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	500
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	250

Número de empregos na cadeia produtiva dos cultivos hospedeiros da praga

Além do impacto na produção da cultura e o impacto direto na unidade produtiva, as pragas introduzidas podem afetar toda a sociedade devido às perdas econômicas que resultam em um efeito em cadeia. Toda cadeia de produção conta com trabalhadores diretos (envolvidos diretamente na produção da cultura) bem como trabalhadores indiretos que se beneficiam desta produção. Assim, o critério número de empregos na cadeia produtiva dos cultivos hospedeiros visa dimensionar o potencial de impacto que uma praga pode ter, ao afetar a produção da cultura de forma negativa, podendo resultar em perdas de emprego. Caso a praga estivesse associada a mais de uma cultura hospedeira, os números de emprego foram somados. Os dados de número de empregos na cadeia produtiva dos cultivos hospedeiros da praga foram obtidos na literatura científica e geral. Para os casos em que não foi possível encontrar dados, foi estimado um valor com base na área de cultivo dos hospedeiros.

A escala estabelecida para número de empregos na cadeia produtiva dos cultivos hospedeiros da praga está apresentada na Tabela 10.

Tabela 10. Escala de número de empregos na cadeia produtiva dos cultivos hospedeiros da praga.

Escala	Número de empregos na cadeia produtiva dos cultivos hospedeiros da praga
0 – nulo ou muito baixo	Menos de 2000 empregos
250 – baixo	Entre 2000 e 50000 empregos
500 – médio	Entre 50000 e 250000 empregos
750 – alto	Entre 250000 e 500000 empregos
1000 – muito alto	Mais de 500000 empregos

Os resultados obtidos para cada praga para número de empregos na cadeia produtiva dos cultivos hospedeiros da praga são apresentados na Tabela 11. O critério número de empregos na cadeia produtiva dos cultivos

hospedeiros mostra que todas as pragas analisadas têm potencial de impacto de médio a muito alto, o que evidencia a possibilidade de todas elas ocasionarem problemas sociais e econômicos, com perdas de empregos, redução da renda das famílias, destruição de economias locais e estímulo ao êxodo rural.

Tabela 11. Pontuação para número de empregos na cadeia produtiva dos cultivos hospedeiros da praga.

Pragas avaliadas	Pontuação conforme escala
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	1000
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	750
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	1000
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	500
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	750
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	1000
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	500
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	1000
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	1000
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>ubense</i> Raça 4 Tropical (R4T) – fungo	1000
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	1000
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	750
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	1000
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	1000
<i>Plum pox virus</i> – vírus	500
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	1000
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	1000
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	500
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	500
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	750

Potencial de contaminação por agrotóxicos pela praga

O critério potencial de contaminação por agrotóxicos procura dimensionar os danos ambientais que a introdução de uma nova praga pode ocasionar, pois espera-se que se houver produtos de controle eficiente, estes serão utilizados no manejo da nova praga. Assim, a priorização da praga foi tanto maior quanto maior a área cultivada com espécies hospedeiras. O parâmetro área cultivada foi empregado, pois se espera que a utilização de agrotóxicos será proporcional ao tamanho das áreas de cultivo hospedeiro no país, portanto, é uma medida indireta do potencial de contaminação. Caso a praga estivesse associada a mais de uma cultura hospedeira, as áreas de cultivo foram somadas. No entanto, o critério foi ponderado pela efetividade do controle químico, tanto para a praga em si, quanto para eventuais hospedeiros. Para pragas e seus vetores em que não há medidas efetivas ou viáveis de controle químico, foi atribuído o valor 0. Informações quanto à efetividade do controle foram obtidas no Cabi (2016), Eppo (2016) e GBIF (2016), além de buscas na literatura geral.

A escala estabelecida para potencial de contaminação por agrotóxicos pela praga está apresentada na Tabela 12.

Tabela 12. Escala para potencial de contaminação por agrotóxicos pela praga.

Escala	Potencial de contaminação por agrotóxicos pela praga
0 – nulo ou muito baixo	Menos de 1000 ha
250 – baixo	Até 5000ha
500 – médio	Até 50.000ha
750 – alto	Até 200.000ha
1000 – muito alto	Mais de 200.000 ha

Os resultados obtidos para cada praga para potencial de contaminação por agrotóxicos pela praga são apresentados na Tabela 13. Para esse critério, que está associado ao tamanho das áreas de cultivo e à efetividade do

controle químico contra a praga e/ou seu vetor, é possível observar que o vírus *African cassava mosaic virus* foi o único que recebeu pontuação máxima. Tal fato se explica porque, no caso deste vírus, os esforços de controle se concentram no controle químico do seu vetor, que é uma mosca-branca altamente eficiente na transmissão e de difícil manejo. O mesmo não ocorre com os outros vírus analisados, cujo controle se concentra em outras medidas já que o controle químico dos vetores não é eficiente. As outras duas pragas que tiveram pontuação zero foram o fungo *F. oxysporum* f. sp. *cubeense* raça 4 tropical (R4T) e a bactéria *X. oryzae* pv. *oryzae* que não apresentam métodos de controle químico eficientes.

Tabela 13. Pontuação para potencial de contaminação por agrotóxicos pela praga.

Pragas avaliadas	Pontuação conforme escala
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	1000
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	250
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	250
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	250
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	500
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	750
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	500
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	750
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	750
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>cubeense</i> Raça 4 Tropical (R4T) – fungo	0
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	750
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	250
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	250

Continua...

Tabela 13. Continuação.

Pragas avaliadas	Pontuação conforme escala
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	250
<i>Plum pox virus</i> – vírus	0
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	750
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	0
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	250
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	0
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	750

Resultado final do critério impacto estimado

A tabela 14 apresenta as pontuações para cada praga quanto ao impacto potencial de sua introdução no Brasil. Como pode ser visto, todas as vinte pragas obtiveram pontuação alta ou muito alta para o potencial de impacto. Dentre as que obtiveram pontuação muito alta estão dois vírus (*African cassava mosaic virus* e *Tomato ringspot virus*), as duas plantas daninhas (*C. arvensis* e *Striga* spp.), dois nematoides (*D. destructor* e *G. rostochiensis*), um inseto (*B. dorsalis*), os Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras, um fungo (Foc R4T) e uma bactéria (*P. stewartii* subsp. *stewartii*) (Tabela 14). Isso se deve ao fato de que estas pragas atingiram pontuações altas nas escalas dos critérios avaliados devido ao fato de estarem associadas como pragas de culturas importantes e de grande expressão no Brasil e por apresentarem alto potencial de acarretar prejuízos econômicos para a agricultura brasileira.

Não obstante, as demais pragas também são de grande relevância, tendo obtido pontuação alta na escala do potencial de impacto. Se se analisar estas espécies é possível observar que elas são mais restritas quanto aos seus hospedeiros, o que limita o potencial de dano normalmente a uma só cultura, e às vezes, estas culturas não são aquelas principais na agricultura brasileira.

Tabela 14. Pontuação final para impacto estimado.

Praga	Nota	Risco
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	983	Muito alto
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	950	Muito alto
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	950	Muito alto
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	942	Muito alto
African cassava mosaic Virus – vírus	908	Muito alto
Tomato ringspot virus – vírus	904	Muito alto
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	848	Muito alto
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	831	Muito alto
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>cabense</i> Raça Tropical 4 – TR4 – fungo	800	Muito alto
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	799	Muito alto
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	736	Alto
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	728	Alto
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	695	Alto
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	679	Alto
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	641	Alto
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	635	Alto
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	616	Alto
<i>Brevipalpus chilensis</i> (ácaro)	611	Alto
Plum Pox Virus (vírus)	529	Alto
<i>Toxotrypana curvicauda</i> (inseto)	524	Alto

Consideração finais

O potencial de impacto econômico é fundamental na análise da importância de determinada praga. Ela pode ter 100% de probabilidade de entrar, se estabelecer e se dispersar, mas se ela não representar um problema significativo em termos de danos econômicos, não se justifica os esforços e as restrições comerciais impostas na tentativa de evitar sua introdução. Desta forma, a caracterização do potencial de impacto econômico é determinante na avaliação do risco de qualquer praga.

De acordo com os critérios e as escalas adotados pelo grupo de especialistas que desenvolveu esta priorização é possível concluir que as vinte pragas analisadas apresentam grande relevância quanto ao seu potencial de impacto econômico, todas elas com notas alta ou muito alta, sendo que a metade delas recebeu avaliação muito alta quanto ao impacto.

Referência

IBGE. **SIDRA**: Sistema IBGE de Recuperação Automática. 2016. Disponível em: <<https://sidra.ibge.gov.br/home/pms/brasil>>. Acesso em: 04 out. 2018.

CIPV. **List of regulated pest**. 2016 . Disponível em: <<https://www.ippc.int/en/>>. Acesso em: 04 out. 2018.

CABI. **Invasive Species Compendium**. Wallingford, UK: CAB International, 2016. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 04 out. 2018.

EPPO. **Data Sheets on Quarantine Pests**. Paris: EPPO Global Database, 2016. Disponível em: <<http://www.eppo.int>>. Acesso em: 09 out. 2018.

GBIF. **Global Biodiversity Information Facility**. 2016. Disponível em: <<https://www.gbif.org/>>. Acesso em: 04 out. 2018.

Capítulo 8

Análise de resultado para Prioridade Global

PAULO PARIZZI, TIAGO RODRIGO LOHMANN, FRANCISCO FERRAZ LARANJEIRA

Introdução

Para o primeiro grupo hierárquico da priorização, o grupo de especialistas definiu que o critério Impacto potencial tem maior peso em relação aos outros dois critérios, inclusive maior que a soma dos dois (54,7%) (Figura 1). O resultado está em conformidade com a maioria dos modelos de Análise de Risco de Pragas, nos quais o impacto potencial tende a ter maior influência na determinação do risco potencial de uma praga.

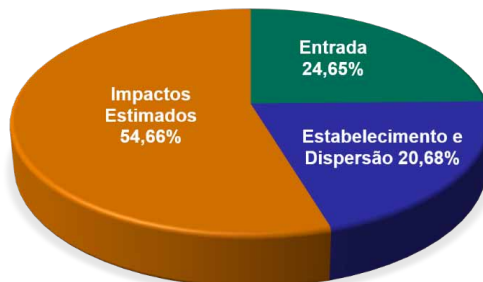


Figura 1. Pesos dos critérios para priorização das pragas.

Esse resultado também é compreensível pelo fato de que a maioria das pessoas tende a atribuir importância maior para a possibilidade de um evento negativo de magnitude maior. Assim, sempre se tenderá a dar maior importância para uma praga que pode ocasionar grandes prejuízos, mesmo que ela tenha probabilidade menor de entrada, estabelecimento ou dispersão, em comparação com outra praga que tenha grande probabilidade de introdução, porém com menor impacto potencial esperado, em termos de prejuízos econômicos.

O valor da prioridade global das pragas foi sempre superior a 500, variando entre 508 e 863 (Tabela 1). Considerando a escala utilizada no processo, pode-se dizer que as prioridades variaram de alta a muito alta. Essa variação aponta para um acerto na pré-seleção das pragas quarentenárias submetidas à priorização. De modo geral, as pragas com prioridade Muito Alta apresentaram avaliação superior à média geral nos três critérios principais, Entrada, Estabelecimento e Dispersão, e Impacto.

Sete pragas foram consideradas com prioridade global Muito Alta: *Bactrocera dorsalis*, *Cirsium arvense*, *Ditylenchus destructor*, *Globodera rostochiensis*, *Pantoea subsp. stewartii*, *Striga* spp. e *Tomato ringspot virus* (Figura 2). Treze foram consideradas com prioridade Alta: *African cassava mosaic virus*; *Anastrepha suspensa*; *Brevipalpus chilensis*; *Candidatus Phytoplasma palmae*; *Cydia pomonella*; *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* Raça 4 Tropical; *Lobesia botrana*; *Moniliophthora roreri*; *Boeremia foveata*; *Plum pox virus*; *Toxotrypana curvicauda*; *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae*; *Xylella fastidiosa* subsp. *fastidiosa* (Figura 3).

Tabela 1. Lista final da priorização de pragas ausentes para o Brasil.

Praga	Nota	Risco
<i>Bactrocera dorsalis</i> – inseto	863	Muito alto
<i>Cirsium arvense</i> – planta daninha	850	Muito alto
<i>Pantoea stewartii</i> subsp. <i>stewartii</i> – bactéria	841	Muito alto
<i>Ditylenchus destructor</i> – nematoide	829	Muito alto
<i>Tomato ringspot virus</i> – vírus	821	Muito alto

Continua...

Tabela 1. Continuação.

Praga	Nota	Risco
<i>Striga</i> spp. – planta daninha	795	Muito alto
<i>Globodera rostochiensis</i> – nematoide	782	Muito alto
<i>African cassava mosaic virus</i> – vírus	728	Alto
<i>Anastrepha suspensa</i> – inseto	715	Alto
<i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzae</i> – bactéria	703	Alto
<i>Cydia pomonella</i> – inseto	692	Alto
Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras	677	Alto
<i>Moniliophthora roreri</i> – fungo	640	Alto
<i>Boeremia foveata</i> – fungo	616	Alto
<i>Lobesia botrana</i> – inseto	603	Alto
<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>cubense</i> Raça 4 Tropical (R4T) – fungo	596	Alto
<i>Xylella fastidiosa</i> subsp. <i>fastidiosa</i> – bactéria	582	Alto
<i>Brevipalpus chilensis</i> – ácaro	578	Alto
<i>Plum pox virus</i> – vírus	562	Alto
<i>Toxotrypana curvicauda</i> – inseto	508	Alto

Este resultado reflete bem o peso que o critério de impacto potencial teve na prioridade global, uma vez que todas estas sete pragas também estão entre as dez classificadas com impacto Muito Alto. As três que tiveram impacto potencial muito alto, mas não classificaram na prioridade global como muito alta foram *African cassava mosaic virus*, *Fusarium oxysporum* f.sp. *cubense* raça 4 tropical (R4T) e os Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras (Tabela 1), devido a menor pontuação obtida no critério entrada, que acabou determinando o valor de escala Alto na prioridade global (Ver capítulo 5).

Todavia, é importante ressaltar que os resultados obtidos nesta metodologia de priorização não significam que as pragas que obtiveram valor

alto na escala de prioridade global possuem relevância secundária no contexto da defesa vegetal e da pesquisa agropecuária, uma vez que obtiveram pontuação menor em relação às outras sete. O resultado final indicando que todas as vinte pragas analisadas obtiveram valor alto e muito alto, de certa forma, já era esperado porque boa parte delas já são preocupação e objetivo de trabalhos, tanto na defesa quanto na pesquisa.

Com o objetivo de aplicar a priorização a mais pragas quarentenárias e aperfeiçoar a metodologia com discussões futuras, será possível estabelecer um panorama mais amplo quanto às pragas quarentenárias, em que certamente todas aquelas que obtiverem valor alto e muito alto serão dignas de atenção especial por parte dos pesquisadores e legisladores. Algumas das pragas que ficaram com valor alto na escala de prioridade global já têm planos de contingência estabelecidos, cujo objetivo é que o sistema de defesa vegetal nacional possa estar preparado para a aplicação de medidas preventivas e emergenciais, nos possíveis casos de ocorrência destas pragas no território nacional, visando sua erradicação ou contenção. As pragas que já dispõem de planos de contingência são:

- *Moniliophthora roreri* (monilíase do cacaueteiro) – Instrução Normativa MAPA nº 23, de 17 de maio de 2012.
- *Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras* – Instrução Normativa MAPA nº 47, de 24 de setembro de 2013.
- *Cydia pomonella* (traça-das-maçãs) – Instrução Normativa MAPA nº 35, de 27 de outubro de 2015.
- *Fusarium oxysporum* f.sp. *cubense* raça 4 tropical (R4T) – Instrução Normativa MAPA nº 43, de 13 de agosto de 2018.

O resultado desta priorização será fundamental e orientará as discussões e o planejamento, tanto das atividades e projetos de pesquisa, bem como as atividades e ações de defesa vegetal.

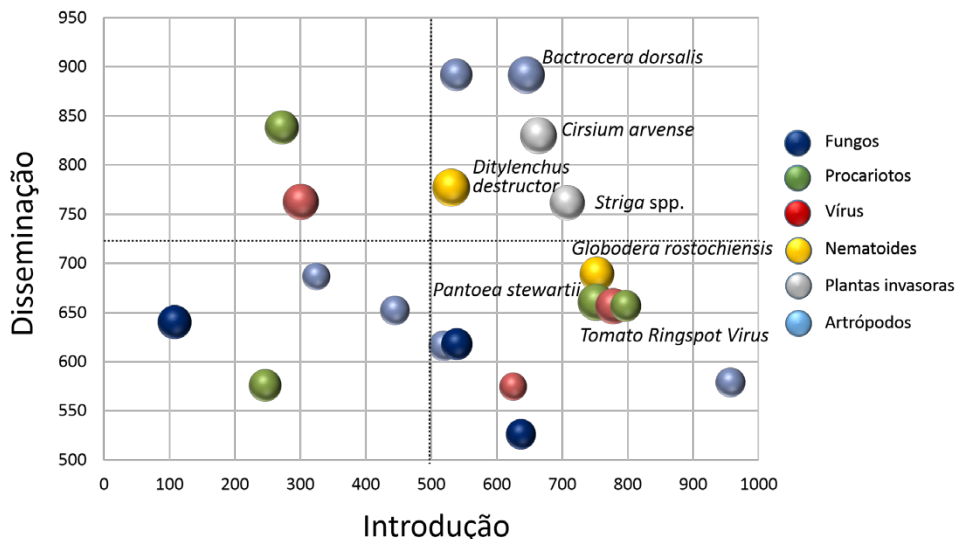


Figura 2. Pragas quarentenárias ausentes (nomes científicos) consideradas como Prioridade Global Muito Alta. O eixo x representa a pontuação obtida por cada praga quanto aos critérios de Introdução; o eixo y representa a pontuação quanto aos critérios de Estabelecimento e Disseminação. O tamanho de cada bolha denota a estimativa de impactos para cada praga, e as cores de cada bolha indicam o grupo biológico das pragas.

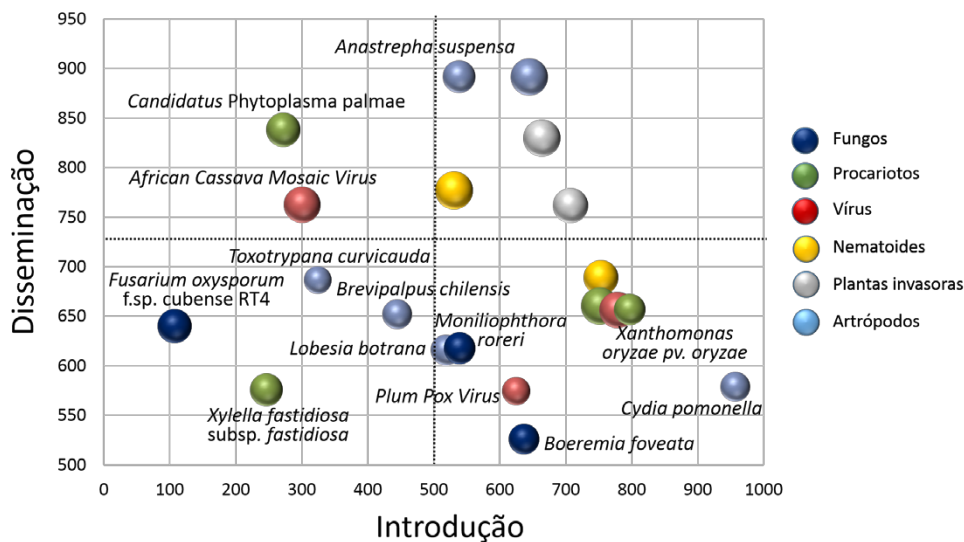


Figura 3. Pragas quarentenárias ausentes (nomes científicos) consideradas como Prioridade Global Alta. O eixo x representa a pontuação obtida por cada praga quanto aos critérios de Introdução; o eixo y representa a pontuação quanto aos critérios de Estabelecimento e Disseminação. O tamanho de cada bolha denota a estimativa de impactos para cada praga, e as cores de cada bolha indicam o grupo biológico das pragas.

PARAS
COURT
RENTEN
TENIAN
RIAS



PARTE 3

Insetos e Ácaros

Capítulo 9

Anastrepha suspensa (Loew) (Diptera: Tephritidae)

Capítulo 10

Bactrocera dorsalis (Handel 1912)

(Diptera: Tephritidae)

Capítulo 11

Brevipalpus chilensis Baker (Acari: Tenuipalpidae)

Capítulo 12

Cydia pomonella (Lepidoptera: Tortricidae)

Capítulo 13

Lobesia botrana Denis e Schiffermüller

(Lepidoptera: Tortricidae)

Capítulo 14

Toxotrypana curvicauda Gerstaecker

(Diptera: Tephritidae)



Capítulo 9

Anastrepha suspensa (Loew) (Diptera: Tephritidae)

RICARDO ADAIME, CRISTIANE RAMOS DE JESUS, ADILSON LOPES LIMA,
ELISANGELA GOMES FIDELIS

Identificação da praga

Nome científico:

- *Anastrepha suspensa* (Loew) (Figura 1).

Posição taxonômica:

- Classe Insecta, Ordem Diptera, Família Tephritidae.

Sinonímias:

- *Acrotoxa suspensa* (Loew), *Anastrepha longimacula* Greene, *Anastrepha unipuncta* Sein, *Trypeta suspensa* Loew.

Nomes vernaculares:

- mosca-das-frutas-caribenha e mosca-das-frutas-do-Caribe.

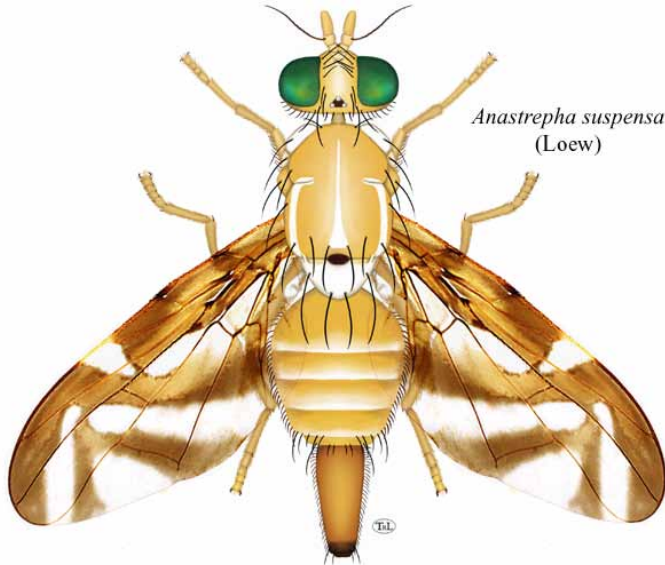


Figura 2. Fêmea de *Anastrepha suspensa*.

Fonte: <http://www.delta-intkey.com/anatox/images/suspens1.jpg>.

Hospedeiros

Até o momento, há registro de cerca de 100 hospedeiros para *A. suspensa*, havendo preferência por Myrtaceae, em especial *Psidium guajava* (goiaba), *Eugenia* e *Syzygium*. Também é praga de *Annona* sp. e infesta *Terminalia catappa*. Eventualmente infesta frutos maduros de *Citrus* sp. (Eppo, 2018).

Uma ampla lista de hospedeiros é apresentada no site Plantwise (2017), reproduzida abaixo:

- *Annona glabra*; *Annona reticulata*; *Annona squamosa*; *Averrhoa carambola*; *Blighia sapida*; *Canella winterana*; *Capsicum annum*; *Carica papaya*; *Carissa macrocarpa*; *Casimiroa edulis*; *Chrysobalanus icaco*; *Chrysophyllum cainito*; *Chrysophyllum oliviforme*; *Citrus*; *Citrus aurantiifolia*; *Citrus aurantium*; *Citrus limetta*; *Citrus limonia*; *Citrus madurensis*; *Citrus maxima*; *Citrus reticulata*; *Citrus reticulata x paradisi*; *Citrus sinensis*; *Citrus x paradisi*; *Clausena lansium*; *Coccoloba*

uvifera; *Diospyros blancoi*; *Diospyros kaki*; *Diospyros virginiana*; *Dovyalis caffra*; *Eriobotrya japonica*; *Eugenia*; *Eugenia brasiliensis*; *Eugenia uniflora*; *Ficus carica*; *Flacourtia indica*; *Fortunella margarita*; *Fortunella x crassifolia*; *Garcinia aristata*; *Garcinia livingstonei*; *Malpighia glabra*; *Malus domestica*; *Mangifera indica*; *Manilkara zapota*; *Momordica balsamina*; *Momordica charantia*; *Muntingia calabura*; *Murraya paniculata*; *Myrciaria cauliflora*; *Phoenix dactylifera*; *Pimenta dioica*; *Pouteria campechiana*; *Prunus domestica*; *Prunus persica*; *Prunus salicina*; *Psidium*; *Psidium cattleianum*; *Psidium guajava*; *Psidium guineense*; *Punica granatum*; *Pyrus communis*; *Pyrus pyrifolia*; *Spondias dulcis*; *Spondias mombin*; *Synsepalum dulcificum*; *Syzygium*; *Syzygium cumini*; *Syzygium jambos*; *Syzygium malaccense*; *Syzygium samarangense*; *Terminalia catappa*; *Terminalia muelleri*; *Triphasia trifolia*.

Distribuição geográfica da praga

Anastrepha suspensa é originária das ilhas do Caribe, onde está distribuída por toda aquela região, além do sul e centro da Flórida e Guiana Francesa (Tabela 1 e Figura 2).

Tabela 1. Distribuição geográfica de *Anastrepha suspensa* (Loew).

Continente/País	Distribuição	Referências
América do Norte		
Estados Unidos	Restrita (presente na Flórida e não estabelecida na Califórnia)	Foote et al., 1993 Cabi/Eppo, 2002 Eppo, 2018
América Central e Caribe		
Bahamas	Presente	Norrbom et al., 1999 Cabi/Eppo, 2002 Eppo, 2018
Ilhas Virgens Britânicas	Presente	Cabi/Eppo, 2002 EPPO, 2018
Cuba	Generalizada	Loew, 1862 Stone, 1942 Cabi/Eppo, 2002 Eppo, 2018

Tabela 1. Continuação.

Continente/País	Distribuição	Referências
América Central e Caribe		
República Dominicana	Generalizada	Stone, 1942 Cabi/Eppo, 2002 Eppo, 2018
Haiti	Generalizada	Cabi/Eppo, 2002 Eppo, 2018
Jamaica	Generalizada	Greene, 1934 Stone, 1942 Cabi/Eppo, 2002 Eppo, 2018
Porto Rico	Generalizada	Seín Jr, 1933 Stone, 1942 Cabi/Eppo, 2002 Eppo, 2018
América do Sul		
Guiana Francesa	Presente	Cabi/Eppo, 2002 Eppo, 2018

Fonte: Cabi (2018).

**Figura 2.** Distribuição geográfica de *Anastrepha suspensa*.

Biologia da praga

Os principais aspectos do ciclo biológico de *A. suspensa* são apresentados abaixo, com base em Burk (1983), Godoy et al. (2011) e Plantwise (2017).

Ciclo biológico da praga

Após o acasalamento, as fêmeas de *A. suspensa* depositam os ovos abaixo da epiderme do fruto. Os ovos são colocados individualmente em cada postura e necessitam de 2 a 3 dias para completar o desenvolvimento embrionário. Após a eclosão, as larvas se alimentam da polpa dos frutos, passando por três estádios larvais em um período de 10 a 14 dias. As larvas do último estágio abandonam os frutos e enterram-se no solo onde ocorre a fase de pupa. Essa fase tem duração de aproximadamente 14 dias e ocorre a uma profundidade de 0,7 cm a 3,3 cm no solo. O tempo de desenvolvimento ovo-adulto varia de 22 a 31 dias, conforme as condições de temperatura e umidade.

Estratégias reprodutivas da praga

Os adultos de *A. suspensa* passam a maior parte do tempo na vegetação. São ativos no início da manhã, desenvolvendo atividades de alimentação, corte (machos) e oviposição (fêmeas). No final da tarde ou início da noite, os machos formam agregados, disputam território na vegetação e se exibem para as fêmeas (leks). Simultaneamente secretam feromônio sexual e atraem as fêmeas com sinais acústicos produzidos pela vibração das asas. A maioria dos acasalamentos ocorre após a atração das fêmeas pelos machos que se apresentam.

Tipo de dispersão

- Dispersão natural pelo voo.
- Transporte de frutos hospedeiros contendo larvas vivas e/ou ovos.
- Transporte de pupários no solo ou em embalagens com frutas.

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas

Em temperaturas baixas o tempo de desenvolvimento ovo-adulto é prolongado. Em temperatura de 15 °C o período embrionário é de 243 h, enquanto a 25 °C é em torno de 57 h.

Condições edafoclimáticas ideais para o desenvolvimento

Anastrepha suspensa apresenta preferência por clima tropical, com temperatura média maior que 18 °C e precipitação anual de até 1500 mm. Ocorre nos tipos climáticos: Af - clima tropical úmido; Am - clima de monção; As - clima tropical com estação seca no verão; Aw - clima tropical com estação seca de inverno.

Adaptabilidade: plasticidade

Anastrepha suspensa é capaz de tolerar o clima do tipo Cs - clima temperado úmido com verão seco (clima mediterrâneo) e completar seu desenvolvimento.

Sintomas, sinais e danos

Os frutos atacados podem apresentar sinais de puncturas causadas pela oviposição. Entretanto, na maioria das vezes esses sinais são de difícil detecção nos estágios iniciais da infestação. As larvas consomem a polpa dos frutos podendo causar apodrecimento, maturação precoce e queda dos frutos.

Métodos de controle

Controle químico

A principal prática de controle adotada em regiões onde ocorre *A. suspensa* é a utilização de iscas tóxicas, que combinam o emprego de proteína hidrolisada como atrativo alimentar e o inseticida malation. Uma grande vantagem da utilização de iscas tóxicas é o fato de que tanto fêmeas

quanto machos da praga são atraídos pela fonte de proteína e acabam se intoxicando pelo inseticida associado à isca. Uma alternativa mais sustentável ao uso do inseticida organofosforado malation que tem se mostrado viável é o emprego de abamectina (Hennessey; King, 1996).

Outra alternativa menos agressiva que iscas tóxicas contendo malation é a utilização do inseticida orgânico espinosade como o componente inseticida da isca. Normalmente esse inseticida é formulado com atrativos alimentares para maximizar a atratividade das iscas e aplicado de forma localizada sobre a folhagem das plantas hospedeiras. Essa estratégia de aplicação evita que toda planta seja pulverizada com o inseticida, reduzindo consideravelmente o impacto do produto sobre o meio ambiente e organismos não alvo.

Controle cultural

O controle cultural, como a coleta e destruição de frutos caídos e infestados, é altamente recomendado. Essa prática tem se mostrado como uma das mais eficientes para reduzir a população da praga em área infestadas (Cabi, 2018).

Controle biológico

O parasitoide *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae) tem se mostrado eficaz para reduzir a população de *A. suspensa* e tem sido produzido para essa finalidade desde 1990, em Gainesville, Flórida, EUA (Weems Junior; Heppner, 2017).

Utilização de macho-estéril

A utilização da Técnica do Inseto Estéril também é empregada para reduzir a população da mosca-das-frutas-do-Caribe. Essa prática se fundamenta na utilização de machos estéreis de *A. suspensa* produzidos em laboratório. Esses insetos, ao serem liberados no ambiente, são capazes de acasalar com fêmeas silvestres; no entanto, em virtude da esterilidade, não

geram descendentes, reduzindo assim a população da praga. Atualmente, milhões desses insetos são produzidos semanalmente para o controle populacional de *A. suspensa* em uma Biofábrica em Gainesville, Flórida, EUA (Weems Junior; Heppner, 2017).

Estabelecimento de áreas livres da praga

Uma área livre de praga (ALP) é considerada quando, por evidência científica, é demonstrado que uma praga específica não ocorre em determinada região geográfica. O estabelecimento de uma ALP pela Organização Nacional de Proteção Fitossanitária (ONPF) de um determinado país importador permite a exportação de produtos de origem vegetal do país em que a área está situada, sem que haja necessidade de adoção de medidas fitossanitárias adicionais, conforme estabelece as Normas Internacionais para Medidas Fitossanitárias (NIMF).

Existem três componentes principais para o estabelecimento e manutenção de uma ALP:

- Sistema para estabelecer uma área livre de uma praga.
- Medidas fitossanitárias para manter uma área livre de uma praga.
- Controles para verificar a manutenção de uma área livre de uma praga.

A natureza desses componentes será variável de acordo com a biologia da praga, os tipos e as características da ALP e o nível de segurança fitossanitária requerido (Brasil, 2010).

Para a Flórida, EUA, o Protocolo para a mosca-das-frutas-do-Caribe fornece um conjunto de regulamentos que estabelecem áreas livres de *A. suspensa*, das quais frutas hospedeiras in natura podem ser certificadas para exportação (Cabi, 2018).

Outras formas de controle

Além das alternativas de controle abordadas anteriormente, outras medidas adicionais podem ser adotadas, dentre as quais merecem destaque:

- Inspeções rigorosas em busca de frutas hospedeiras transportadas por turistas.
- Avaliação de danos ou sinais específicos produzidos por *A. suspensa* em frutos hospedeiros oriundos de áreas com histórico de infestação.
- Monitoramento de hospedeiros preferenciais de *A. suspensa* em zonas agrícolas e urbanas.
- Apreensão de frutos hospedeiros em mercados, portos e aeroportos (Cabi, 2018).

Métodos de produção de material propagativo

Para evitar a disseminação de *A. suspensa* a partir de material propagativo, é importante que mudas de plantas hospedeiras oriundas de áreas onde a praga ocorre sejam acondicionadas e transportadas sem solo, ou que o solo seja tratado para eliminar imaturos da praga que possam ser veiculados por esse meio. Mudas de plantas hospedeiras da praga também devem ser transportadas sem frutos (Eppo Global Database, 2017).

Processo pós-colheita/transformação primária

O controle populacional da mosca-das-frutas-do-Caribe também pode ser realizado após a colheita. Nesse particular, os métodos de controle que utilizam tratamento térmico são os mais empregados. Para isso são utilizadas diferentes estratégias, como tratamento a frio, tratamento com vapor quente ou tratamento pela imersão em água quente (Cabi, 2018). Especificamente para *A. suspensa*, o tratamento térmico alternado entre exposição ao calor (>43 °C) e ao frio (0-2,22 °C) subsequentemente foi sugerido como forma de tratamento quarentenário (Sharp et al., 1993). A utilização de radiação eletromagnética proveniente de raios gama também tem sido sugerida para o tratamento de pós-colheita contra *A. suspensa* (Gould; Windeguth, 1991).

Acondicionamento e transporte

O adequado acondicionamento e transporte de frutos hospedeiros oriundos de áreas onde ocorre a mosca-das-frutas-do-Caribe é fundamental para

prevenir a disseminação da praga. Dessa forma, é necessário que a embalagem utilizada para o acondicionamento dos frutos evite a infestação pela praga. Durante o transporte também é importante evitar que haja danos à embalagem a ponto de permitir o acesso de *A. suspensa* aos frutos hospedeiros.

Vias de ingresso

O trânsito de pessoas e mercadorias é o principal meio de disseminação de pragas agrícolas. No que diz respeito especificamente a *A. suspensa*, existe a clara possibilidade de introdução no Brasil por meio da fronteira entre o estado do Amapá e a Guiana Francesa (Figura 1).

Inspeção e detecção

Frutos atacados podem mostrar sinais de puncturas de oviposição, mas geralmente somente observável em estágio avançado de infestação. Não há atrativo específico para machos de *A. suspensa*. No entanto, as armadilhas McPhail geralmente usadas para a captura de *Anastrepha spp.*, contendo como iscas o acetato de amônio, hidrolisado de caseína ou levedura de torula, podem capturar adultos de *A. suspensa* (Eppo, 2018).

Situação regulatória no mundo

Anastrepha suspensa é uma praga quarentenária para várias áreas, incluindo as regiões abrangidas pelo European and Mediterranean Plant Protection Organization (Eppo) e The North American Plant Protection Organization (Nappo). É regulamentada como praga quarentenária para o Chile, Paraguai, Estados Unidos, Uruguai, China, Jordânia, Turquia e para sete Organizações Regionais de Proteção Fitossanitária. Isso indica a preocupação que os países têm quanto a uma possível entrada dessa praga (Sugayama et al., 2015).

Antecedentes de intercepções

Segundo dados do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, de 2011 até a atualidade, não houve intercepções de *A. suspensa* no Brasil.

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

Anastrepha suspensa, como outras espécies do gênero *Anastrepha*, deriva de habitats de florestas tropicais e pode potencialmente se estabelecer em muitas áreas da Ásia, Austrália ou África. No entanto, a exportação proveniente de áreas infestadas para essas regiões é pequena, o que minimiza o risco de introdução (Eppo, 2018).

Na América do Sul, segundo o Cabi/Eppo (2002) e Eppo (2014), a praga está presente na Guiana Francesa (Tabela 1 e Figura 1). No entanto, Vayssières et al. (2013) realizaram levantamento utilizando armadilhas tipo McPhail (de 1994 a 2003) e amostragem de frutos (de 2001 a 2003) na Guiana Francesa, da fronteira com o Brasil à fronteira com o Suriname, e não registraram a presença de *A. suspensa*.

De qualquer forma, há significativo risco de introdução no Brasil, via estado do Amapá, especialmente porque recentemente foi liberado o tráfego de veículos pela ponte que liga o território francês ao Brasil. Nesse sentido, pesquisadores da Embrapa Amapá realizaram amostragens de frutos nos municípios de Oiapoque e Calçoene, fronteira do Brasil com a Guiana Francesa, onde foram coletadas 218 amostras de frutos (115,6 kg), de 33 espécies vegetais (12 nativas e 21 introduzidas) pertencentes a 22 famílias. Felizmente, não foi obtido nenhum exemplar de *A. suspensa* (Adaime et al., 2017).

Algumas espécies de *Anastrepha* podem voar até 135 km (Fletcher, 1989). Portanto, o movimento natural pode ser um meio importante de dispersão. Já no comércio internacional, o principal meio de dispersão para áreas não infestadas é o transporte de frutas contendo larvas vivas. As espécies vegetais mais propensas a transportar *A. suspensa* são *Annona*, *P. guajava* e, possivelmente, frutos bastante maduros de *Citrus* spp. (Eppo, 2018).

Potenciais consequências econômicas para o Brasil

É praga primária de goiaba e outras Myrtaceae, mas sua introdução no Brasil poderia causar prejuízos aos mercados externos, especialmente para

os produtores de manga (*Mangifera indica*). Algumas características que a praga possui favorecem a ocorrência de prejuízos: alta variabilidade genética, alto potencial reprodutivo e alta adaptabilidade a diferentes ambientes.

Deve-se considerar que os adultos de *A. suspensa* são difíceis de separar de algumas espécies do complexo *Anastrepha fraterculus*. Portanto, caso a identificação não seja realizada por um taxonomista capacitado, há risco de não identificar corretamente os espécimes e mascarar a introdução da praga no Brasil.

Referências

ADAIME, R.; SOUSA, M. S. M.; JESUS-BARROS, C. R.; DEUS, E. G.; PEREIRA, J. F.; STRIKIS, P. C.; SOUZA-FILHO, M. F. Frugivorous flies (Diptera: Tephritidae, Lonchaeidae), their host plants, and associated parasitoids in the extreme north of Amapá State, Brazil. **Florida Entomologist**, v. 100, n. 2, p. 316-324, 2017.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Normas Internacionais para medidas fitossanitárias**. Requisitos para o estabelecimento de áreas livres de pragas (1995). Brasília, DF, 2010. 9 p. (NIMF, N. 4). Disponível em: <https://www.ippc.int/largefiles/NIMF_04_1995_PTFINAL_0.pdf>. Acesso em: 03 nov. 2017.

BURK, T. Behavioral ecology of mating in the Caribbean fruit fly, *Anastrepha suspensa* (Loew) (Diptera: Tephritidae). **Florida Entomologist**, v. 66, n. 3, p. 330-344, 1983.

CABI/EPPO. **Anastrepha suspensa**. Distribution Maps of Plant Pests, No. 627. Wallingford, UK: CAB International, 2002.

CABI. **Anastrepha suspensa**. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 11 set. de 2018.

EPPO. **Anastrepha suspensa**. In: Data Sheets on Quarantine Pests. Paris: EPPO Global Database, 2018. Disponível em: <<https://gd.eppo.int/taxon/ANSTSU/documents>>. Acesso em: 19 nov. 2018.

FLETCHER, B.S. Ecology: movements of tephritid fruit flies. In: ROBINSON, A. S.; HOOPER, G. (Ed.). **Fruit Flies: their Biology, Natural Enemies and Control**. Amsterdam: Elsevier, 1989. p. 209-219.

FOOTE, R. H.; BLANC, F. L.; NORRBOM, A. L. **Handbook of the fruit flies (Diptera: Tephritidae) of America north of Mexico**. Ithaca: Comstock Publishing Associates, 1993. 571 p.

GODOY, M. J. S.; PACHECO, W. S. P.; MALAVASI, A. Moscas-das-frutas quarentenárias para o Brasil. In: SILVA, R. A.; LEMOS, W. P.; ZUCCHI, R. A. **Moscas-das-frutas na Amazônia brasileira: diversidade, hospedeiros e inimigos naturais**. Macapá: Embrapa Amapá, 2011. p. 113-131.

GOULD, W. P.; WINDEGUTH, D. L. von. Gamma irradiation as a quarantine treatment for carambolas infested with Caribbean fruit flies. **Florida Entomologist**, v. 74, n. 2, p. 297-300, 1991.

GREENE, C. T. A revision of the genus *Anastrepha* based on a study of the wings and on the length of the ovipositor sheath (Diptera: Trypetidae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington**, v. 36, p. 127-179, 1934.

HENNESSEY, M. K.; KING, J. R. Abamectin bait for Caribbean fruit fly (Diptera: Tephritidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 89, n. 4, p. 987-989, 1996.

LOEW, H. Diptera Americae septentrionalis indigena, Centuria secunda. **Berliner Entomologische Zeitung**, v. 6, p. 185-232, 1862.

NORRBOM, A. L.; CARROLL, L. E.; THOMPSON, F. C.; WHITE, I. M.; FREIDBERG, A. Systematic Database of Names. In: THOMPSON, F. C. (Ed.). **Fruit Fly Expert Identification System and Systematic Information Database**. Myia, Leiden, p. 65-252, 1999.

PLANTWISE. **Caribbean fruit fly (*Anastrepha suspensa*)**. Disponível em: <<http://www.plantwise.org/knowledgebank/datasheet.aspx?dsid=5668>>. Acesso em: 07 nov. 2017.

SEÍN JÚNIOR, F. *Anastrepha* (Trypetydae [sic], Diptera) fruit flies in Puerto Rico. **Journal of the Department of Agriculture**, v. 17, p. 183-196, 1933.

SHARP, J. L.; SINGH, O. P.; VERMA, S. N. Heat treatments for postharvest quarantine disinfestation of fruit flies (Diptera: Tephritidae) and other quarantine pests. **Florida Entomologist**, v. 76, n. 2, p. 212-218, 1993.

STONE, A. The fruitflies of the genus *Anastrepha*. **Miscellaneous Publications of the United States Department of Agriculture**, n. 439, p. 1-112, 1942.

SUGAYAMA, R. L.; IEDE, E. T.; STANCIOLI, A. R.; ALVES, G. A.; OLIVEIRA, I. M.; DIAS, J. A. Ameaças fitossanitárias. In: SUGAYAMA, R. L.; SILVA, M. L.; SILVA, S. X. B.;

RANGEL, L. E. P. (Ed.). **Defesa Vegetal**: Fundamentos, Ferramentas, Políticas e Perspectivas. Belo Horizonte: Sociedade Brasileira de Defesa Agropecuária, 2015. p. 449-471.

VAYSSIÈRES, J. F.; CAYOL, J. P.; CAPLONG, P.; SÉGURET, J.; MIDGARDEN, D.; SAUERS-MULLER, A. VAN; ZUCCHI, R.; URAMOTO, K.; MALAVASI, A. Diversity of fruit fly (Diptera: Tephritidae) species in French Guiana: their main host plants and associated parasitoids during the period 1994-2003 and prospects for management. **Fruits**, v. 68, n. 3, p. 219-243, 2013.

WEEMS JUNIOR, H. V.; HEPNER, J. B. **Featured criatures**: Caribbean fruit fly. Florida: University of Florida, 2017. Disponível em: <http://entnemdept.ufl.edu/creatures/fruit/tropical/caribbean_fruit_fly.htm>. Acesso em: 09 nov. 2017.

Capítulo 10

Bactrocera dorsalis (Handel 1912) (Diptera: Tephritidae)

MARCELO LOPES DA SILVA, ELISANGELA GOMES FIDELIS,

MARCELO NEGRINI, YELITZA C. COLMENAREZ

Identificação da praga

Nome científico

- *Bactrocera dorsalis* (Handel, 1912) (Figura 1).

Ordem e Família

- Diptera, Tephritidae.

Sinonímias (diferentes idiomas)

- *Bactrocera invadens* Drew, Tsuruta & White, 2005.
- *Bactrocera papayae* Drew & Hancock, 1994.
- *Bactrocera philippinensis* Drew & Hancock, 1994.
- *Bactrocera variabilis* Lin & Wang.
- *Bactrocera ferruginea* Bezzi, 1913.

- *Chaetodacus ferrugineus* Bezzi, 1916.
- *Chaetodacus ferrugineus dorsalis* Bezzi, 1916.
- *Chaetodacus ferrugineus* var. *dorsalis* Hendel, 1915.
- *Chaetodacus ferrugineus* var. *okinawanus* Shiraki, 1933.
- *Dacus* (*Bactrocera*) *dorsalis* Hardy, 1977.
- *Dacus* (*Bactrocera*) *semifemoralis* Tseng et al., 1992.
- *Dacus* (*Bactrocera*) *vilanensis* Tseng et al., 1992.
- *Dacus* (*Strumeta*) *dorsalis* Hardy & Adachi, 1956.
- *Dacus dorsalis* Hendel, 1912.
- *Dacus ferrugineus* (Fabricius, 1805).
- *Musca ferruginea* Fabricius, 1794, preocc..
- *Strumeta dorsalis* Hering, 1956.
- *Strumeta dorsalis okinawa* Shiraki, 1968.
- *Strumeta ferruginea* Hering, 1956.



Figura 1. Adulto de *Bactrocera dorsalis*.

Fonte: CABI BioScience.

Nomes vulgares em diferentes idiomas

- **Alemão:** Orientalische Fruchtfliege.
- **Espanhol:** mosca oriental de la fruta.
- **Francês:** mouche de fruits asiatique; mouche orientale des arbres fruitiers.
- **Holandês:** mangga-vlieg.
- **Português:** mosca-oriental-das frutas.

Hospedeiros

O número de hospedeiros conhecidos para *B. dorsalis* é de cerca de 300 espécies distribuídas em 60 famílias botânicas (Cabi, 2018). Entre os hospedeiros, muitos são economicamente importantes como: laranjas e limões (*Citrus* spp.), café (*Coffea canephora* e *Coffea arabica*), melão (*Cucumis melo*), melancia (*Citrullus lanatus*), manga (*Mangifera indica*), banana (*Musa paradisiaca*), maracujás (*Passiflora* sp.) e goiaba (*Psidium guajava*).

Distribuição geográfica da praga

Considerando que a espécie *B. invadens* seja sinônima de *B. dorsalis*, a distribuição da praga ocorre em quatro continentes (Ásia, África, Oceania e América do Norte) (Figura 1) (Cabi, 2018). O continente de origem é a Ásia, onde *B. dorsalis* ocorre na China, Índia, Paquistão, Butão, Nepal, Bangladesh, Laos, Mianmar, Vietnã, Malásia, Tailândia, Singapura, Indonésia, Brunei, Filipinas, Sri Lanka.

Bactrocera dorsalis (Hendel), previamente reconhecida como *B. invadens*, foi reportada na África em 2003 (Lux et al., 2003) e atualmente sua distribuição nesse continente é muito ampla, uma vez que essa praga só não ocorre nos países da faixa norte do Saara (Marrocos, Argélia, Líbia, Tunísia e Egito). Os países africanos que possuem registro de *B. dorsalis* são:

Angola, Benin, Botswana, Burkina Faso, Burundi, Camarões, Cabo Verde, República Centro-Africana, Chade, Comores, Congo, República Democrática do Congo, Costa do Marfim, Guiné Equatorial, Etiópia, Gabão, Gâmbia, Gana, Guiné, Guiné-Bissau, Quênia, Libéria, Madagascar, Mali, Mauritânia, Maurício, Mayotte, Moçambique, Namíbia, Níger, Nigéria, Ruanda, Senegal, Serra Leoa, África do Sul, Suazilândia, Sudão, Tanzânia, Togo, Uganda, Zâmbia, Zimbábue. Na Oceania, ocorre em Palau, Papua Nova Guiné e na Polinésia Francesa (Taiti, Moorea, Raiatea Tahaa e Ilhas Huaine), bem como o arquipélago do Havaí (Estados Unidos).

Na América do Norte, o único registro ocorre nos Estados Unidos na área de Los Angeles, estando sob erradicação e a área de ocorrência delimitada sob quarentena. A praga foi erradicada em 2015 no estado da Flórida, no entanto algumas capturas esporádicas de machos em armadilhas ocorreram em 2017 e 2018 (Steck, 2018) A espécie está ausente no restante do território continental dos Estados Unidos (Figura 2).



Figura 2. Distribuição geográfica de *Bactrocera dorsalis*. Elaborada com dados do Cabi (2018).

Biologia da praga

Os ovos são colocados no interior do fruto, logo abaixo da superfície da epiderme. O tempo de eclosão das larvas varia de 1-10 dias, aumentando conforme a diminuição da temperatura, sendo mais comum ocorrer entre um a dois dias. O período de alimentação das larvas no interior dos frutos também é variável, entre 8 a 20 dias (Samayoa et al., 2018). A larva de terceiro estágio possui em torno de 7,5 mm a 10 mm de comprimento por 1,5 mm a 2,0 mm de largura e seus caracteres morfológicos pouco visíveis para uma identificação precisa. As larvas saem dos frutos para passarem a fase de pupa no solo, que tem uma duração média entre nove dias na temperatura de 27 °C e 50% - 80% de umidade relativa (Samayoa et al., 2018). Entretanto, a fase de pupa pode ser estendida até três meses, em caso de baixas temperaturas (Christenson; Foote, 1960). Após a emergência do pupário, os adultos acasalam entre 8 a 12 dias e possuem uma longevidade entre um a três meses, que em casos de temperaturas mais baixas, pode alcançar um ano. Em condições ótimas, uma fêmea pode colocar até 3.000 ovos, porém em condição de campo, a média varia de 1.200 a 1.500 ovos (Christenson; Foote, 1960).

Tipo de dispersão

A dispersão de *B. dorsalis* é do tipo ativa, sendo a espécie voadora. A distância potencial de voo para as espécies de *Bactrocera* está estimada entre 50 a 100 km (Yan, 1984; Liang et al., 2001; Chen et al., 2007; Chen et al., 2015). Essa espécie tem uma capacidade de voo bem acima que a maioria dos insetos, podendo voar até 97 km a jusante ao longo do rio Nujiang, na China (Chen et al., 2007). Machos estéreis marcados de *B. dorsalis* já foram recuperados até 38 km de distância de seu ponto de liberação (Steiner, 1957). No entanto, a distâncias mais longas sua dispersão pode ocorrer pelo transporte de frutos infestados.

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas.

Bactrocera dorsalis não apresenta diapausa obrigatória, no entanto baixas temperaturas podem não ser suficientes para impedir sua sobrevivência, visto que as pupas podem sobreviver a temperaturas de até 0 °C (Han et al., 2011). O desenvolvimento dos estágios imaturos nas condições adversas de baixa temperatura é paralisado e, portanto, ocorre um alongamento da fase jovem. Temperaturas acima de 38 °C são inapropriadas para a sobrevivência da espécie (Samayoa et al., 2018).

Condições climáticas ideais para o desenvolvimento:

As melhores condições climáticas para desenvolvimento são temperatura entre 13 até 36 °C (faixa ótima entre 25 °C a 30 °C) (Samayoa et al., 2018) e a umidade do solo entre 10% a 100% da capacidade de campo (Hou et al., 2006). Levando-se em conta a sua distribuição geográfica, a espécie sobrevive em locais com pluviosidade variável de 250 mm a 2620 mm (Cabi, 2018).

Adaptabilidade: plasticidade

A espécie *B. dorsalis* é extremamente adaptável a uma ampla variedade de condições climáticas, o que é demonstrado por sua distribuição geográfica em regiões de climas semiáridos até os úmidos, dos climas subtropicais até os tropicais e equatoriais (Cabi, 2018).

Sintomas, sinais e danos

Os frutos atacados por *B. dorsalis* apresentam sinais de puncturas na epiderme, ocasionados pela oviposição da fêmea. Essas puncturas resultam em necrose do tecido, que fica escurecido e assim, torna-se um sinal bem visível. A alimentação das larvas no interior do fruto também leva a decomposição acelerada e a queda. Desta forma, considera-se que o dano econômico é elevado, pois os frutos atacados não são comercializáveis (Clarke et al., 2005).

Métodos de controle

Pós-colheita

Por se tratar de uma praga de alto impacto e reconhecida como quarentenária para vários países, o controle pós-colheita é regulamentado por diversas Organizações Nacionais de Proteção Fitossanitária (ONPF). Por exemplo, os Estados Unidos além de exigirem que áreas importadoras de frutos realizem o monitoramento para *B. dorsalis*, para os países onde a praga ocorre, a importação é feita somente com tratamento pós-colheita que pode incluir tratamento a frio, a ar quente forçado, fumigação mais tratamento a frio ou irradiação ou tratamento térmico a vapor. No entanto, como algum desses tratamentos, especialmente os feitos com calor, reduzem o tempo de prateleira ou mesmo podem deixar resíduos nos frutos, o melhor procedimento é a importação de frutos de áreas livres da *B. dorsalis*. Ver mais detalhes no item 7 desse capítulo.

Cultural

Os chamados métodos culturais e sanitários envolvem a proteção dos frutos com papel ou filmes de polieteno, o que impõe uma barreira física à oviposição (Sarwar, 2015). Entretanto, é necessário considerar os custos envolvidos na operação de proteção individual de frutos. A colheita antecipada de frutos de manga é considerada uma estratégia efetiva para diminuição dos danos do ataque de espécies de *Bactrocera*. Também, dentre os métodos culturais, incluem a catação manual de frutos caídos e sua destruição por incineração ou enterrados em valas com profundidade superior a 50,0 cm. Uma outra técnica simples é colocar os frutos em sacos plásticos de cor escura e deixá-los expostos ao sol, resultando em um processo de aumento de temperatura que mata as larvas (Allwood et al., 2001).

Químico

O uso de inseticidas químicos em iscas tóxicas é o principal método de controle de *B. dorsalis* (Wei et al., 2017). A pulverização de parte do pomar

com uma mistura contendo um atraente, por exemplo, proteína hidrolisada + inseticida (fipronil ou espinosade) é uma alternativa viável (Cabi, 2018). Tanto machos como fêmeas são atraídos pela amônia emanada da proteína hidrolisada e se concentram em pontos onde foram realizadas as pulverizações (Epsky et al., 2014).

No entanto, devido ao uso prologando de inseticidas em algumas regiões, populações dessa praga têm resistência a determinados produtos. Na China, *B. dorsalis* já foi detectada com resistência ao triclorfon e β -cipermetrina (Jin et al., 2011a, 2011b), ao malation, β -cipermetrina e abamectina (Wang et al., 2013), e ao ciantraniliprole (Zhang et al., 2014).

No caso do Brasil, os inseticidas de potencial utilização para controle da *B. dorsalis* deveriam ser cuidadosamente avaliados para um processo de registro emergencial.

Técnica do Inseto Estéril

Um dos métodos de controle mais recomendáveis para o enfrentamento dos primeiros estágios de um estabelecimento de *B. dorsalis* em novas áreas é a chamada Técnica do Inseto Estéril (TIE). Esta técnica envolve a produção massal da praga e esterilização dos machos, por irradiação, e liberação dos mesmos para competição de machos férteis em campo (Ji et al., 2007). Nesse caso, a liberação dos machos estéreis em áreas com um certo grau de isolamento favorece a diminuição da população, podendo ser combinada com outros métodos de controle. A TIE foi efetivamente utilizada para a erradicação de *B. dorsalis* de Okinawa e ilhas vizinhas ao arquipélago de Ryukyu no Japão (FFEPO, 1987).

Supressão de machos

Nesta técnica, os machos de *B. dorsalis* são atraídos pelo metil-eugenol (4-allyl-1,2- dimetoxibenzeno), um paraferomônio. Está técnica baseia-se na diminuição do número de machos que acasalam, resultando em uma diminuição da população em geral. A combinação da supressão de machos com

iscas pode ser uma alternativa para aumentar a efetividade do controle e tem sido utilizada em programas de erradicação (Cabi, 2018).

Por se tratar de uma praga regulamentada no mundo, a existência de sistemas de informação que auxiliam o controle é fundamental. Os sistemas de detecção existentes nos EUA e Nova Zelândia, utilizam armadilhas com atraentes e são colocadas em áreas de alto risco ou áreas com condições ambientais favoráveis. Monitoramento em áreas de produção mediante o uso de armadilhas, tipo Steiner ou Jackson com metil-eugenol, também pode ser utilizado como base de um sistema de alerta precoce da ocorrência da praga (Cabi, 2018).

Métodos de produção de material propagativo

Como a praga ocorre durante a fase de produção de frutos, os métodos de produção de material propagativo não têm nenhuma influência nas infestações.

Processo pós-colheita

As moscas-das-frutas tropicais são o grupo de pragas quarentenárias para as quais os tratamentos fitossanitários são requeridos nas importações. Nesse caso, os tratamentos devem ser feitos em instalações próprias para esta finalidade e são um fator que encarece a produção e podem prejudicar a qualidade dos frutos. Os tratamentos pós-colheita que podem ser utilizados para controle *B. dorsalis* são: irradiação, térmico, a frio, fumigação mais tratamento a frio (Dohino et al., 2017).

Irradiação

O primeiro estudo realizado para controle fitossanitário de mosca-de-frutas por irradiação foi com *B. dorsalis* (Koidsumi, 1930), e alguns anos mais tarde, tratamentos térmicos de vapor contra essa praga também estavam sendo pesquisados (Koidsumi, 1936). Em 2006, os EUA aprovaram tratamentos genéricos de irradiação com 150 Gy para moscas Tephritidae (USDA,

2006). Essa é a dose tolerada pela maioria das frutas frescas (Heather; Hallman, 2008). No entanto, alguns países não aceitam esse tipo de tratamento (Follett, 2014; Hallman; Loaharanu, 2016). Atualmente nos EUA a importação de frutos de países como a Índia e Tailândia, onde *B. dorsalis* está presente, é feita tratamento com irradiação (USDA, 2018a).

Tratamento térmico

Os tratamentos que envolvem calor podem ser: a ar, de atmosfera modificada e calor, ar seco e aquecido, vapor e água quente. No caso dos tratamentos com ar, um fluxo de ar mantido por 2 horas, à temperatura de 46,5 °C é suficiente para a desinfestação de frutos de manga de *B. dorsalis* (Unahawutti et al., 1991). No caso de do tratamento com água quente, frutos imersos em água com temperatura de 48 °C por um tempo de 60 a 75 minutos resultou em desinfestação de frutos de manga (Vergheese et al., 2006). O tratamento a 60 °C por 2 horas ou a 45 °C por 5 horas é capaz de eliminar o inseto nos frutos (Zhang et al., 2010). É preciso considerar que a maior efetividade ocorrerá se houver a combinação do tratamento com água quente em frutos que já passaram por tratamentos de pré-colheita. Um dos grandes desafios do uso da água quente é a manutenção da qualidade dos frutos. Por esse motivo, para algumas fruteiras, como a lichia, é realizado o tratamento com vapor quente, a 46,2 °C ou 46,5 °C por 20 minutos, seguido de tratamento a frio curto a 2 °C por 40 ou 42 horas (USDA, 2018a). Por isso, Ndlela et al. (2017) recomendam, após realização de testes de eficiência, que um tratamento mais curto, de 68 minutos em uma água à temperatura de 46,1 °C pode ser adotado para controle de mangas infestadas com *B. dorsalis*.

Tratamento a frio

Os EUA também têm regulamentações exigidas para tratamento a frio de frutas importadas. Os frutos de carambola, lichia longan, pera-nashi importadas de regiões com presença de *B. dorsalis* devem passar pelo tratamento a frio de 0,99 °C ou menos por 15 dias ou 1,38 °C ou menos por 18 dias (USDA, 2018a).

Fumigação

A eficiência de sulforil fluorido, carbonil sulfido e o gás fosfina já foi demonstrada para o controle de moscas-das-frutas (Heathe; Hallman, 2008). O brometo de metila tem seu uso limitado para alguns produtores e está em processo de ser banido. A concentração de 1,5 g/L a 5 °C por 5 dias desse produto se mostrou eficiente para o controle de *B. dorsalis* de laranjas (Liu et al., 2012).

Condicionamento e transporte

Mesmo com todos os tratamentos no pré-embarque de frutos, caso ocorram escapes ou falhas, a probabilidade de sobrevivência é muito alta. Na maior parte dos casos, o transporte de frutos por turistas é uma via de ingresso de alto risco de introdução. Nesse caso, a sobrevivência das larvas é facilitada pela ausência de tratamento pós-colheita e as condições de transporte são geralmente favoráveis, pois a intenção é de consumo.

Vias de ingresso

Frutos de hospedeiros oriundos de locais em que a praga ocorre é a principal via de ingresso. Nesse caso, frutos transportados em bagagem são de alto risco. A invasão de *B. dorsalis* na África também indica que a espécie pode se propagar a longas distâncias, pelo voo dos adultos e a utilização da ampla gama de hospedeiros. *B. dorsalis* tem sido interceptada em frutos ilegalmente transportados por viajantes em aviões de voos internacionais (Fresh Plaza, 2017). Como os frutos infestados são descartados, a introdução poderá ser viabilizada pela presença de hospedeiros adequados para sustentar a população invasora. Uma outra via que pode conter a praga é o solo como substrato não desinfestado em caso de importação de mudas, que pode conter pupas da praga (Cabi, 2018).

Inspeção e detecção

No exame visual dos frutos, o primeiro passo é localizar as puncturas necrosadas. Caso as puncturas sejam visualizadas, o fruto suspeito deve ser

cortado e aberto para a constatação das larvas. Detectando-se as larvas, recomenda-se transferi-las com parte da polpa para um meio seco (areia) que permita que as larvas passem para a fase de pupa. Após a emergência, recomenda-se manter os adultos vivos por alguns dias para a identificação, pois padrões de coloração e o endurecimento de estruturas facilitam a identificação por meio de exame de caracteres morfológicos diagnósticos. Mesmo com o desenvolvimento de métodos de identificação baseados em marcadores moleculares ou sequenciamento, o único método totalmente aceitável é o exame da morfologia do adulto (Cabi, 2018).

A detecção no campo deve ser feita com armadilhas adesivas com methyl eugenol. O methyl eugenol é considerado um dos mais potentes atraentes de machos de *B. dorsalis* (Cunningham, 1989) e a densidade de duas armadilhas por km² são suficientes para detecção de uma pequena população com menos de 50 machos (Shelly et al., 2010). O "Guia para a Implementação do Sistema de Vigilância Fitossanitária Específica: estudo de caso: *Bactrocera dorsalis*" recomenda que em cada local selecionado para a vigilância da praga, sejam colocadas de uma a três armadilhas tipo Jackson com methyl eugenol, com distância de 50 metros uma das outras. O guia propõe um programa de vigilância de detecção de *B. dorsalis* em cultivos de cítricos da região do Comitê Regional de Sanidade Vegetal do Cone Sul (COSAVE). Os locais para a vigilância foram selecionados com base no modelo de Máxima Entropia (MaxEnt), que prevê os locais de maior risco de estabelecimento da praga, com base na distribuição mundial da pragas e dados bioclimáticos, nas principais regiões produtoras de citros, e nos principais pontos de potencial entrada (portos e aeroportos internacionais) nos países do COSAVE (IICA, 2018).

Situação regulatória no mundo

Bactrocera dorsalis é considerada quarentenária em várias regiões do mundo. A partir de 2014, com base em uma revisão de 20 anos de morfologia integrativa, molecular, citogenética, comportamental e quimio-ecológica, *B. invadens*, *B. philippinensis* e *B. papayae* são consideradas como sinônimo de *B. dorsalis* sensu stricto (Schutze et al., 2014). Essa mudança teve várias implicações no status quarentenário de *B. dorsalis* em vários países e nas

políticas de quarentena, tratamento pós-colheita, requisitos e estratégias de manejo que se baseiam no conhecimento de que *B. dorsalis* e *B. invadens* são espécies distintas. Por exemplo, após a invasão de *B. dorsalis* na África, os EUA proibiram a importação da maioria das hortaliças e frutas cultivadas em países africanos onde *B. dorsalis* haviam sido relatados, pois na ocasião foi considerada como *B. invadens* (USDA, 2008).

A praga está na lista de quarentenárias ausentes do Cosave desde 1992, sendo regulamentada, no caso da América do Sul, para a Argentina, Brasil, Chile, Paraguai, Uruguai (Cosave, 2018) e, no caso da América do Norte, para os Estados Unidos (USDA, 2018b). A praga é considerada quarentenária na União Europeia pela EPPO, desde 1975 (Eppo, 2018a), também sendo regulamentada para Rússia, Turquia e Ucrânia. Na Ásia está na lista de quarentenárias presentes no Barein e China, estando oficialmente reconhecida como quarentenária ausente na Jordânia e Usbequistão (Cabi, 2018). A APPPC (Asian Pacific Plant Protecion Comission) que congrega 45 países e territórios considera a praga como quarentenária presente (Eppo, 2018b). A OIRSA (Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria) que reúne 9 países da América Central considera *B. dorsalis* como quarentenária ausente (OIRSA, 2018).

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

Há probabilidade de introdução no Brasil por meio da dispersão a partir da introdução em um país fronteiriço. Outro meio seria o do transporte ilegal de frutos em bagagens de viajantes oriundos de países que tem a praga. Traçando-se um paralelo, a recente introdução da broca do caroço da manga (*Sternochetus mangiferae*) no Rio de Janeiro (Silva; Ricalde, 2017) é um indicador que o risco de introdução de *B. dorsalis* não é desprezível. Outro problema que acentua o risco da praga é de que o Brasil oferece, na maior parte do território, condições ótimas para o estabelecimento da praga (Stephens et al., 2007), o que permite uma ampla dispersão da praga, facilitada pela presença de muitos hospedeiros confirmados e de hospedeiros potenciais. O histórico de dispersão de *B. dorsalis* na Ásia, Pacífico e África sugere que esta praga tem alta capacidade de se adaptar a novos ambientes e portanto, apresenta risco iminente de introdução e dispersão no Brasil.

Potenciais consequências econômicas para o Brasil

As moscas-das-frutas são o principal problema fitossanitário no Brasil. De um lado, a *Anastrepha fraterculus* principalmente no Sul e Sudeste e de outro, a *Ceratitis capitata*, no Nordeste, são responsáveis pelos maiores prejuízos à fruticultura nacional. O Brasil também tem altos custos com o Programa de Erradicação da mosca-da-carambola, *B. carambolae*, praga quarentenária presente nos estados do Amapá e Roraima (Godoy et al., 2011). A entrada de mais uma espécie de mosca-de-frutas pode implicar em aumento nos gastos com ações de erradicação. Somado ao fato de que as opções disponíveis para o controle são limitadíssimas, como poucos princípios ativos, falta de uso de controle biológico dentre outros fatores, a introdução de uma outra espécie de moscas-das-frutas ampliaria o problema fitossanitário da fruticultura brasileira.

Também, contaria neste fato, as barreiras fitossanitárias que iriam ocorrer à exportação das frutas brasileiras, o que, independentemente dos prejuízos internos, seria o fator talvez mais importante a considerar nas potenciais consequências econômicas da introdução de *B. dorsalis*. A recente invasão de *B. dorsalis* na África deixou muitos países impedidos de exportar seus frutos. Em 2008, a África do Sul suspendeu a importação de frutas com a presença de *B. dorsalis*, causando um impacto na exportação de 300 toneladas por ano de abacate no Quênia e de US\$20 milhões de banana em Moçambique (Cugala et al., 2014; Dohino et al., 2017). Nessa ocasião, Maurícios e Seychelles barraram a importação de banana, manga, abacate e citros de alguns países da África onde *B. dorsalis* estava presente (Dohino et al., 2017).

O Brasil é o terceiro maior produtor de frutas no mundo, ficando atrás apenas de China e Índia, o que mostra a relevância do setor para a economia brasileira. O segmento gera, aproximadamente, 5,6 milhões de empregos, em plantações que cobrem mais de 2 milhões de hectares distribuídos por vários polos de produção no país (IBGE, 2018). Portanto, pode-se prever que a introdução dessa praga no país pode gerar um cenário ainda mais devastador que o que aconteceu nos países da África.

Referências

- ALLWOOD, A. J.; LEBLANC, L.; TORA, V.; EMA, B.; RICHARD, B. **Fruit Fly Control Methods for Pacific Island Countries and Territories**. Pest Advisory Leaflet, Secretariat of the Pacific Community. Plant Protection Service, 40. 2001. 12 p.
- CABI. ***Bactrocera dorsalis***. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018. Disponível em: <<https://www.cabi.org/isc>>. Acesso em: 16 ago. 2018.
- CHEN, M.; CHEN, P.; YE, H.; YUAN, R.; WANG, X.; XU, J. Flight Capacity of *Bactrocera dorsalis* (Diptera: Tephritidae) Adult Females Based on Flight Mill Studies and Flight Muscle Ultrastructure. **Journal of Insect Science**, v. 5, n. 1, p. 141-148, 2015.
- CHEN, P.; YE, H.; MU, Q. A. Migration and dispersal of the oriental fruit fly, *Bactrocera dorsalis* in regions of Nujiang River based on fluorescence mark. **Acta Ecologica Sinica**, v. 27, p. 2468–2476, 2007.
- CHRISTENSON, L. D.; FOOTE, R. H. Biology of fruit flies. **Annual Review of Entomology**, v. 5, n. 1, 171-192, 1960.
- CLARKE, A. R.; ARMSTRONG, K. F.; CARMICHAEL, A. E.; MILNE, J. R.; RAGHU, S.; RODERICK, G. K.; YEATES, D. K. Invasive phytophagous pests arising through a recent tropical evolutionary radiation: the *Bactrocera dorsalis* complex of fruit flies. **Annual Review of Entomology**, v. 50, p. 293–319, 2005.
- COSAVE. **Lista de las principales plagas cuarentenarias para la region del cosave**. 2018. Disponível em: <[Http://www.cosave.org/sites/default/files/paginas/adjuntos/Anexo%20Lista%20de%20Plagas%20Cuarentenarias%20Re0.pdf](http://www.cosave.org/sites/default/files/paginas/adjuntos/Anexo%20Lista%20de%20Plagas%20Cuarentenarias%20Re0.pdf)>. Acesso em: 18 set. 2018.
- CUGALA, D.; EKESI, S.; AMBASSE, D.; ADAMU, R. S.; MOHAMED, S. A. Assessment of ripening stages of Cavendish dwarf bananas as host or nonhost to *Bactrocera invadens*. **Journal of Applied Entomology**, v. 138, p. 449–457, 2014.
- CUNNINGHAM, R. T. Parapheromones. In: ROBINSON, A. S.; HOOPER, G. (Ed.). **Fruit flies, their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier, 1989. p 221–229, v. 3.
- DOHINO, T.; HALLMAN, G.; GROUT, T.; CLARKE, T.; FOLLETT, P. A. Phytosanitary treatments against *Bactrocera dorsalis* (Diptera: Tephritidae): current situation and future prospects. **Journal of Economic Entomology**, v. 110, n. 1, p. 67-79, 2017.

EPPO. **A1 List of pests recommended for regulation as quarantine pests - version 2017-09**. 2018a. Disponível em: <https://www.eppo.int/ACTIVITIES/plant_quarantine/A1_list>. Acesso em: 18 set. 2018.

EPPO. **Asia and Pacific Plant Protection Commission (APPPC)**. Paris: EPPO Global Database, 2018b. Disponível em: <<https://gd.eppo.int/rppo/APPPC/categorization>>. Acesso em: 20 set. 2018.

EPSKY, N. D.; KENDRA, P. E.; SCHNELL, E. Q. History and development of foodbased attractants, In: SHELLY, T.; EPSKY, N. D.; JANG, E. B.; REYES-FLORES, J.; VARGAS, R. I. (Ed.). **Trapping and the Detection, Control, and Regulation of Tephritid Fruit Flies: Lures, Area-Wide Programs, and Trade Implications**. Netherlands: Springer, 2014. p. 75–118

FFEPO. **Melon fly eradication project in the Okinawa Prefecture**. Japan: FFEPO, 1987.

FOLLETT, P. A. Phytosanitary irradiation for fresh horticultural commodities: generic treatments, current issues and next steps. **Stewart Postharvest Review**, v. 3, p. 1–7, 2014.

FRESH PLAZA. **Jiangxi intercepts *Bactrocera dorsalis* Hendel at the border**. 2017. Disponível em: <<http://www.freshplaza.com/article/171765/Jiangxi-intercepts-Bactrocera-dorsalis-Hendel-at-the-border>>. Acesso em: 18 set. 2018.

GODOY, M. J. S.; PACHECO, W. S. P.; MALAVASI, A. Moscas-das-frutas quarentenárias para o Brasil. In: ADAIME, R.; ZUCCHI, R. **Moscas-das-frutas na Amazônia brasileira diversidade, hospedeiro e inimigos naturais**. Macapá, AP: Embrapa Amapá, 2011.

HALLMAN, G. J.; LOAHARANU, P. Phytosanitary irradiation development and application. **Radiation Physics and Chemistry** v. 129, 39-45, 2016.

HAN, P.; WANG, X.; NIU, C.-Y.; DONG, Y.-C.; ZHU, J.-Q.; DESNEUX, N. Population dynamics, phenology, and overwintering of *Bactrocera dorsalis* (Diptera: Tephritidae) in Hubei Province, China. **Journal of Pest Science**, v. 84, n. 3, p. 289–295, 2011

HEATHER, N. W.; HALLMAN, G. J. **Pest management and phytosanitary trade barriers**. Wallingford, UK: CAB International, 2008.

HOU, B.; XIE, Q.; ZHANG, R. Depth of pupation and survival of the oriental fruit fly, *Bactrocera dorsalis* (Diptera: Tephritidae) pupae at selected soil moistures. **Applied Entomology and Zoology**, v.41, n. 3, p. 515–520, 2006.

IBGE. **Sistema IBGE de recuperação automática.** Disponível em: <<http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/agric/default.asp>>. Acesso em: 18 set. 2018.

IICA. **Guía para la Implementación del Sistema de Vigilancia Fitosanitaria Específica:** estudio de caso: *Bactrocera dorsalis*. Costa Rica: Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura; Comité Regional de Sanidad Vegetal del Cono Sur, 2018. 37 p. Disponível em: < [http://www.cosave.org/sites/default/files/paginas/adjuntos/GU%C3%8DA%20DE...%20ESTUDIO%20DE%20CASO%20DE%20Bactrocera%20Dorsalis%20\(1\).pdf](http://www.cosave.org/sites/default/files/paginas/adjuntos/GU%C3%8DA%20DE...%20ESTUDIO%20DE%20CASO%20DE%20Bactrocera%20Dorsalis%20(1).pdf)>. Acesso em: 19 set. 2018.

Ji, Q. E.; HOU, W. R.; CHEN, J. H. Sterile insect technique of oriental fruit fly, *Bactrocera dorsalis* (Hendel) - optimal pupal age and dose of irradiation treatment for male pupae. **Acta Agriculturae Nucleatae Sinica**, v. 21, n. 5, p. 523-526, 2007.

JIN, T.; ZENG, L.; LIN, Y. Y.; LU, Y. Y.; LIANG, G. W. Insecticide resistance of the oriental fruit fly, *Bactrocera dorsalis* (Hendel) (Diptera: Tephritidae), in mainland China. **Pest Management Science**, v. 67, p. 370–376, 2011a.

JIN, T.; ZENG, L.; LIN, Y. Y.; LU, Y. Y.; LIANG, G. W. Changes of the frequency of resistant individuals in populations of the oriental fruit fly, *Bactrocera dorsalis* (Diptera: Tephritidae), with resistant individual flow. **Acta Entomologica Sinica**, v. 54, p. 306-311, 2011b.

KOIDSUMI, K. Heat sterilization of Formosan fruits for fruit flies (I) preliminary determinations on the thermal death points of *Chaetodacus ferrugineus* var. *dorsalis* Hendel and *C. cucurbitae* Coquillett. **Journal of the Society of Tropical Agriculture**, v. 8, p. 157–165, 1936.

KOIDSUMI, K. Quantitative studies on the lethal action of x-rays upon certain insects. **Journal of the Society of Tropical Agriculture**, v. 2, p. 243–263, 1930.

LIANG, F.; WU, J. J.; LIANG, G. Q. The first report of the test on the flight ability of oriental fruit fly. **Acta Agriculture University Jiangxi**, v. 2, n. 1, p. 259-260, 2001.

LIU, Y.; ZHANG, F. H.; DONG, S. J.; WANG Y. J. Low temperature phosphine fumigation for phytosanitary treatment of oriental fruit fly on navel oranges. **Plant Quarantine**, v. 26, p. 1-4, 2012.

LUX, S. A.; COPELAND, R.; WHITE, I.M.; MANRAKHAN, A.; BILLAH, M. A new invasive fruit fly species from *Bactrocera dorsalis* group detected in East Africa. **International Journal of Tropical Insect Science**, v. 23, n. 4, p. 355-361, 2003.

NDLELA, S.; EKESI, S.; NDEGWA, P. N.; ONG'AMO, G. O.; MOHAMED, S. A. Post-harvest disinfestation of *Bactrocera dorsalis* (Hendel) (Diptera: Tephritidae) in

mango using hot-water treatments. **Journal of Applied Entomology**, v. 141, n. 10, p. 848–859, 2017.

OIRSA. **Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria**. 2018. Disponível em: <<https://www.oirsa.org/>>. Acesso em: 20 set. 2018.

SAMAYOA, A. C.; CHOI, K. S.; WANG, Y.-S.; HWANG, S.-Y.; HUANG, Y.-B.; AHN, J. J. Thermal effects on the development of *Bactrocera dorsalis* (Hendel) (Diptera: Tephritidae) and model validation in Taiwan. **Phytoparasitica**, v. 46, p. 365–376, 2018.

SARWAR, M. Cultural measures as management option against fruit flies pest (Tephritidae: Diptera) in garden or farm and territories. **International Journal of Animal Biology**, v. 5, p. 165-171, 2015.

SCHUTZE, M. K.; AKETARAWONG, N.; AMORNSAK, W.; ARMSTRONG, K. F.; AUGUSTINOS, A. A.; BARR, N.; CLARKE, A. R. Synonymization of key pest species within the *Bactrocera dorsalis* species complex (Diptera: Tephritidae): Taxonomic changes based on a review of 20 years of integrative morphological, molecular, cytogenetic, behavioural and chemoecological data. **Systematic Entomology**, v. 40, p. 456-471, 2014.

SHELLY, T.; NISHIMOTO, J.; DIAZ, A.; LEATHERS, J.; WAR, M.; SHOEMAKER, R.; AL-ZUBAIDY, M.; JOSEPH, D. Capture probability of released males of two *Bactrocera* species (Diptera: Tephritidae) in detection traps in California. **Journal of Economic Entomology**, v. 103, p. 2042–2051, 2010.

SILVA, A. C.; RICALDE, M. P. First Occurrence of *Sternochetus mangiferae* (Fabricius) (Coleoptera: Curculionidae) in Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 46, n. 5, p. 587-590, 2017.

STECK, G. J. ***Bactrocera dorsalis*, Oriental fruit fly (Hendel) (Tephritidae)**. Pest Alert. Florida Gainesville: Department of Agriculture and Consumer Services, 2018. 3 p. Disponível em: <<https://www.freshfromflorida.com/content/download/81039/2340067/Media-Files-Plant-Industry-Files-Pest-Alerts-PEST+ALERT+Oriental+Fruit+Fly+-+Updated+June+2018.pd>>. Acesso em: 14 set. 2018.

STEINER, L. F. Field evaluation of oriental fruit fly insecticides in Hawaii. **Journal of Economic Entomology**, v. 50, p. 16–24, 1957.

STEPHENS, A. E. A.; KRITICOS, D. J.; LERICHE, A. The current and future potential geographical distribution of the oriental fruit fly, *Bactrocera dorsalis* (Diptera: Tephritidae). **Bulletim of Entomological Research**, v. 97, p. 369-378, 2007.

UNAHAWUTTI, U.; POOMTHONG, M.; INTARAKUMHENG, R.; WORAWISITTHUMRONG, W.; LAPASATHUKOOL, C.; SMITASIRI, E.; SRISOON, P.; RATANAWARAH, C. **Vapor heat as plant quarantine treatment of 'Nang Klarnghan', 'Nam Dorkmai', 'Rad' and 'Pimsen Daeng' mangoes infested with fruit flies (Diptera : Tephritidae).** Bangkok: Department of Agriculture, 1991. 342 p.

USDA. **Treatment Manual.** United States Department of Agriculture, 2018a. Disponível em: <https://www.aphis.usda.gov/import_export/plants/manuals/ports/downloads/treatment.pdf>. Acesso em: 06 set. 2018.

USDA. **U.S. Regulated Plant Pest List.** United States Department of Agriculture, 2018b. Disponível em: <<https://www.aphis.usda.gov/aphis/ourfocus/planthealth/import-information/rppl>>. Acesso em: 18 set. 2018.

USDA. **Treatments for fruits and vegetables.** Federal Register, v. 71, n. 18, p. 4451-4464, 2006. (Rules and Regulations). Disponível em: <<https://www.gpo.gov/fdsys/pkg/FR-2006-01-27/pdf/06-746.pdf>>. Acesso em: 18 set. 2018.

USDA. **Federal import quarantine order for host materials of *Bactrocera invadens* (Diptera: Tephritidae), invasive fruit fly species.** United States Department of Agriculture, Animal and Plant Health Inspection Service, 2008. 3 p. Disponível em: <http://www.aphis.usda.gov/import_export/plants/plant_imports/federal_order/downloads/bactrocera_2008_12_30.pdf>. Acesso em: 18 set. 2018.

VERGHESE, A.; SREDEVI, K.; NAGARAJU, D. K. Pre and post harvest IPM for the mango fruit fly, *Bactrocera dorsalis* (Hendel). Fruit Flies of Economic Importance: From Basic to Applied Knowledge. In: INTERNATIONAL SYMPOSIUM ON FRUIT FLIES OF ECONOMIC IMPORTANCE, 7, 2006, Salvador. **Proceedings...** Salvador, BA, 2006. p.179-182.

WANG, J. J.; WEI, D.; DOU, W.; HU, F.; LIU, W. F.; WANG, J. J. Oxycities and synergistic effects of several insecticides against the oriental fruit fly (Diptera: Tephritidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 106, p. 970–978, 2013.

WEI, D.; DOU, W.; JIANG, M.; WANG, J. **Oriental Fruit Fly *Bactrocera dorsalis* (Hendel).** In: WAN, F.; JIANG, M.; ZHAN, A. (Ed.). Biological Invasions and Its Management in China. Dordrecht: Springer, 2017. p. 267-283, v. 1.

YAN, Q. T. Study on *Dacus dorsalis* Hendel (Diptera: Trypetidae) on Okinawa. **Chinese Journal of Entomology**, v. 4, n. 1, 107-120, 1984.

ZHANG, R. M.; HE, S. Y.; CHEN, J. H. Monitoring of *Bactrocera dorsalis* (Diptera: Tephritidae) resistance to cyantraniliprole in the south of China. **Journal of Economic Entomology**, v. 107, p. 1233–1238, 2014.

ZHANG, Y. P.; HUANG, S. H.; LI, D. S.; ZHANG, B. X.; CHEN, M. Y. Control effect of *Beauveria bassiana* B6 Strain on *Bactrocera dorsalis* (Hendel). **Chinese Journal of Biological Control**, v. 26, p. 14–18, 2010.

Capítulo 11

Brevipalpus chilensis Baker (Acari: Tenuipalpidae)

DENISE NAVIA, RENATA SANTOS DE MENDONÇA, ROBERTO TRINCADO

Identificação da praga

- **Nome científico:** *Brevipalpus chilensis* Baker, 1949.

Posição taxonômica:

- **Filo:** Arthropoda.
- **Subfilo:** Chelicerata.
- **Classe:** Arachnida.
- **Subclasse:** Acari.
- **Ordem:** Trombidiformes (Prostigmata).
- **Superfamília:** Tetranychoida.
- **Família:** Tenuipalpidae Berlese.
- **Subfamília:** Tenuipalpinae Sayed.

- **Tribo:** Tenuipalpini Berlese.
- **Gênero:** *Brevipalpus* Donnadieu.

Sinonímias: não tem sinonímias.

Hospedeiros

Brevipalpus chilensis é um ácaro fitófago polífago, sendo relatado em cerca de 40 plantas hospedeiras, pertencentes a 24 famílias (em sua maioria Rosaceae, Rutaceae e Oleaceae), incluindo frutíferas, ornamentais e florestais (Tabela 1). Os principais hospedeiros de *B. chilensis*, considerando-se os níveis populacionais dos ácaros e a importância econômica do hospedeiro, são a uva, os citros, o kiwi e a cherimoia.

Entre as variedades de videiras, as populações de *B. chilensis* são mais altas nas de origem francesa, em particular as cultivares Cot Rouge, Semillón-Sauvignon e Cabernet (González, 1983a; Zavieso; Palma, 2002).

No Chile foram observadas infestações em um hospedeiro nativo, *Cestrum parqui*, em áreas urbanas e agrícolas, em plantas próximas a hospedeiros cultivados (Trincado et al., 2003). *Brevipalpus chilensis* havia sido relatado também sobre *Ribes punctatum* (previamente identificado como *R. georgianus*), entretanto uma identificação morfológica mais detalhada desses espécimes, incluindo a quetotaxia de forma imaturas, evidenciou que os mesmos pertenciam a outra espécie.

Tabela 1. Plantas hospedeiras de *Brevipalpus chilensis*.

Hospedeiro nome científico	Família	Hospedeiro nome comum	Referência(s)
<i>Actinidia arguta</i>	Actinidaceae	baby kiwi	SAG, 2006
<i>Actinidia deliciosa</i> (= <i>A. chinensis</i>)	Actinidaceae	kiwi	González, 1983a; USDA, 2006
<i>Ampelopsis</i> spp. ³	Vitaceae	ampelopsis	González, 1958
<i>Annona cherimola</i>	Annonaceae	chirimoia	González, 1958

Continua...

Tabela 1. Continuação.

Hospedeiro nome científico	Família	Hospedeiro nome comum	Referência(s)
<i>Antirrhinum</i> sp.	Plantaginaceae	boca de leão	González, 1983a
<i>Apium graveolens</i> ³	Apiaceae	salsão	González, 1958
<i>Catalpa speciosa</i>	Bignoniaceae	catalpa	González, 1983a
<i>Cestrum parqui</i>	Solanaceae	cestrum	González, 1983a; Trincado et al., 2003
<i>Citrus aurantifolia</i>	Rutaceae	limão ácido	González, 2006
<i>Citrus aurantium</i>	Rutaceae	laranja amarga	González, 1958
<i>Citrus limon</i>	Rutaceae	limão	Baker, 1949; Prado, 1991 ¹
<i>Citrus sinensis</i>	Rutaceae	laranja doce	González, 2006; Prado, 1991 ¹
<i>Citrus x clementina</i>	Rutaceae	clementina	González, 2006
<i>Convolvulus arvensis</i>	Convolvulaceae	corriola	González, 1958
<i>Crataegus</i> sp.	Rosaceae	espinheiro	Navia et al., 2013
<i>Cydonia oblonga</i> ³	Rosaceae	marmelo	González, 1983a; USDA, 2006
<i>Chrysanthemum</i> sp. ³	Asteraceae	crisântemo	González, 1958
<i>Dianthus caryophyllus</i> ³	Caryophyllaceae	cravo	SAG, 2006
<i>Diospyros kaki</i>	Ebenaceae	caqui	Prado, 1991 ¹ ; SAG, 2006
<i>Dysphania ambrosioides</i> (= <i>Chenopodium ambrosioides</i>)	Amaranthaceae	erva de santa maria	González, 2006; USDA, 2006
<i>Euonymus</i> sp. ³	Celastraceae		SAG, 2006
<i>Ficus carica</i>	Moraceae	figo	González, 1958
<i>Geranium</i> sp. ³	Geraniaceae	geranium	SAG, 2006
<i>Juglans regia</i>	Juglandaceae	noz	Navia et al., 2013
<i>Ligaria cuneifolia</i> (= <i>Psittacanthus cuneifolia</i>)	Loranthaceae	erva de passarinho	González, 2006

Continua...

Tabela 1. Continuação.

Hospedeiro nome científico	Família	Hospedeiro nome comum	Referência(s)
<i>Ligustrum japonicum</i>	Oleaceae	ligustro do Japão	Vargas et al., 1998
<i>Ligustrum sinensis</i>	Oleaceae	ligustro, alfeneiro	González, 1958
<i>Ligustrum</i> spp.	Oleaceae	ligustro, alfeneiro	González, 1961
<i>Malus domestica</i> ³	Rosaceae	maçã	González, 1961; USDA, 2006
<i>Pelargonium</i> sp.	Geraniaceae	gerânio	González, 1958
<i>Plantago lanceolata</i>	Plantaginaceae	tanchagem	González, 2006
<i>Prunus armeniaca</i> ³	Rosaceae	damasco	González, 2006
<i>Prunus dulcis</i> (= <i>P. amygdalus</i>) ^{2,3}	Rosaceae	amêndoa	González, 1958; SAG, 2006
<i>Prunus persica</i>	Rosaceae	pêssego	González, 2006; González e Barria, 1999
<i>Punica granatum</i>	Lythraceae	romã	SAG, 2006
<i>Pyrus communis</i> ³	Rosaceae	pera	González, 1961; Prado, 1991;Trincado et al., 2003
<i>Pyrus pyrifolia</i>	Rosaceae	pera asiática	Curkovic et al., 1994
<i>Rubus idaeus</i> ³	Rosaceae	framboesa	Prado, 1991 ¹ ; SAG, 2006
<i>Viburnum</i> sp.	Adoxaceae	viburno	González, 1983a
<i>Vinca rosea</i>	Apocynaceae	vinca	Zavieso e Palma 2002
<i>Vinca</i> sp. ³	Apocynaceae	vinca	González, 1958
<i>Vitis vinifera</i>	Vitaceae	uva	Baker, 1949; Pritchard e Baker, 1958

¹referências indiretas (citação de citação)

²necessita confirmação, suspeita de contaminação a partir de outros hospedeiros (SAG, 2006)

³relatos pontuais (SAG, 2006)

Distribuição geográfica da praga

A distribuição de *B. chilensis* é restrita a dois países da América do Sul – Chile e Argentina. Este ácaro provavelmente é originário do Chile, considerando sua distribuição geográfica, até há pouco restrita a este país, bem como o elevado número de plantas hospedeiras no país, incluindo uma espécie nativa. Cerca de 60 anos após sua descrição no Chile, a presença de *B. chilensis* é confirmada na Argentina. Uma suspeita de interceptação desta praga em frutos procedentes da Argentina levou à realização de levantamentos de ácaros *Brevipalpus* entre 2009-2010 e entre 2012-2013 por todas as regiões de produção de uvas deste país. A presença de *B. chilensis* foi confirmada, até o momento, unicamente na Província de Rio Negro, ao norte da Patagônia (Beard et al., 2012; Regonat et al., 2016). *Brevipalpus chilensis* havia sido relatado em videiras de Mendoza, Argentina, por Vergani em 1964, mas estes espécimes foram posteriormente identificados como *Brevipalpus pseudocuneatus* (Blanchard), espécie atualmente considerada sinônimo de *B. obovatus*.



Figura 1. Distribuição geográfica de *Brevipalpus chilensis*.

Biologia da praga

Ciclo biológico da praga

Estudos sobre a biologia de *B. chilensis* foram realizados no Chile. Estes ácaros passam por quatro estágios subsequentes de desenvolvimento até o adulto: ovo, larva (hexápoda), protoninfa e deutoninfa. Após 10 a 12 dias da oviposição, ocorre a eclosão das larvas. Dois dias após a eclosão as larvas iniciam a alimentação, aumentando gradativamente a sua tonalidade avermelhada e sua mobilidade. Os estágios de desenvolvimento são intercalados por períodos de repouso, que duram em média de 3 a 4 dias cada um. As fases de ovo, larva, protoninfa e deutoninfa duram cerca de 8; 5 a 7; 7 a 8; e 4 a 5 dias, respectivamente. De acordo com González (1958), o tempo médio de desenvolvimento requerido para completar uma geração é de 25,3 dias, variando de 18 a 59 dias.

Durante o período ativo, da primavera até o final de março, quatro gerações completas são produzidas, mais uma quinta geração parcial que não efetua a postura. Essa geração corresponde às fêmeas que passarão o inverno hibernadas (González, 1958). No final do inverno ou início da primavera, com emissão de brotos novos, as fêmeas hibernantes movimentam-se lentamente para a parte superior da planta, começam a se alimentar por um período de quatro a seis dias e, em seguida, iniciam a postura nas gemas, brotos e junto às nervuras na face inferior das folhas. Os ovos normalmente são colocados individualmente, não agrupados. As fêmeas hibernantes depositam entre 130 e 140 ovos por 30 dias, período que coincide com a sua longevidade (González, 1958), enquanto que as fêmeas das gerações subsequentes apresentam potencial reprodutivo mais elevado, com cerca de 250 ovos/fêmea (Zavieso; Palma, 2002). As gerações que se desenvolvem nos meses de verão apresentam o ciclo biológico de 18 a 25 dias para as fêmeas e de 15 a 20 dias para os machos, enquanto as demais gerações são mais longas (González, 1958, 1983a).

Estratégias reprodutivas da praga

A reprodução de *B. chilensis* pode ser partenogenética ou sexuada. As fêmeas da primeira geração (na primavera) se reproduzem principalmente

por partenogênese arrenótoca, quando as populações são constituídas por 98% de fêmeas e não se observa cópula. Portanto, observa-se que uma única fêmea pode dar origem a uma colônia. Nas gerações subsequentes, de primavera e verão, ocorre também reprodução sexuada, observando-se um número maior de machos, sendo a razão sexual (fêmeas/machos) de 7:3 e 6:4, respectivamente. A quarta geração caracteriza-se por apresentar um maior número de machos, o que garante a fertilização das fêmeas que passarão o inverno hibernando (González, 1958, 1983a).

Tipo de dispersão

A curtas distâncias, a dispersão de *B. chilensis* pode ocorrer através da movimentação dos ácaros entre plantas hospedeiras, através do contato direto entre folhas; e pelo material vegetativo que cai no solo, carregando ácaros vivos. A longas distâncias, a disseminação ocorre principalmente através da atividade humana- do comércio de frutos, do comércio ou intercâmbio de material de propagação vegetativa (estacas, mudas) e através da distribuição de plantas enxertadas (González, 1983a). A médias distâncias, assim como relatado para outros ácaros fitófagos (Moraes; Flechtmann, 2008), a dispersão desta espécie seguramente ocorre também por meios naturais (vento, insetos, aves, água etc).

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas

As fêmeas fertilizadas de *B. chilensis* hibernam durante o inverno (González, 1983a). Nessa fase, são capazes de suportar condições de altas umidades e temperaturas muito baixas. Quando a casca das árvores é removida, observam-se grupos de fêmeas escondidos sob a casca, nas ranhuras e depressões dos troncos. A maioria destas fêmeas pode se movimentar lentamente, à procura de novos locais para se abrigar (González, 1958, 1983a; Zavieso; Palma 2002).

Condições climáticas ideais para o desenvolvimento e plasticidade térmica

Brevipalpus chilensis está amplamente distribuído ao longo da região central do Chile, na faixa que se estende da região III ao Norte, que tem

como representante a cidade de Copiapó, localizada a 27°21' Latitude Sul 70°21' Longitude Oeste, até a região X, ao Sul, onde está a cidade de Remehue, com localização 40°24' Latitude Sul 73°09' Longitude Oeste (USDA, 2006). As regiões III a X compreendem diferentes zonas agroclimáticas que representam uma faixa territorial, com temperatura mínima média anual de 4,4 °C e média mínima absoluta de 0,85 °C, em Remehue. No Norte do país, onde o clima é árido, *B. chilensis* é substituído por outra espécie, *B. obovatus* (González, 1983a; World Meteorological Organization, 1996 citado por USDA, 2004) e no extremo Sul a espécie ainda não foi relatada. Nas regiões de ocorrência de *B. chilensis* no Chile, os meses mais quentes do ano (setembro a fevereiro) apresentam temperaturas mínimas médias que variam aproximadamente de 7 °C a 15 °C. Nos meses mais frios (março a agosto) essas temperaturas variam em média de 4,5 °C a 9 °C (USDA, 2006). Estudos laboratoriais mostraram que o desenvolvimento dos ovos é favorecido pela temperatura média de 25 °C e umidade relativa do ar de 50%. A alta umidade relativa do ar afeta notavelmente a eclosão e observa-se uma diminuição na postura das fêmeas (González, 1958).

A faixa de latitudes da Província de Rio Negro, onde foi confirmada a presença de *B. chilensis* na Argentina, está dentro da faixa latitudinal de ocorrência do ácaro no Chile. Esta província apresenta clima temperado, árido mesotermal. As temperaturas médias anuais variam de 10 °C e 12 °C. A amplitude térmica é considerável; as temperaturas médias chegam a 23 °C, em algumas áreas, e as mínimas médias a 3 °C. As oscilações térmicas são muito elevadas no centro e oeste desta Província; no verão as temperaturas chegam a 34 °C, e as mínimas podem ser de até -26 °C (TodoArgentina.net, 2018). A amplitude térmica das regiões em que *B. chilensis* ocorre indicam que a espécie apresenta alta plasticidade, ou resistência, sendo capaz de se desenvolver em uma ampla faixa de temperatura.

Sintomas, sinais e danos

Brevipalpus chilensis causa danos diretos aos hospedeiros. O dano é causado pela alimentação de populações numerosas dos ácaros, os quais causam a necrose dos tecidos, afetam o tamanho das folhas e brotos. Ataques severos chegam a causar desfolha e morte das plantas.

As infestações por *B. chilensis* em videiras podem causar a morte dos brotos. As populações são observadas na face inferior das folhas, que adquirem aspecto descolorido, com bronzeamento e manchas avermelhadas intercaladas, e com enrolamento dos bordos para baixo. A raquis e o pedicelo do rácimo atacado apresentam aspecto ressecado e coloração parda, com estrias escuras que se unem formando manchas alongadas (Jeppson et al., 1975; González, 1983a). O aspecto final geral é de manchas marrons com necroses. Como resultado do ataque das folhas, os brotos novos e internódios são menores, ocorre desidratação da raquis e das hastes, resultando em redução da produção. O mosto resultante das uvas provenientes de plantas atacadas apresenta menor graduação alcoólica (González, 1983a).

Além de danos às videiras, *B. chilensis* também tem causado problemas à cultura do kiwi, no Chile, onde foram observadas altas infestações. Em alguns pomares, todas as plantas podem apresentar sintomas de ataque. Plantas em que altas populações foram encontradas estavam seriamente debilitadas. Os danos foram observados especialmente na extremidade da superfície inferior das folhas, que assumem um aspecto amarronzado (Steven et al., 1997).

Algumas espécies de ácaros *Brevipalpus* causam danos indiretos a seus hospedeiros, por transmitirem fitovírus, os conhecidos "Vírus Transmitidos por *Brevipalpus*" (VTB's) (Kitajima et al., 2010). Até o momento não são relatadas fitovirose transmitidas por *B. chilensis*.

Métodos de controle

O controle de *B. chilensis* baseia-se basicamente nos métodos químico e biológico. Em cultivares sensíveis e sem risco quarentenário, como as variedades de uva de origem francesa, destinadas à produção de vinho, recomenda-se o manejo integrado da praga, isto é, o monitoramento de populações, determinação de níveis de controle e uso de acaricidas seletivos aos predadores, especialmente aos ácaros fitoseídeos (González, 1983a, 1983b). Quando o objetivo da cultura é a exportação de frutas frescas, o monitoramento é direcionado à detecção precoce e à total desinfestação, de modo a não ocasionar problemas fitossanitários no comércio internacional (González, 2006).

Controle químico

Os ensaios de campo com produtos químicos têm sido direcionados para fruteiras como citrus, uva, kiwi, caqui e *Prunus* spp., considerando os parâmetros eficácia, segurança, e persistência residual ativa dos agrotóxicos. Os produtos listados na Tabela 2, bem como o número e a época de aplicações indicados no texto, constituíram as táticas eficientes para o controle de *B. chilensis* nas condições de teste no Chile. Ressalta-se que muitos destes princípios ativos citados já possuem o registro no Brasil para o controle de outras espécies de ácaros *Brevipalpus* em citros.

Assim, durante o inverno, período em que as fêmeas estão escondidas nas rachaduras ou sob a casca dos troncos e ramos, foi recomendado o controle com óleo mineral 2%-3% para a diminuição das populações de primavera e verão (Curkovic et al., 1994; Montano, 1995; González, 2006). Em seguida, González (2006) sugeriu uma ou duas aplicações (abamectina e acrinatrina) dirigidas às gerações de fêmeas fertilizadas que, após o inverno, migram em direção aos brotos novos. O objetivo é efetuar o controle antes que as fêmeas iniciem a postura e se dispersem pela planta, interrompendo o ciclo de infestação na pré e pós brotação (González et al., 1989; González, 2006). Posteriormente, foi indicada uma aplicação adicional antes do florescimento (acrinatrina). Finalmente, para o controle pós-colheita foram sugeridos acaricidas de amplo espectro (clorpirifos e profenofos) (González, 2006). Alternativamente, os acaricidas propargito, espiroclorfen e piridaben, na maior concentração recomendada, apresentaram resultados efetivos no controle de *B. chilensis* (Curkovic et al., 1994; González 1983a, 2006). O bifentrin foi recomendado em rotação nas aplicações precoces nas brotações ou na floração (González, 2006). A estratégia utilizada foi efetiva e visou controlar as sucessivas gerações que se desenvolvem ao longo do ciclo das frutíferas, sejam perenes ou caducas, com recomendação de 4 a 5 pulverizações para o controle da praga.

Tabela 2. Princípio ativo, modo, sítio de ação e grupo químico dos agrotóxicos testados para o controle de *Brevipalpus chilensis* (González, 2006).

Agrotóxicos (i.a.)*	Modo de ação	Sítio de ação	Grupo químico
Abamectina	Sistema nervoso e muscular	Moduladores alostéricos de canais de cloro mediados pelo glutamato	Avermectina
Acrinatrina	Sistema nervoso e muscular	Moduladores de canais de sódio	Piretroides
Bifentrina	Sistema nervoso e muscular	Moduladores de canais de sódio	Piretroides
Profenafós	Sistema nervoso e muscular	Inibidores de acetilcolinesterase	Organofosforados
Clorpirifós	Sistema nervoso e muscular	Inibidores de acetilcolinesterase	Organofosforados
Propargito	Respiração celular	Inibidores de síntese de ATP sintetase mitocondrial	Sulfito de aquila
Piridabem	Respiração celular	Inibidor do complexo I da cadeia de transporte de elétrons da mitocôndria	METI**- Piridazinona
Espirodiclofeno	Crescimento e desenvolvimento	Controle do metabolismo de ácidos graxos (inibidores da acetilCoAcarboxilase)	Cetoenol

*i.a. = ingrediente ativo

**METI = *Mitochondrialelectrontransportinhibitors*

Controle biológico

Quanto ao controle biológico, os inimigos naturais associados a *B. chilensis* em videiras no Chile foram os ácaros predadores *Euseius fructicolus* (Gonzalez & Schuster), *Chiloseius camposi* Gonzalez & Schuster, *Phytoseius decoratus* Gonzalez & Schuster e *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Phytoseiidae) e *Agistemus longisetus* González (Stigmaeidae) (Salinas, 2006; Vargas; Olivares, 2007; Olivares, 2008; Díaz et al., 2009), e o coccinelídeo *Stethorus histrio* Chazeau (Prado, 1991). Além disso Trincado et al. (2018) relatam também os fitoseídeos *Amblyseius herbicolus* (Chant), *Amblyseius tamatavensis* Blommers, *Neoseiulus viticolus* Trincado & Martin e *Metaseiulus relictus* Trincado & Martin predando ácaros do gênero *Brevipalpus* no Chile. Este complexo de predadores, no entanto, não consegue reduzir as populações em níveis economicamente toleráveis, o que motivou a introdução

do ácaro fitoseídeo *Typhlodromus pyri* Scheuten (Vargas; Olivares, 2007). Os predadores *N. californicus* e *T. pyri* se alimentam de ovos e imaturos e foram considerados os mais promissores para o manejo de *B. chilensis*. Ressalta-se que *N. californicus* é assinalado e já vem sendo comercializado no Brasil (Demite et al., 2018).

A melhor tática integrada consistiu na realização de duas aplicações de óleo mineral ou adjuvante (detergente) ou o inseticida seletivo aos predadores (Azadirachtina – Neen-X), com intervalo de 20 dias, para diminuir a população de fêmeas no período de brotação; seguida de três liberações de *T. pyri*, nos períodos de maior densidade de ovos e ninfas (Vargas et al., 2005), resultando na diminuição de 70% da população de *B. chilensis* (Salinas, 2006; Olivares, 2008). Para favorecer a sobrevivência e o aumento das populações de *T. pyri*, que também se alimenta de pólen, foi recomendada a manutenção de vegetação nativa (*Oxalis pre-caprae* e *Hirschfeldia incana*) nos arredores do pomar de modo a complementar a alimentação e fornecer refúgio para os predadores (Olivares, 2008).

Procedimentos pós-colheita

Brevipalpus chilensis pode ser encontrado em frutos provenientes do Chile e Argentina destinados à exportação para países onde é regulamentado como quarentenário. Os protocolos estabelecidos para exportação variam de acordo com as espécies vegetais e os mercados de destino. Tem sido definidos os processos incluindo a produção, seleção, embalagem, e transporte, com altos níveis de segurança, de modo a cumprir os acordos fitossanitários para o comércio internacional.

O tratamento com o gás brometo de metila (24 e 32g/m³, por 2 horas) que proporciona 100% de mortalidade de estágios móveis de *B. chilensis* (González, 1983a), ainda está em uso e é o tratamento quarentenário exigido para exportação de uva, kiwi, romã, figo, pomelo, limão e tangerina do Chile para os Estados Unidos. A fumigação com gás brometo mais o tratamento a frio são exigidos para importação de frutos do Chile pelos Estados Unidos (USDA, 2017).

Tratamentos quarentenários alternativos ao brometo de metila para o controle de *B. chilensis* são: tratamento a frio (Jadue et al., 1996); radia-

ção fitossanitária (raio gama ionizante Cs^{137} – dose 300 Gy) seguida de tratamento a frio (Jadue et al., 1997; Castro et al., 2004); fumigação com fosfina em cilindro de aço com gás comprimido (Horn et al., 2007, 2010; Horn, 2012); e o tratamento com água (lavagem com detergente), encerramento e o *System Approach* (ver abaixo) (USDA, 2018a, 2018b).

A radiação ionizante (300 Gy) foi aprovada pelo Serviço de Saúde Animal e Vegetal do Departamento de Agricultura dos Estados Unidos (USDA, APHIS) e pela Convenção Internacional de Proteção de Plantas (IPPC, 2003), entretanto é pouco utilizada comercialmente como tratamento quarentenário para *B. chilensis* (Hallman et al., 2010; Follett, 2014). A fosfina é um tratamento eficaz, sem efeito fitotóxico, que não afeta a camada de ozônio, permite tratamento em baixas temperaturas (condições de armazenamento) e o residual nas frutas é inferior ao limite máximo de resíduos permitido. O protocolo de fumigação de frutas (kiwis, maçãs, uvas, laranjas e ameixas) com fosfina é uma exigência para frutas exportadas do Chile para o México e Irã (Horn et al., 2007, 2010; Horn, 2012).

O *System Approach* é um programa complementar de Mitigação de Riscos que permite as importações de frutas frescas do Chile, livre de *B. chilensis*, para territórios americanos, sem o tratamento com brometo de metila. Inclui a combinação de medidas obrigatórias que devem ser implementadas pelos produtores, empacotadores e transportadores de frutas para minimizar o risco de introdução de *B. chilensis* nos Estados Unidos. Esse processo foi considerado mais econômico e seguro para a saúde e ambiente em relação ao gás brometo de metila, além de resguardar a qualidade dos frutos. De forma geral, as medidas incluídas no *System Approach* compreendem:

- Requerimento para importação de remessas comerciais de frutas (limão, cheymoia, romã).
- Registro e monitoramento dos campos de produção pelo Servicio Agrícola y Ganadero (SAG) do Chile.
- Certificado de produção em área de baixa prevalência de *B. chilensis*.
- Inspeção pré e pós-colheita.
- Adoção de sistema de amostragem e inspeção aprovado pelo SAG do Chile e pelo *Animal and Plant Health Inspection Service* (APHIS).

- Adoção de protocolos de saneamento, desinfestação superficial, lavagem com detergente, enxague e tratamento com cera.
- Inspeção no empacotamento. A remessa de frutas deve ser acompanhada de Certificado Fitossanitário, Declaração Adicional atestando que o lote se encontrada livre de *B. chilensis* com base na inspeção de campo e de empacotamento, Certificado de Registro do local de produção, Lista dos Locais de Produção e Documento de Embarque para rastreamento do lote. Qualquer remessa em que seja detectado um ácaro na inspeção deverá ser fumigada com brometo de metila (APHIS USDA).

Vias de ingresso

Ácaros desta espécie podem ser introduzidos através da importação de frutos ou de material de propagação vegetativa (mudas, estacas, borbulhas) de seus hospedeiros provenientes do Chile ou da Argentina (Província de Rio Negro) (González, 1983a).

Detecção, inspeção acarológica e identificação taxonômica

Detecção

A detecção destes ácaros é difícil, especialmente a de ovos, devido às suas reduzidas dimensões. Entretanto, a visualização dos mesmos pode ser facilitada pela coloração vermelho viva que a maioria dos estágios de desenvolvimento apresenta.

As fêmeas adultas apresentam cerca de 400 μm de comprimento e 200 μm de largura; o corpo é ovalado, mais largo na porção anterior; coloração vermelho escarlate, manchas oclares vermelho escuro e situadas nos bordos antero-laterais; o corpo é nitidamente achatado e apresenta saliências dorsais transversais. Os machos são menores que as fêmeas, com cerca de 300 μm de comprimento e 160 μm de largura; o corpo é mais afilado que o das fêmeas. As ninfas são planas e apresentam coloração vermelho-pálido. As deutoninfas medem cerca de 259 μm de comprimento por 160 μm de largura. As protoninfas

são muito menores que as deutoninfas, apresentando cerca de 30 μm de comprimento e 20 μm de largura. A larva apresenta três pares de pernas curtos e grossos, o corpo é muito deprimido dorso-ventralmente e o abdome curto e estreito, com cerca de 20 μm de comprimento e 14 μm de largura. Os ovos são vermelho-brilhantes, e medem cerca de 14 μm de comprimento por 10 μm de largura (González, 1958, 1983a; Zavieso; Palma 2002).

Estes ácaros se movimentam lentamente, distintamente de outros ácaros fitófagos (ex. Tetranychidae e Tarsonemidae). Apresentam pernas curtas, sendo que os dois primeiros pares (pernas I e II) são bastante separadas dos pares posteriores (pernas III e IV). As larvas apresentam apenas três pares de pernas, enquanto que ninfas e adultos apresentam quatro pares.

Técnicos bem treinados podem visualizar a presença de ácaros *Brevipalpus* com uma lupa de bolso (aumento de 10 a 16x). Entretanto para assegurar que o material não está infestado é imprescindível realizar uma detalhada inspeção acarológica.

Inspeção acarológica em laboratório

A inspeção acarológica do material vegetal deve possibilitar a detecção de qualquer estágio de desenvolvimento, mesmo que presentes em número reduzido, estando estes vivos ou mortos, em estágio ativo ou quiescente (antes das ecdises). Os métodos comumente utilizados na inspeção acarológica de material vegetal são: i) exame direto; e ii) lavagem utilizando peneiras granulométricas. Cada um destes métodos apresenta vantagens e desvantagens e devem ser utilizados associados, de forma a aumentar a eficiência da inspeção (Gonzaga et al., 2015).

No exame direto dos frutos ou do material de propagação vegetativa (mudas, estacas, borbulhas), deve-se utilizar um microscópio estereoscópico, aumento de 40x, observando-se a superfície externa dos tecidos. Deve-se dar especial atenção a regiões de reentrâncias, inserção de pedúnculos, proximidade das nervuras, domácias, rachaduras, fendas ou qualquer irregularidade no tecido vegetal onde os ácaros podem estar abrigados. No caso de mudas, estacas ou borbulhas, devem-se observar abaixo e aos redor das gemas.

O método de lavagem pode ser utilizado para os frutos, material de propagação vegetativa ou folhas. O princípio da lavagem utilizando peneiras granulométricas se baseia no fato de que os ácaros e demais artrópodes serão desprendidos da superfície dos tecidos com a agitação em solução de detergente (o qual quebra a tensão superficial da água), e atravessarão um jogo de peneiras de abertura decrescente (5 mesh, abertura 4 mm; 18 mesh, 1 mm; 500 mesh, 0,025 mm), sendo retidos na peneira inferior, de menor abertura. Após imersão da amostra (ou parte da amostra) na solução de detergente previamente preparada, o material vegetal submerso deve ser agitado. Após 20 minutos de descanso, deve-se verter a solução de detergente e partículas desprendidas e sedimentadas (retendo o material vegetal no recipiente com uma mão) sobre um jogo de peneiras granulométricas. É importante lavar a peneira superior com água abundante e em alta pressão, visando facilitar a passagem das partículas. Este procedimento de lavagem deve ser repetido de forma a assegurar que todas as partículas externas sejam desprendidas. As partículas retidas na peneira de menor abertura, onde os ácaros porventura presentes estarão, são transferidas a um frasco, em solução de álcool etílico 70%, com o jato de uma piceta. A solução contendo o álcool etílico e as partículas retidas são armazenadas em um frasco e examinadas ao estereoscópio (aumento de 40x).

Identificação taxonômica

Para realizar a identificação taxonômica de ácaros do gênero *Brevipalpus* pode-se utilizar caracteres morfológicos e/ou moleculares.

• Identificação morfológica

Para realizar a identificação morfológica pode-se utilizar microscopia óptica (com contraste de interferência diferencial- DIC) ou eletrônica de varredura (Beard et al., 2015), sendo imprescindível dispor de fêmeas adultas. Para microscopia óptica os espécimes devem estar preservados em lâminas de microscopia, montados em meio de Hoyer ou Heinze PVA. Para microscopia de varredura os ácaros podem ser coletados diretamente ou estar preservados em álcool etílico 70%.

A identificação genérica pode ser baseada em Mesa-Cobo et al. (2009), onde encontra-se a descrição dos caracteres tradicionalmente utilizados

na taxonomia da família Tenuipalpidae. Os ácaros *Brevipalpus* apresentam penúltima seta dorsal *h2* curta (comprimento similar ao das outras setas do opistossoma); setas dorsais inseridas diretamente no tegumento (não em tubérculos ou placas), não são palmadas; propodossoma apresenta um escudo rostral; palpos com 4 segmentos (raramente 3); margem lateral do opistossoma com 6 ou 7 pares de setas; setas dorsais *sc1*, *c1* e *e1* não são longas ou lanceoladas; presença de placas ventrais (genital e anal) separadas, sendo a genital elíptica (mais larga que longa), e a anal retangular.

Atualmente as espécies de *Brevipalpus* estão separadas em seis grupos (Baker; Tuttle, 1987). *Brevipalpus chilensis* pertence ao grupo *B. obovatus-f2* ausente, tarso II com 1 solenídio; setas dorso-centrais (*c1*, *d1*, *e1*) com forma diferente às setas dorsolaterais (*c3*, *d3*, *e3*); palpo com 4 segmentos e 3 setas distais.

Para a identificação específica de *B. chilensis* deve-se consultar a descrição original (Baker, 1949). Redescrições podem ser encontradas em Pritchard e Baker (1958), González, 1958; Mitrofanov e Strunkova (1979) e Smith-Meyer (1979). Além disso, caracteres taxonômicos adicionais são apresentados por Beard et al. (2015) e Navia et al. (2013). Estudos taxonômicos recentes evidenciam a importância de detalhes da reticulação dorsal e ventral; da forma da vesícula da espermateca; e da forma das setas do palpo para a acurada identificação específica (Beard et al., 2015). *Brevipalpus chilensis* apresenta prodorso com reticulação na área central, algumas células podem estar fundidas formando grandes células irregulares; cutícula do opistossoma dorsal, entre as setas *c1-d1* e *d1-d1* reticulada com grandes células, posteriormente às setas *e1-e1* observa-se uma série de dobras transversais curtas; placa ventral com células circulares médias ou grandes, algumas delas fundidas formando células alongadas; placa genital com células circulares, arredondadas, estando algumas fundidas. A espermateca termina em uma vesícula circular, com curtas projeções ao redor (quase todo perímetro). O fêmur do palpo apresenta uma seta fina, barbada, enquanto que o tarso apresenta três setas. O trocânter III apresenta duas setas.

Brevipalpus chilensis é morfologicamente muito semelhante a *B. obovatus*, espécie também está presente no Chile e Argentina e amplamente distribuído no Brasil. As principais diferenças são (Figura 2): em *B. chilensis* o tegumento dorsal é reticulado, inclusive na região central do propodossoma,

enquanto que *B. obovatus* apresenta a região central do propodossoma sem reticulação (Baker, 1949; González, 1958); em *B. chilensis* a seta propodossomal v2 apresenta comprimento de cerca de 1/3 da distância entre as bases e é setiforme/serreada, enquanto que em *B. obovatus* é relativamente mais curta (comprimento de 1/5 da distância entre as bases) e lanceolada ou espatulada (Navia et al., 2013); em *B. chilensis* a vesícula da espermateca apresenta projeções distribuídas uniformemente em todo seu contorno, enquanto que em *B. obovatus* são relativamente menos numerosas e concentradas na região distal (Navia et al., 2013) (Figura 2). Além disso, os imaturos destas espécies podem se diferenciar pelo comprimento das setas dorsolaterais, que são de comprimento homogêneo em *B. chilensis* e heterogêneo em *B. obovatus*.

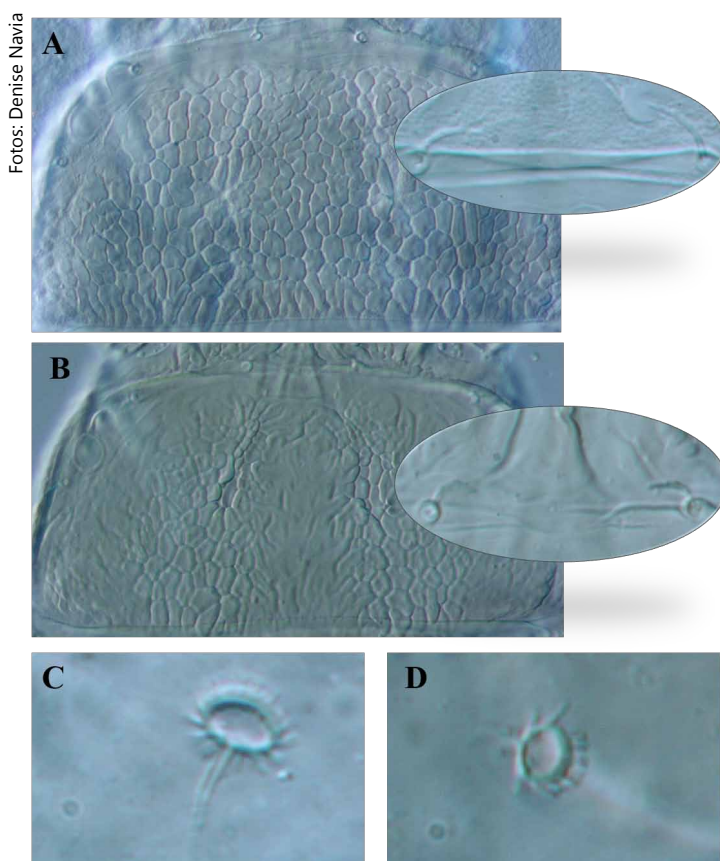


Figura 2. Diferenças morfológicas entre *Brevipalpus chilensis* Baker e *Brevipalpus obovatus* Donnadieu. Reticulação do propodossoma e detalhe das setas v2 em *B. chilensis* (A) e em *B. obovatus* (B). Vesícula da espermateca em *B. chilensis* (C) e em *B. obovatus* (D).

• Identificação molecular

Identificação molecular de *B. chilensis* pode ser realizada a partir de sequências de DNA da região Citocromo Oxidase I, de cerca de 360bp, amplificada utilizando-se os primers DNF e DNR e protocolo apresentado em Navia et al. (2013). Sequências de *B. chilensis* desse fragmento estão depositadas no Genbank com números de acesso KC191391, KC344714 a KC344728, e KC291392- KC291401. Navia et al. (2013) apontaram três sítios polimórficos, ao longo desse fragmento, para distinção entre *B. chilensis* e *B. obovatus*, nas posições 98, 200 e 302 do alinhamento.

Situação regulatória no mundo

Além do Brasil, *B. chilensis* é regulamentado como praga de expressão quarentenária por países na América do Norte- EUA, México (USDA, 2016); América do Sul- Bolívia (SENASAG, 2018), Peru (SENASA, 2013); Ásia-Japão (Plant Protection Station, 2016); Oceania- Nova Zelândia (MAF, 2010); e África-África do Sul (DAFF, 2012).

Antecedentes de interceptações

Interceptações de *B. chilensis* tem sido bastante frequentes, conforme relatos de serviços de proteção de plantas de diversos países. A própria descrição da espécie foi baseada em espécimes interceptados. Este ácaro foi descrito a partir de duas fêmeas interceptadas nos EUA em limões importados do Chile (Baker, 1949). Espécimes de *B. chilensis* foram detectados, nos EUA, cerca de 140 vezes em associação com *Vitis* sp., *Actinidia* sp. (kiwi) ou *Citrus limon* importados do Chile, no período de 1994 a 2002 (BA 2003). Na África do Sul, apesar do reduzido volume de importações de frutos frescos do Chile, *B. chilensis* foi interceptado em dois carregamentos no período de 1994 a 2015 (SACCAGGI, 2018 informação verbal)¹. No Brasil espécimes também tem sido interceptados em frutos frescos de uva e kiwi (Silva et al., 2016).

¹ Informação fornecida por Davina Saccaggi, Department of Agriculture, Forestry and Fisheries of South Africa, no XV International Congress of Acarology, na Turquia, em setembro de 2018.

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

Brevipalpus chilensis apresenta alta probabilidade de introdução e dispersão no Brasil, considerando as informações disponíveis sobre vias de ingresso, interceptações e características bioecológicas. Apesar dos procedimentos pós-colheita utilizados para exportação de frutos frescos do Chile, as frequentes interceptações (Item 10) indicam que os mesmos não apresentam total eficiência para desinfestação do material vegetal. A espécie apresenta uma ampla gama de plantas hospedeiras, incluindo frutíferas e ornamentais (Item 2, Tabela 1), muitos deles cultivados nas diversas regiões brasileiras. Portanto, há ampla disponibilidade de hospedeiros para *B. chilensis* no Brasil. Condições macroclimáticas similares às de suas localidades de ocorrência no Chile e na Argentina ocorrem em algumas regiões brasileiras, como Sul e Sudeste. A ocorrência do ácaro em regiões com grande amplitude térmica indicam que o mesmo encontraria condições favoráveis ao seu desenvolvimento no Brasil.

Potenciais consequências econômicas para o Brasil

Brevipalpus chilensis é considerado um ácaro nocivo em frutíferas. As perdas, devido às infestações por *B. chilensis* foram de até 30% na produção de videiras (González, 1983a). Este ácaro é considerado uma das pragas mais nocivas às videiras no Chile (González, 1983a, 1983b; Jeppson et al., 1975). Também causa danos locais em plantações de kiwi (González, 1986) e em citros (*Citrus* spp.) (González, 1989). O método de controle comumente recomendado é o controle químico. Desta forma, a introdução e estabelecimento desse ácaro praga nos cultivos de importância econômica no Brasil, representaria uma redução na produtividade das culturas infestadas e, num primeiro momento, um aumento imediato no número de aplicações de agrotóxicos para o controle emergencial nas lavouras. Consequentemente, um aumento dos custos de produção e dos riscos de contaminação ambiental.

Além dos danos diretos, devido ao seu status quarentenário em diversos países, a introdução deste ácaro no Brasil causaria danos indiretos com o estabelecimento de barreiras fitossanitárias para exportação de frutos, como por exemplo de uvas e limões.

Referências

BAKER, E. W. The genus *Brevipalpus* (Acarina: Pseudoleptidae). **The American Midland Naturalist**, v. 42, n. 2, p. 350–402, 1949.

BAKER, E. W.; TUTTLE, D. M. **The false spider mites of Mexico (Tenuipalpidae: Acari)**. Washington: USD A, 1987. 237 p. (Technical Bulletin, 1706).

BEARD, J. J.; OCHOA, R.; BAUCHAN, G. R.; TRICE, M. D.; REDFORD, A. J.; WALTERS, T. W.; MITTER, C. **Flat Mites of the World**. 2. ed. Fort Collins, CO: APHIS, USDA, 2012. Disponível em: <<http://idtools.org/id/mites/flatmites/>>. Acesso em: 03 out. 2018.

BEARD, J. J.; OCHOA, R.; BRASWELL, W. E.; BAUCHAN, G. R. ***Brevipalpus phoenicis* (Geijskes) species complex (Acari: Tenuipalpidae) - a closer look**. Auckland: Magnolia Press, 2015. 67 p. (Zootaxa, 3944)

CASTRO, D.; ESPINOSA, J.; VARGAS, M. Ionising radiation as a quarantine treatment for controlling *Brevipalpus chilensis* (Acarina: Tenuipalpidae) in Thompson Seedless grapes. **International Atomic Energy Agency**, v. 1427, p. 143-153, 2004.

CURKOVIC, T.; BARRIA, G. P.; GONZÁLEZ, R. Evaluación de acaricidas en el control de las arañas, *Panonychus ulmi* (Koch) y *Brevipalpus chilensis* Baker, y degradación de residuos de chinometionate y pyridaben. **Revista Fruticola**, v. 15, n. 3, p. 105-114, 1994.

DAFF. Department of Agriculture, Forestry and Fisheries, Republic of South Africa. **Phytosanitary Workplan for the Importation of Stone Fruit (*Prunus* spp.) from Spain to South Africa**. 2012. Disponível em: <<https://www.nda.agric.za/doaDev/sideMenu/plantHealth/docs/Protocol%20for%20the%20importation%20of%20Stone%20fruit%20from%20Spain%20to%20South%20Africa.pdf>>. Acesso em: 05 set. 2018.

DEMITE, P. R.; MORAES, G. J. de; MCMURTRY, J. A.; DENMARK, H. A.; CASTILHO, R. C. **Phytoseiidae Database**. 2018. Disponível em: <www.lea.esalq.usp.br/phytoseiidae>. Acesso em: 03 out. 2018.

DÍAZ, I. G.; LABRA, E. L.; MEJÍAS, P. B. **Manejo orgânico de vinhedos em secano**. Raihuén: INIA, 2009. 4 p. (Informativo INIA Raihuén, v. 30).

FOLLETT, P. Phytosanitary irradiation for fresh horticultural commodities: generic treatments, current issues, and next steps. **Stewart Postharvest Review**, v. 3, n. 1, p. 1-7, 2014.

GONZAGA, V.; BENITO, N. P.; SILVA, M. L. da; ROCHA, H. M. C.; NAVIA, D. Quarentena vegetal no Brasil. In: VILELA, E. F.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Pragas introduzidas no Brasil**: insetos e ácaros. Piracicaba: FEALQ, 2015. p. 67-108.

GONZÁLEZ, R. H. R. **Biología y control de la falsa araña de la vid, *Brevipalpus chilensis* Baker (Acarina: Phytoptipalpidae)**. Maipú, Chile: Universidad de Chile– Estación Experimental Agronomica, 1958. 31 p. (Boletín Técnico, nº 1).

GONZÁLEZ, R. H. R. **Contribución al conocimiento de los ácaros del manzano en Chile Central**. Maipú, Chile: Universidad de Chile – Estación Experimental Agronómica, 1961. 58 p. (Boletín Técnico, nº 11).

GONZÁLEZ, R. H. La falsa araña de la vid *Brevipalpus chilensis* Baker (Acarina, Tenuipalpidae). **Revista Fruticola**, v. 4, n. 2, p. 61-65, 1983a.

GONZÁLEZ, R. H. **Manejo de plagas de la vid**. Santiago: Universidad de Chile/ Departamento de Sanidad Vegetal, 1983b. 115 p. (Publicaciones en Ciencias Agrícolas, 13).

GONZÁLEZ, R. H. Plagas del kiwi en Chile. **Revista Fruticola**, v. 7, n. 1, p. 13-27, 1986.

GONZÁLEZ, R. H. Biología, riesgos cuarentenarios y alternativas de control de la falsa araña de la vid, *Brevipalpus chilensis* Baker (Acarina: Tenuipalpidae). **Revista Fruticola**, v. 27, n. 3, p. 77-88, 2006.

GONZÁLEZ, R. H.; BARRIA, G. Abamectina: insecticida-acaricida de origen biológico en el control de la falsa araña de la vid y del trips de California y degradación de residuos en nectarinos. **Revista Fruticola**, v. 20, n. 1, p. 5-10, 1999.

GONZÁLEZ, R. H.; FRÍAZ, M.; BARRÍA, G. Avances en el control de la araña roja europea en pomáceas y carozos. **Revista Fruticola**, v. 10, n. 2, p. 53-56, 1989.

HALLMAN, G. J.; LEVANG-BRILZ, N. M.; ZETTLER, J. L.; WINBORNE, I. C. Factors affecting ionizing radiation phytosanitary treatments, and implications for research and generic treatments. **Journal of Economic Entomology**, v. 103, n. 6, p. 1950-1963, 2010.

HORN, P. Control of *Brevipalpus chilensis* with phosphine on fresh fruits under cold storage fumigations. In: NAVARRO, S.; BANKS, H. J.; JAYAS, D. S.; BELL, C. H.; NOYES, R. T.; FERIZLI, A. G.; EMEKCI, M.; ISIKBER, A. A.; ALAGUSUNDARAM, K. (Ed.). **Proceedings of the 9th. International Conference on Controlled Atmosphere and Fumigation in Stored Products**. Antalya, Turkey, 2012. p. 231-235.

HORN, F.; HORN, P.; SULLIVAN, J. New phosphine fumigation possibilities using the Horn Diluphos System®, Vaporph3os® and the Fosfoquim Phosphine Monitor®. In: INTERNATIONAL CONFERENCE ON CONTROLLED ATMOSPHERE AND FUMIGATION IN STORED PRODUCTS. 2004. Gold-Coast Australia. **Proceeding...** Israel: FTIC Ltd. Publishing, 2007. p. 237-253.

HORN, P.; HORN, F.; TUMAMING, J.; ROGERS, M. Studies and commercial application of VAPORPH3OS phosphine fumigant for disinfestation of exported fruits and vegetables in south. **Acta Horticulture**, v. 880,. p. 407-414, 2010

JADUE, Y.; VARGAS, C.; RUBIO, T.; ARAYA, J. E. Effects of cold storage on the false grape mite, *Brevipalpus chilensis* Baker. **Zeitschrift fur Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz**, v. 103, n. 4, p. 403-408, 1996.

JADUE, Y.; VARGAS, C.; ARAYA, J. E.; RUBIO, T. Preliminary evaluation of ionizing radiation as a quarantine treatment for the false grape mite, *Brevipalpus chilensis*. **Zeitschrift fur Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz**, v. 104, n. 3, p. 222-230, 1997.

JEPPSON, L. R.; KEIFER, H. H.; BAKER, E. W. **Mites injurious to economic plants**. Berkeley: University of California Press, 1975. 614p: il.

KITAJIMA, E. W.; RODRIGUES, J. C. V.; FREITAS-ASTUA, J. An annotated list of ornamentals naturally found infected by *Brevipalpus* mite-transmitted viruses. **Scientia Agricola**, v. 67, p. 348-371, 2010.

MAF BIOSECURITY NEW ZEALAND **Importation and clearance of fresh fruits and vegetables into New Zealand**. New Zeland: Ministry of Agriculture and Forestry, 2010. Disponível em: <https://piorin.gov.pl/files/userfiles/wnf/przepisy/nowa_zelandia/fruit_veg.pdf>. Acesso em 05 set. 2018.

MESA-COBO, N. C.; OCHOA, R.; WELBOURN, W. C.; EVANS, G. A.; MORAES, G. J. A. **Catalog of the Tenuipalpidae (Acari) of the world with a key to genera**. Auckland: Magnolia Press., 2009. 185 p. (Monograph Zootaxa, n. 2098)

MITROFANOV, V. I.; STRUNKOVA, Z. I. A key to false spider mites. **Operdelitl`Kleshchei-ploskotelok**, USSR, v. 148, 1979. 148 p.

MONTANO, C. P. R. **Control de *Brevipalpus chilensis* Baker, falsa arañita de la vid en *Vitis vinifera* L. cultivar Cabernet Sauvignon mediante aplicaciones de aceite mineral**. 1995. 34 p. Tese (Doutorado.) - Escuela de Agronomía, Universidad de Chile, Santiago.

MORAES, G. J.; FLECHTMANN, C. H. W. **Manual de Acarologia: acarologia básica e ácaros de plantas cultivadas no Brasil**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2008. 288 p.

NAVIA, D.; MENDONÇA, R. S.; FERRAGUT, F.; MIRANDA, L. C.; TRINCADO, R. C.; MICHAUX, J.; NAVAJAS, M. Cryptic diversity in *Brevipalpus* mites (Tenuipalpidae). **Zoologica Scripta**, v. 42, p. 406-426, 2013.

OLIVARES, N. **Manejo orgánico de *Brevipalpus chilensis***. Raihuén: INIA, 2008. 2p. (Informativo INIA Raihuén, v. 25).

PLANT PROTECTION STATION. **Quarantine Pest List. 2016**. Disponível em: <<http://www.pps.go.jp/english/>>. Acesso em: 08 set. 2018.

PRADO, E. **Artrópodos y enemigos naturales asociados a plantas cultivadas en Chile**. Santiago: INIA, 1991. 207 p. (Boletim Técnico, n. 169).

PRITCHARD, A. E.; BAKER, W. The false spider mites (Acarina: Tenuipalpidae). **University of California Publication in Entomology**, v. 14, n. 3, p. 175-274, 1958.

REGONAT, M.; SCARANO, L. N.; DUMOIS, I. A.; AGUIRRE, F. El ácaro más buscado en Argentina, *Brevipalpus chilensis*. In: RUEDA-RAMIREZ, D.; MORAES, G. J.; CARRILLO, D.; COMBITA-HEREDIA, J. O. (Ed.). **Proceedings Congreso Latinoamericano de Acarología- Speakers Proceedings. II CLAC**. Montenegro, Quindío: Sociedad Latinoamericana de Acarologia, 2016. p. 102. Disponível em: <<https://docplayer.es/59140688-Proceedings-ii-congreso-latinoamericano-de-acarologia-ii-clac-vol-1.html>>. Acesso em: 05 out. 2018.

SAG. SERVICIO AGRICOLA Y GANADERO. **Situación de *Brevipalpus chilensis* Baker en Chile**. Chile, 2006. 6 p.

SALINAS, M. I. D. **Evaluación de dos detergentes agrícolas en el control de *Brevipalpus chilensis* Baker aplicados en brotación y precosecha de vid vinífera**. Santiago: Universidad de Chile, 2006. 33 p.

SENASA. **Resolución directoral 0044-2013. El Peruano, Normas legales, Poder Ejecutivo**, 2013. Disponível em: <<https://www.senasa.gob.pe/senasa/descargasarchivos/2015/02/21.pdf>>. Acesso em: 03 set. 2018.

SENASAG. ***Brevipalpus chilensis***. Bolívia, 2018. Disponível em: <http://www.senasag.gob.bo/dmdocuments/Ficha_Brevipalpus_chilensis.pdf>. Acesso em: 03 set. 2018.

SILVA, M. L. da; BENITO, N. P.; SANCHES, M. M.; MARQUES, A. S. A.; NAVIA, D.; GONZAGA, V.; MENDES, M. A. S.; MARTINS, O. M.; URBEN, A. F.; FERNANDES, F. R. Interceptações de pragas quarentenárias e ausentes não regulamentadas em material vegetal importado. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 51, n. 5, p. 494-501, 2016.

SMITH-MEYER, M. K. P. **The Tenuipalpidae (Acari) of Africa**. With keys to the world fauna. Republic of South Africa: Department of Agriculture, 1979. 135p. (Entomology Mem. Technical Service, 50).

STEVEN, D.; VALENZUELA, L.; GONZALEZ, R. H. Kiwifruit pests in Chile. In: SFAKIOTAKIS, F.; PORLINGIS, J. (Org.). Proceedings of the Third International Symposium on Kiwifruit. **Acta Horticulture**, v. 2., 1997, p. 444.

TODOARGENTINA.NET. **Provincia de Rio Negro**. 2018 Disponível em: <<http://todoargentina.net/geografia/provincias/rionegro/clima.html>>. Acesso em: 05 out. 2018.

TRINCADO, R. C.; DURÁN, V. C.; CASABONA, R. N. *Brevipalpus chilensis* Baker, 1949, un ácaro endémico sin hospedero endémico. In: CONGRESO NACIONAL DE ENTOMOLOGÍA, 25., 2003. **Resumen...**Chile: Universidad de Talca, 2003. Disponível em: <www.entomologia.otalca.ch/congreso/resumen.htm-507k>. Acesso em: 05 mai. 2005.

TRINCADO, R. D.; MARTIN, J. P. I.; ROSA, D. D. M.; LOPES, P. C.; MORAES, G. J. Phytoseiid mites (Acari: Phytoseiidae) from Chile, with descriptions of three new species and a redescription of *Chileseius camposi*. **Zootaxa**, v. 4482, n. 2, p. 322-340, 2018.

USDA. **Importation of fresh commercial citrus fruit: clementine (*Citrus reticulata* Blanco var. Clementine) madarin (*Citrus reticulata* Blanco) and tangerine (*Citrus reticulata* Blanco) from Chile into the United States**. A pathway initiated plant pest risk assessment. 2006. Disponível em: <www.aphis.usda.gov/ppq/para/clclementine.pdf>. Acesso em: 05 set. 2006.

USDA. **Risk assessment for importation of fresh lemon (*Citrus limon* (L.) Burm. f.) fruit from Northwest Argentina into the continental United States**. 2016. Disponível em: <https://www.aphis.usda.gov/newsroom/2016/argentina_lemons_risk_assessment.pdf>. Acesso em: 08 set. 2018.

USDA. **Treatment Manual. Code of Federal Regulations. Fruits and Vegetables Import Requirements (FAVIR)**. Animal and Plant Health Inspection Service, 940. 2017. Disponível em: <https://www.aphis.usda.gov/import_export/plants/manuals/ports/downloads/treatment.pdf?scheduleName=T108-a>. Acesso em: 05 set. 2018.

USDA. **Importation of fresh cherimoya fruit from Chile into the United States**. Federal Register. Mar.29, 2018. Rules and Regulations.

Academic OneFile – Document. 2018a. Disponível em: <<http://ww2.dscs.com/products-services/ips>>. Acesso em: 05 set. 2018.

USDA. **Importation of lemons from Chile into the continental United States**. Federal Register. Apr. 6, 2018. Rules and Regulations. Academic OneFile – Document. 2018b. Disponível em: <<http://ww2.dscs.com/products-services/ips>>. Acesso em: 05 set. 2018.

VARGAS, R. M.; OLIVARES, N. P. Controle biológico de la falsa araña de la vid en viñas. **INIA Tierra Adentro- especial control biológico e integrado**, septiembre-octubre 2007, p. 34-35, 2007.

VARGAS, C.; JADUE, Y.; ARAYA, J. E. Technique for preserving fresh leaves for the study of minute arthropods, with reference to the false grape mite, *Brevipalpus chilensis*. **Zeitschrift fur Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz**, v. 105, n. 5, p. 545-548, 1998.

VARGAS, R.; OLIVARES, N.; CARDEMIL, A. Desarrollo postembrionario y parámetros de tabla de vida de *Typhlodromus pyri* Scheuten, *Cydnodromus californicus* (McGregor) (Acarina: Phytoseiidae) y *Brevipalpus chilensis* Baker (Acarina: Tenuipalpidae). **Agricultura Técnica, Chile**, v. 65, n. 2, p. 147-156, 2005.

VERGANI, A. R. **Orden Acari**. Concordia, Entre Ríos. Rep. Argentina: INTA EEA., 1964. 54 p. (Serie Información Técnica, N° 2)

WORLD METEOROLOGICAL ORGANIZATION. **Report of the International Workshops on Ozone Observations in Asia and the Pacific Region**. WMO TD No. 827. 1996: Disponível em: www.wmo.ch/files/catalogue/827_E.pdf. Acesso em: março de 2005.

ZAVIESO, P. T.; PALMA, S. F. Alternativas de manejo de falsa araña de la vid en viñedos orgánicos. **Revista Agronomía y Forestal UC Revista**, n. 14, 2002. Disponível em: <Enero ///C:/Users/Usu%C3%A1rio/Downloads/falsa_aranita%20(1).pdf>. Acesso em: 05 set. 2018.

Capítulo 12

Cydia pomonella (Lepidoptera: Tortricidae)

ADALÉCIO KOVALESKI, JAIRO CARBONARI

Identificação da praga

Nome científico

- Em 1635, o holandês Jean Goedaertd publicou o primeiro registro da praga como “pear eater” (comedora de peras) e denominou a espécie de *Tortrix pomonella* Linnaeus.
- Em 1747, a praga recebeu o apelido de “codling moth”, devido a um tipo de maçã alongada existente na Inglaterra.
- Em 1758, o nome científico foi alterado para *Phalaena Tinea pomonella* Linnaeus.
- Em 1830, passou a ser denominada *Carpocapsa pomonana* Treitschke.

- Em 1862, foi restaurado o epíteto específico (*Carpocapsa pomonella* Harris).
- Em 1897, o gênero foi modificado, resultando no nome científico atualmente válido, *Cydia pomonella* Walsingham.

Posição taxonômica

- **Classe:** Insecta.
- **Ordem:** Lepidoptera.
- **Família:** Tortricidae.
- **Gênero:** *Cydia*.
- **Espécie:** *Cydia pomonella*.

Sinonímias

- *Carpocapsa pomonana* Treitschke.
- *Carpocapsa pomonella* Linnaeus.
- *Enarmonia pomonella* Linnaeus.
- *Grapholitha pomonella*.
- *Laspeyresia pomonella* Linnaeus.
- *Phalaena pomonella* Linnaeus.

Hospedeiros

Hospedeiros Primários

- Maçã (*Malus domestica*).
- Pera (*Pyrus communis*).

- Marmelo (*Cydonia oblonga*).
- Noz europeia (*Juglans regia*).

Hospedeiros Secundários

Frutas de caroço como:

- Pêssego (*Prunus persica*).
- Ameixa (*Prunus domestica*).
- Damasco (*Prunus armeniaca*).
- Cereja (*Prunus avium*).
- Nectarina (*Prunus persica* var. *Nucipersica*).

Distribuição geográfica da praga

A espécie é originária do sudeste da Europa. Atualmente, ela ocorre em todas as áreas produtoras de maçã no mundo, exceto em algumas partes da Ásia (Figura 1). É encontrada em todos os países europeus, tendo como limite norte de sua distribuição a Escandinávia. A espécie se espalhou para a Ásia, incluindo os Estados Independentes do Commonwealth, Oeste da China, Paquistão, Norte da Índia e Oriente Médio. Na África *C. pomonella* foi detectada na Tunísia, Marrocos, Egito e Argélia (Codling Moth Information Support System, 1997). Acredita-se que a praga esteja presente nos Estados Unidos há mais de 200 anos. Slingerland (1898) registra-a como praga de pomáceas na Nova Inglaterra em 1750. Ela ocorre também no sul do Canadá, ao longo de toda a fronteira com os EUA. No México, ela está restrita aos estados da região Norte.

No hemisfério Sul, *C. pomonella* está presente no continente australiano: sudeste da Austrália, Tasmânia e Nova Zelândia. Na África: África do Sul, Pretoria e Rio Orange. Na América do Sul, na Argentina, Uruguai, Chile, Peru e em uma pequena área na fronteira entre o Equador e a Venezuela. No Brasil, foi erradicada em 2014.

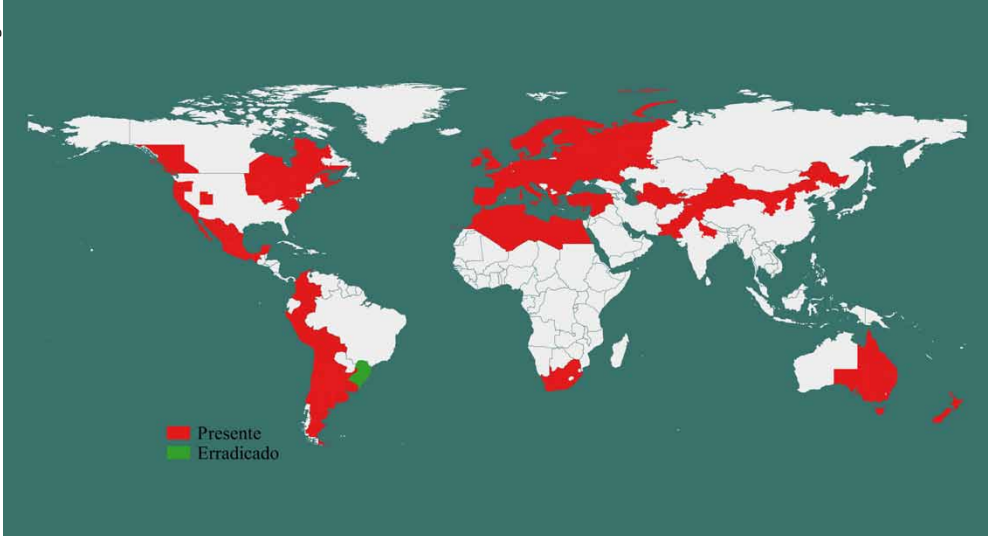


Figura 1. Distribuição geográfica de *Cydia pomonella*.

Biologia da praga

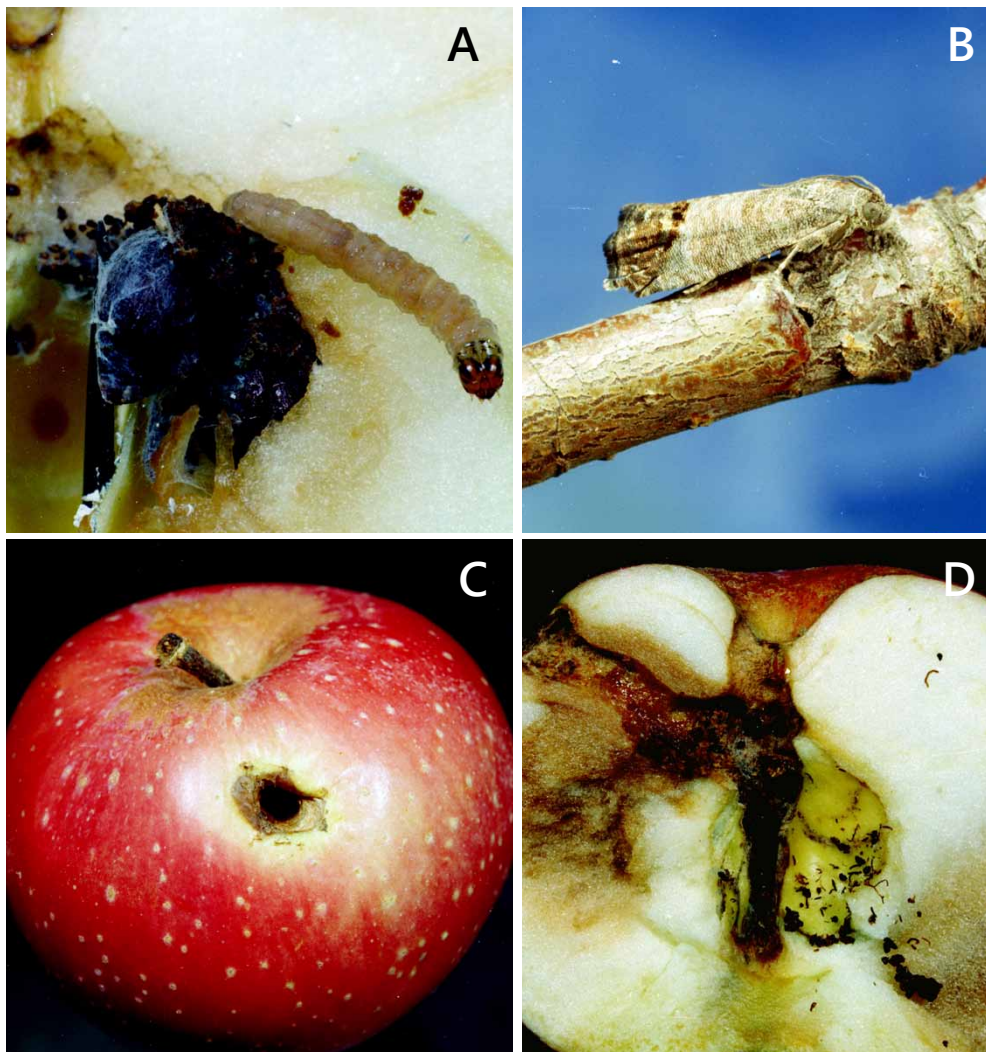
Ciclo biológico da praga

Ovos: Depositados isoladamente nas folhas ou nos frutos. Eles são achatados e de formato circular. No início do desenvolvimento são esbranquiçados. Posteriormente, se observa um anel avermelhado na periferia. Medem cerca de 1 mm de diâmetro e são de difícil visualização. O período de incubação varia de 18 dias a 15 °C a seis dias a 25 °C.

Larvas: Recém-emergidas procuram por um local adequado para entrar no fruto. Elas se alimentam da polpa, até atingirem as sementes. As lagartas são brancas quando em estádios iniciais e adquirem coloração rosada com cabeça escura ao longo do desenvolvimento (Figura 2A). O período de desenvolvimento larval é de 21 a 35 dias. As larvas maduras medem 12 mm-20 mm. Quando plenamente desenvolvidas, saem do fruto e tecem casulos na casca da árvore ou em cavidades.

Pupas: Medem de 10 mm a 12 mm de comprimento, são de coloração castanha a marrom escuro.

Adultos: A emergência se inicia na primavera. Os adultos medem de 15 mm a 20 mm de expansão alar. As asas anteriores são acinzentadas e apresentam uma mancha circular escura rodeada de escamas acobreadadas na extremidade. As asas posteriores são cinza pálido (Figura 2B). A atividade sexual é crepuscular e limitada pela temperatura. Os machos iniciam voo a 12,5 °C e as fêmeas, a 15 °C. A fecundidade média é de 44 ovos/fêmea, ao longo de um período de vida em torno de 12 dias.



Fotos: Clemson University - USDA Cooperative Extension Slide Series, Bugwood.org

Figura 2. Ataque de *Cydia pomonella* em maçã. Larva no interior do fruto (A); adulto (B); dano externo no fruto (C) e danos internos no fruto (D).

Estratégias reprodutivas da praga

A espécie é multivoltina, com diapausa facultativa. O número de gerações varia de uma a cinco, dependente das condições climáticas. No Canadá e em algumas regiões da Rússia e Reino Unido, há uma geração anual. No noroeste dos EUA, na África do Sul e no Paquistão podem ocorrer duas gerações. Na Califórnia três a quatro e em Israel cinco gerações. No Chile e na Argentina, ocorrem três gerações anuais.

Diapausa

É o período em que o inseto diminui a atividade metabólica, o que permite resistir a condições climáticas adversas. No caso de *C. pomonella*, a diapausa ocorre no último instar durante o outono e termina na primavera, quando as larvas se transformam em pupas e, destas, emerge a primeira geração de adultos. Há sincronia com a fenologia dos hospedeiros. Segundo Kovalski et al. (2001), larvas coletadas em hospedeiros na área urbana de Vacaria entram em diapausa em janeiro e os adultos emergem no início da primavera. Isso mostra que a espécie tem o potencial de se estabelecer na região, já que as condições climáticas são favoráveis e há oferta de plantas hospedeiras.

Tipo de dispersão

Os adultos podem deslocar-se a pequenas distâncias, entretanto o maior risco de dispersão é de formas imaturas (ovos, larvas e pupas) no trânsito de frutas *in natura*. As larvas podem permanecer no interior do fruto bem como em diapausa nas embalagens como bandejas e papel corrugado das caixas, o mesmo ocorrendo com as pupas.

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas

O inseto passa o inverno na forma de pré-pupa, principalmente no tronco dos hospedeiros sob a casca. Também pode ficar nos restos de poda.

Cabe ressaltar que as larvas diapausantes não são afetadas por tratamento a frio.

Condições edafoclimáticas ideais para o desenvolvimento

Uma vez que a praga ocorre em vários continentes, presume-se que possua grande capacidade de estabelecimento na região de produção de frutas temperadas. As condições climáticas das principais regiões produtoras de frutas hospedeiras de *C. pomonella* no Brasil são muito similares às aquelas que ocorrem nos países com presença da praga.

Adaptabilidade: plasticidade

Cydia pomonella tem uma alta capacidade de adaptação uma vez que está presente nos principais países produtores de maçã e pera do mundo. Vários documentos relatam a ocorrência de diapausa por mais de um ano, demonstrando a versatilidade da praga para se estabelecer nas diversas regiões do mundo com diferentes condições climáticas de temperatura e umidade.

Sintomas, sinais e danos

São reconhecidos dois tipos de dano: (1) orifícios de entrada de larvas em estádios iniciais, onde a larva não consegue completar seu desenvolvimento (Figura 2C) e (2) galerias que ocorrem quando a larva penetra a casca em direção ao centro do fruto, alimentando-se das sementes (Figura 2D). As larvas podem entrar pelo lado, cálice ou pedúnculo do fruto. Um sinal típico do ataque da praga é a presença de excrementos na superfície do fruto. Algumas larvas podem danificar um segundo fruto antes de terminar sua atividade de alimentação. Em áreas em que *C. pomonella* está estabelecida como praga, as perdas podem superar 80% em maçã e chegar a 40%-60% em pera, quando não são adotadas medidas de controle.

Métodos de controle

- Controle Cultural.
- Eliminação de frutos com sinais de ataque da praga.
- Eliminação de pomares abandonados.
- Utilização de cartões corrugados no caule da planta para coleta e destruição de pupas.
- Controle Biológico:
Pouco utilizado por ser uma praga que permanece pouco tempo na parte externa dos frutos, entretanto, Instituições de Pesquisa estão estudando alguns organismos benéficos para o controle biológico da *C. pomonella*, entre eles o *Mastrus ridibundus* e várias espécies de *Trichogramma*.
- Controle por Comportamento:
Uso da técnica da confusão sexual e do atrai-e-mata, por meio de feromônio sexual sintético com várias formulações disponíveis no mercado internacional.
- Controle Químico:
É o método de controle mundialmente mais aplicado em países com ocorrência da praga. Os princípios ativos amplamente utilizados são: Tebufenozide, Espinosade, Neo-Nicotinóides, Indoxacarbe, Clorantranipole, Flubendiamida e Fosforados, dentre outros. Para o controle da praga, utilizando este método são realizadas cerca de 8 aplicações de inseticidas, podendo gerar níveis de resíduos químicos nas frutas acima dos limites máximos permitidos.

Métodos de produção de material propagativo

Não se aplica, já que a única via de ingresso da praga são frutos frescos, assim, as condições de produção do material propagativo não tem influência no risco de introdução da praga.

Processo pós-colheita/transformação primária

Para mitigar o risco na pós-colheita, durante o processamento da fruta é possível selecionar frutos com sintomas de ataque da praga, além da realização de amostragem com corte de frutos. A armazenagem da fruta a 0 °C por 90 dias possibilita porcentual significativo de morte de larvas, especialmente aquelas dos primeiros ínstares. Além disso, inspeções pré-embarque com corte de frutos, soma-se às medidas que são reconhecidamente potenciais mitigatórias.

Condicionamento e transporte

Os frutos são acondicionados em bandejas de papel envoltas por saco plástico no interior de caixas de papelão de 18 kg. Durante o armazenamento e transporte os frutos são mantidos em temperatura próxima a 0 °C.

Vias de ingresso

Frutos *in natura*.

Material de propagação não veicula nenhuma fase do inseto e, portanto, não é considerado via de ingresso.

Inspeção e detecção

Nos frutos, é possível verificar a ocorrência de larvas pela presença de dejetos (fezes), bem como o corte de frutos observando-se a região carpelar. Em algumas situações as larvas podem se alojar na região carpelar ou calicular, construindo uma espécie de casulo. Quando completam o desenvolvimento podem ainda construir o casulo nas bandejas ou nos orifícios da caixa onde a fruta é embalada.

Situação regulatória no mundo

Na Tabela 1 encontram-se os Requisitos Fitossanitários exigidos pelo Brasil na importação de frutos hospedeiros de *C. pomonella*.

Tabela 1. Requisitos Fitossanitários exigidos pelo Brasil na importação de frutos hospedeiros de *C. pomonella* – PVIA.

País / Hospedeiros	Ameixa (<i>Prunus domestica</i>)	Cereja (<i>Prunus avium</i>)	Damasco (<i>Prunus armeniaca</i>)	Maçã (<i>Malus domestica</i>)	Marmelo (<i>Cydonia oblonga</i>)	Nectarina (<i>Prunus persica</i> var. <i>nucipersica</i>)	Nozes (<i>Juglans regia</i>)	Pêra (<i>Pyrus spp</i>)	Pêssego (<i>Prunus persica</i>)
Argentina	IN 25/06;	IN 12/2011	IN 26/06	IN 28/06;	IN 23/04	IN 17/16	IN 12/15	IN 21/06 IN MAPA	IN 24/06;
Bulgária							12/15	Res. DSV 08/2015;	
Chile	Port.129/97, IN 39/08, IN 60/08 e IN 15/10, IN 17/16 e IN 05/17.	IN 39/08, IN 60/08 e IN 15/10	Port.129/97, IN 39/08, IN 60/08 e IN 15/10, 17/16 E IN 05/17	Port.129/97, IN 39/08, IN 60/08 e IN 15/10	Port.129/97, IN 39/08, IN 60/08 e IN 15/10	Port.129/97, IN 39/08, IN 60/08 e IN 15/10, 17/16, IN SDA 05/17	Port.129/97, Port.129/97, IN 39/08, IN 60/08 e IN 15/10	Port.129/97, IN 39/08, IN 60/08 e IN, 15/1017/16, IN SDA 05/17	
China									
Espanha	IN 12/15, IN 17/16 e IN 05/17	IN 12/15, IN 17/16 e IN 05/17	IN 12/15, IN 17/16 e IN 05/17	12/15	12/15	12/15	12/15	12/15	IN 12/15, IN 17/16 e IN 05/17
EUA	IN 04/01 e IN 07/07, IN 12/15, IN 17/16 e IN 05/17	IN 04/01 e IN 07/07, IN 12/15, IN 17/16 e IN 17/16 e IN 05/17	IN 04/01 e IN 07/07, IN 12/15, IN 17/16 e IN 05/17	IN 04/01 e IN 07/07, IN 12/15, IN 17/16 e IN 05/17	IN 04/01 e IN 07/07, IN 12/15, IN 17/16 e IN 05/17	IN 04/01 e IN 07/07, IN 12/15, IN 17/16 e IN 05/17	12/15	IN 04/01 e IN 07/07, IN 12/15, IN 17/16 e IN 05/17	IN 04/01 e IN 07/07, IN 12/15, IN 17/16 e IN 05/17

Fonte: MAPA.

Tabela 1. Continuação.

País / Hospedeiros	Ameixa (<i>Prunus domestica</i>)	Cereja (<i>Prunus avium</i>)	Damasco (<i>Prunus armeniaca</i>)	Maçã (<i>Malus domestica</i>)	Marmelo (<i>Cydonia oblonga</i>)	Nectarina (<i>Prunus persica</i> var. <i>nucipersica</i>)	Nozes (<i>Juglans regia</i>)	Pêra (<i>Pyrus spp</i>)	Pêssego (<i>Prunus persica</i>)
França				12/15				12/15	
Irã			IN 12/15, IN 17/16 e IN 05/17						
Israel						IN 12/15, IN 17/16 e IN 05/17			
Itália	IN 12/15, IN 17/16 e IN 05/17			12/15		IN 12/15, IN 17/16 e IN 05/17		12/15	12/15
Paraguai	IN 25/06.		IN 26/06.	IN 28/06.				IN 21/06.	IN MAPA 24/06
Peru				IN 12/15				IN 12/12	
Portugal	IN 12/15 IN 17/16 IN 05/17	IN 12/15 IN 17/16 IN 05/17		12/15				12/15	IN 12/15 IN 17/16 IN 05/17
Turquia			IN 12/15 IN 17/16 IN 05/17						
Uruguai	IN 25/06		IN 26/06	IN 28/06	12/15			IN 21/06.	IN MAPA 24/06

Antecedentes de interceptações

Anualmente há registros de interceptação da praga em hospedeiros importados pelo Brasil, especialmente dos países da América do Sul (Tabela 2). Mesmo após o estabelecimento do Sistema de Mitigação de Risco exigido pelo Brasil para a Argentina, continuam sendo observadas constantes interceptações de *C. pomonella*, especialmente em envios de maçã e pera. Rotineiras interceptações da praga em envios de maçã e pera do Uruguai são observadas. Também há registros de interceptações da praga em outros frutos hospedeiros de outras origens.

Tabela 2. Interceptações de larvas vivas de *Cydia pomonella* em frutos hospedeiros importados pelo Brasil (Fonte: MAPA).

Ano	País						Total
	Argentina	Chile	França	Espanha	Portugal	Uruguai	
2017	5	4	-	1	-	-	10
2016	4	3	-	-	-	-	7
2015	22	4	1	1	4	-	32
2014	13	1	-	-	-	-	14
2013	16	9	-	-	-	-	25
2012	8	3	-	-	-	5	16
2011	17	3	1	1	-	8	30
Total	85	27	2	3	4	13	134

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

A praga pode ser reintroduzida por meio de importação de frutos frescos das espécies hospedeiras, especialmente maçã e pera, de origens com presença da praga. A autorização de importação de nozes com casca, também é outro potencial já que a praga pode vir protegida pela casca, dificultando inclusive a realização de uma boa inspeção. O processamento de frutos importados dentro da região produtora (que aproveita a estrutura de processamento e armazenagem), bastante comum na região produtora de maçã no RS, configura-se em alto risco. A presença de plantas hospedeiras nas regiões

sul e sudeste do Brasil, somado ao intenso trânsito de frutos dessas espécies, configura-se em potencial risco de dispersão se a praga for introduzida.

Potenciais consequências econômicas para o Brasil

Cydia pomonella constitui-se em uma das principais pragas da maçã, pera, marmelo e noz-europeia nas principais regiões com presença desses cultivos. Devido os danos diretos e indiretos, esta praga causa perdas quantitativas e qualitativas, sendo necessária a adoção de diversas medidas de controle, em especial o controle químico. No Brasil, mesmo ocorrendo outras espécies de pragas, a introdução e o estabelecimento da *C. pomonella* certamente elevaria os custos de produção e riscos de contaminação devido ao uso de agrotóxicos necessários ao controle. A ocorrência de *Cydia pomonella* no Brasil poderia ocasionar a restrição na exportação por exigência fitossanitária imposta por países importadores, bem como devido à presença de resíduos químicos de inseticidas que deveriam ser utilizados no controle da praga.

Considerando somente 1% de dano, embora em locais onde a praga está estabelecida os índices de danos são bem superiores, a perda de produção seria de 14 mil toneladas de frutos levando em conta a área cultivada e a produtividade média brasileira. Atualmente o produtor percebe por kg de maçã cerca de U\$ 0,35. Com isso o prejuízo anual devido às perdas de produção causada pela praga seria de U\$ 4.900.000,00.

Considera-se que o maior risco de introdução da praga é por meio da importação de maçã, marmelo, noz europeia e pera (hospedeiros primários), visto os expressivos volumes importados anualmente.

Atualmente o Departamento de Sanidade Vegetal (DSV/MAPA) autoriza a importação dos hospedeiros primários de vários países da América do Sul, América do Norte e Europa (Tabela 1).

São as seguintes as quantidades importadas de frutos de maçã e de pera, *in natura*, de janeiro a outubro de 2017 (fonte: MDIC):

- MAÇÃ (UE - 21.175.869 kg.
- EUA - 58.811 kg.

- Mercosul - 9.859.383 kg).
- PERA (UE - 37.440.539 kg.
- EUA - 459.816 kg.
- Mercosul - 85.795.530 kg).

Referências

AGNELLO, A.; KOVACH, J.; NYROP, J.; REISSIG, H.; WILCOX, W. **Simplified integrated mangement program**. A guide for apple sampling procedures in New York. Ithaca, NY: Cornell Cooperative Extension, 1991.

ALFORD, D. V. **A colour atlas of fruit pests**: their recongnition, biology and control. Escócia: Wolfe, 1984. 320 p.

CODLING MOTH INFORMATION SYSTEM, 1997. Disponível em <http://ipmnet.org/codlingmoth/>. Acesso em janeiro de 2019

GONZÁLEZ, R. H. **Insectos y acaros de importancia agrícola y cuarentenaria en Chile**. Santiago: Universidad de Chile, 1989. 310 p.

KOVALESKI, A.; PROTAS, J. F. S.; SUGAYAMA, R. L. Traça da maçã, *Cydia pomonella* (Lepidoptera: Tortricidae). In: VILELA, E. F.; ZUCCHI, R. A.; CANTOR, F. (Org.). **Histórico e impacto das pragas exóticas no Brasil**. Ribeirão Preto: Holos, 2001. p. 31-38.

SLINGERLAND, M. V. Codling moth in New England in 1750. **New York Agric. Experimental Station Bulletin** v. 142, p. 85 – 155, 1898.

VERMEULEN, J.; CICHON, L.; PARRA, E. Sistema de alarma termoacumulativo para el control de Carpocapsa (*Cydia pomonella* L.) para el Alto Valle del Rio Negro y Neuquen. INTA. Estacion Experimental Agropecuária Alto Valle, 15 p., 1988.

Capítulo 13

Lobesia botrana Denis e Schiffermüller (Lepidoptera: Tortricidae)

MARCOS BOTTON, ALINE NONDILLO, JAIRO CARBONARI, ANDREA LUCCHI

Identificação da praga

- Nome científico: *Lobesia botrana* Denis e Schiffermüller, 1776.

Posição taxonômica:

- **Reino:** Metazoa.
- **Filo:** Artropoda.
- **Classe:** Insecta.
- **Ordem:** Lepidoptera.
- **Família:** Tortricidae.
- **Gênero:** *Lobesia*.
- **Espécie:** *Lobesia botrana*.

Sinonímias

- *Coccyx botrana*, Praun, 1869.
- *Cochylis botrana* Herrich-Schaffer, 1843.
- *Cochylis vitisana*, Audouin, 1842.
- *Eudemis botrana*, Frey, 1880.
- *Eudemis rosmarinana*, Millière, 1866.
- *Grapholita botrana*, Heinemann, 1863.
- *Grapholita botrana*, Heinemann, 1863.
- *Lobesia rosmariana* (misspelling for *rosmarinana* Milliere, 1866).
- *Noctua romani* O. G. Costa, 1840.
- *Polychrosis botrana*, Ragonot, 1894.
- *Polychrosis botrana flavosquamella* Dufrane, 1960 (form).
- *Tortrix botrana* Denis e Schiffermüller, 1775.
- *Tortrix reliquana* sensu Treitschke, 1835 non Hübner, 1816.
- *Tortrix romaniana* O. G. Costa, 1840.
- *Tortrix vitisana* Jacquin, 1788.

Hospedeiros

A traça-europeia dos cachos da videira *L. botrana* é uma praga polífaga que se alimenta de diversos hospedeiros. Além da videira, diversas espécies vegetais pertencentes a 27 famílias já foram relatadas como hospedeiras da praga (Tabela 1) (Bradley et al., 1979; Whittle, 1985; Moleas, 1988; Zhang, 1994; Stavridis; Savopoulou-Soultani, 1998; Savopoulou-Soultani et al., 1999; Cabi, 2018) (Tabela 1).

Na maioria destas plantas hospedeiras, as lagartas de *L. botrana* se alimentam dos órgãos reprodutivos (botões florais, flores e frutos).

Tabela 1. Relação dos hospedeiros primários e secundários de *Lobesia botrana*.

Hospedeiros primários		
Espécie	Nome popular	Família
<i>Actinidia chinensis</i>	Kiwi	Actinidiaceae
<i>Berberis spp</i>	–	Berberidaceae
<i>Daphne gnidium</i>	Trovisco	Thymelaeaceae
<i>Dianthus spp.</i>	Cravo	Caryophyllaceae
<i>Diospyros kaki</i>	Caqui	Ebenaceae
<i>Diospyros virginiana</i>	Caqui	Ebenaceae
<i>Olea europaea</i>	Oliveira	Oleaceae
<i>Prunus avium</i>	Cerejeira-Brava	Rosaceae
<i>Prunus domestica</i>	Ameixa	Rosaceae
<i>Prunus persica</i>	Pêssego	Rosaceae
<i>Prunus spinosa</i>	Abrunho	Rosaceae
<i>Punica granatum</i>	Romã	Lythraceae
<i>Ribes nigrum</i>	Cassis ou Groselha	Grossulariaceae
<i>Ribes uva-crispa</i>	Cassis ou Groselha	Grossulariaceae
<i>Rubus fruticosus</i>	–	Rosaceae
<i>Swida spp.</i>	–	Cornaceae
<i>Vitis vinifera</i>	Uva	Vitaceae
Hospedeiros secundários e ou silvestres		
<i>Arbutus unedo</i>	Medronho	Ericaceae
<i>Clematis vitalba</i>	Cipó do Reino	Ranunculaceae
<i>Cornus mas</i>	Corniso	Cornaceae
<i>Cornus sanguinea</i>	–	Cornaceae
<i>Hedera helix</i>	Hera	Araliaceae
<i>Ligustrum vulgare</i>	Alfeneiro	Oleaceae
<i>Lonicera tatarica</i>	–	Caprifoliaceae
<i>Menispermum canadense</i>	–	Menispermaceae
<i>Parthenocissus quinquefolia</i>	Hera americana	Vitaceae
<i>Rosmarinus officinalis</i>	Alecrim	Lamiaceae
<i>Rubus fruticosus</i>	–	Rosaceae
<i>Rubus caesius</i>	–	Rosaceae
<i>Syringa vulgaris</i>	Lilás	Oleaceae
<i>Viburnum lantana</i>	–	Adoxaceae
<i>Ziziphus jujuba</i>	Jujuba	Rhamnaceae

Distribuição geográfica

Lobesia botrana era endêmica da região Paleártica, ocorrendo em países da África (Árgélia, Egito, Eritreia, Etiópia, Kenia, Líbia, Marroco), Ásia (Armênia, Azerbaijão, Georgia, Iran, Iraque, Israel, Jordania, Casaquistão, Líbano, Síria, Tadjiquistão, Turquia, Turquemenistã, Usbequistão) e Europa (Albania, Áustria, Belarus, Bélgica, Bulgária, Croácia, Chipre, República Tcheca, França, Córsega, Alemanha, Grécia, Creta, Hungria, Itália, Sardenha, Sicília, Lituânia, Luxemburgo, Macedônia, Malta, Moldávia, Montenegro, Holanda, Polônia, Portugal, Romênia, Rússia, Sérvia, Eslováquia, Eslovênia, Espanha, Ilhas Baleares, Espanha, Suíça, Inglaterra, Ucrânia) (Cabi, 2018). No entanto, em abril de 2008, a espécie foi detectada no Chile, na região norte do Atacama ao Sul de Araucanía. Na Califórnia, o inseto foi detectado em setembro de 2009, no Napa Valley e em abril de 2010 na Argentina, na Província de Mendoza (Gonzales, 2010; Varela et al., 2010; Ioriatti et al., 2012), indicando um movimento recente da praga para novas regiões produtoras de uva. Dessas detecções, somente a Califórnia conseguiu erradicar a praga em 2016 após um exitoso programa de erradicação (APHIS/USDA, 2018).

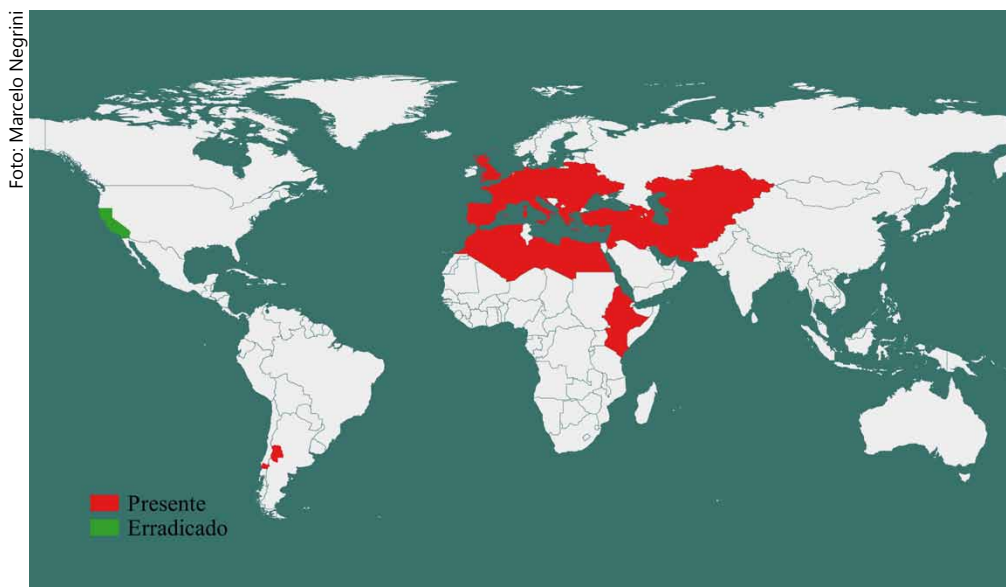
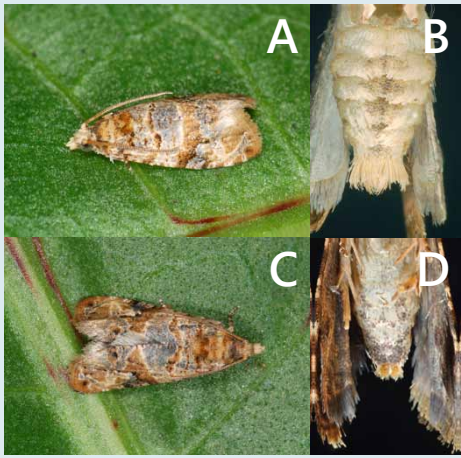



Figura 1. Distribuição mundial de *Lobesia botrana*.

Morfologia e bioecologia

Fase	Descrição	Foto
Adulto	<p>Os adultos medem de 11 mm a 13 mm de envergadura alar e de 6 mm a 8 mm de comprimento, quando em repouso. As asas anteriores são de coloração marrom, com manchas de outras cores metálicas (cinza azulado, marrom ou preta). As asas posteriores são acinzentadas e apresentam uma borda de franjas; quando em repouso estas formam o desenho de um sino (Torres-Vila, 1995; Venette, et al., 2003; Ioriatti et al., 2012).</p>	 <p>Adulto de <i>Lobesia botrana</i>. Macho (A e B) e fêmea (C e D).</p>
Ovo	<p>Os ovos medem 0,6 mm a 0,9 mm de largura, possuindo formato ligeiramente elíptico e com coloração inicialmente amarelo palha, passando gradualmente à coloração cinza opalescente (Venette et al., 2003; Ioriatti et al., 2012). Os ovos podem ser depositados nos botões florais (primeira geração), nas bagas verdes (segunda geração) e a partir da mudança de cor das bagas na terceira geração.</p>	 <p>Ovos de <i>Lobesia botrana</i>. Depositados na Inflorescência (A). Nas bagas de uva (B).</p>

Fotos: Andrea Lucchi

Fotos: Bruno Bagnoli (A); Andrea Lucchi (B)



Fase	Descrição	Foto
Lagarta	<p>O desenvolvimento larval passa por cinco instares; no máximo do desenvolvimento, as lagartas medem 9 mm a 10 mm de comprimento e 1,7 mm de largura; apresentam cabeça de coloração marrom-amarado; placa protorácica marrom, às vezes mais escura na margem; abdômen varia de verde amarelado a marrom esbranquiçado ou marrom; pernas torácicas marrom, com placa anal amarelo acastanhado; pente anal presente com 6 a 8 dentes (Venette, et al., 2003; Cabi, 2018; Ioriatti et al., 2012).</p>	 <p>Lagarta de <i>Lobesia botrana</i>.</p>
Pupa	<p>As pupas são delgadas com extremidades arredondadas; medem de 5 mm a 6mm de comprimento e 1,6 mm a 1,7 mm de largura; apresentam coloração marrou ou marrom escuro; sobre a região dorsal dos segmentos abdominais (2° - 10°), apresentam pequenos espinhos (Venette, et al., 2003; Ioriatti et al., 2012).</p>	 <p>Pupa de <i>Lobesia botrana</i>.</p>

Foto: Andrea Lucchi

Foto: Andrea Lucchi

Os acasalamentos são mediados por feromônios sexuais e ocorrem aproximadamente 24 horas após a emergência dos adultos com início da oviposição 3 dias depois. O acasalamento dura de poucos minutos a 2 horas. Os machos copulam muitas vezes com diferentes fêmeas, sendo registrado a poliandria, com a emergência dos machos antes das fêmeas.

As fêmeas ovipositam sobre bagas verdes, flores ou outras estruturas da videira. Em média uma fêmea coloca de 50 a 80 ovos, principalmente na primeira semana de vida. (Ioriatti et al., 2012).

O período de incubação dos ovos é de 7 a 10 dias; posteriormente eclodem as larvas que tem duração de 20 a 30 dias. As pupas levam de 10 a 12 dias para dar origem aos adultos em temperaturas de 23 °C a 25 °C (Santiago et al., 2006). O ciclo de vida para adultos é de 15-20 dias sendo geralmente mais curto para machos do que para fêmeas (Ioriatti et al., 2012).

A primeira geração que ocorre na cultura da videira se desenvolve nas inflorescências (antófagas). Neste local, as lagartas unem diversas flores formando um pequeno “ninho” com auxílio de fios de seda tecidos pelas lagartas (Figura 1 A). A segunda e a terceira geração se desenvolvem sobre os frutos (carpófaga) alimentando-se diretamente das bagas (Ioriatti et al., 2011, 2012).

A geração antófaga de *L. botrana* geralmente não apresenta dano econômico. Já as lagartas da geração carpófaga, reduzem a produção e a qualidade, principalmente devido à ocorrência de podridões causadas por patógenos associados ao ataque do inseto. Cultivares com bagas compactas são mais afetadas, além disso, a segunda geração é mais prejudicial para variedades precoces, enquanto que a terceira é mais importante para variedades tardias (Figura 1 B, C e D) (Ioriatti et al., 2011).

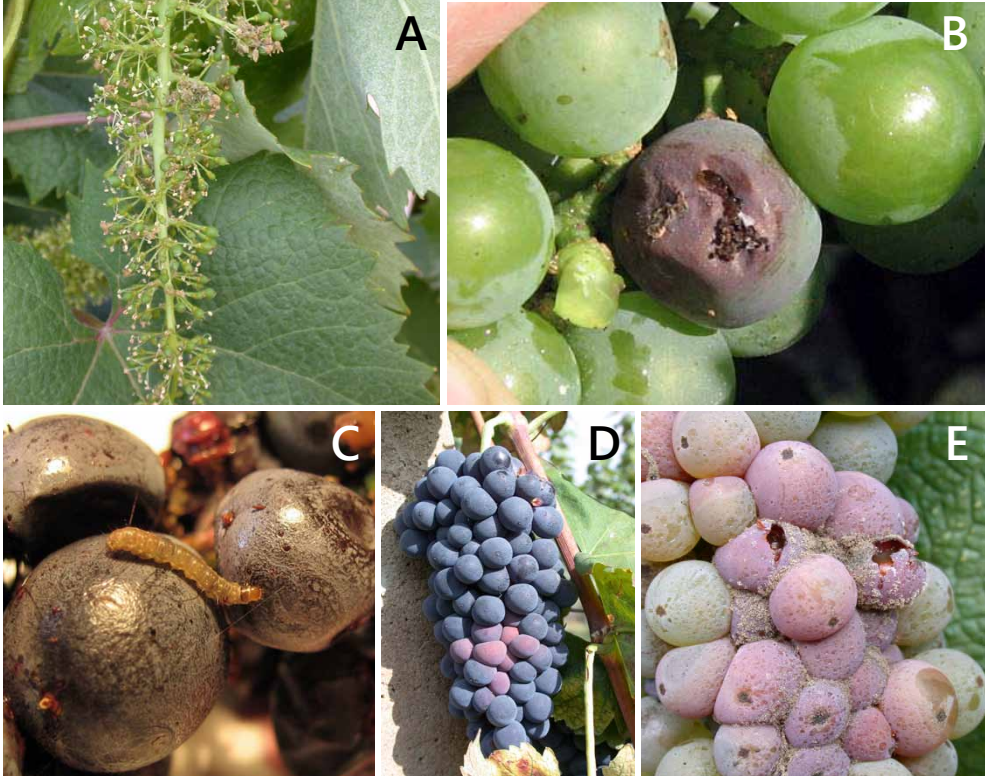


Figura 2. Dano de *Lobesia botrana* em videira. Dano ocasionado nas inflorescências pela primeira geração (A); danos nas bagas verdes causados pela segunda geração de insetos (B); e danos nas bagas maduras causados por insetos na terceira geração (C, D e E).

Lobesia botrana é uma espécie multivoltiva com diapausa facultativa passando o inverno na fase de pupa. Possui uma temperatura base inferior de 12°C e necessita de uma soma térmica de 384 graus-dias (GD) para completar uma geração

Dependendo da região, a espécie pode apresentar de duas a quatro gerações anuais em *Vitis vinifera* no norte da Europa e na Bacia do Mediterrâneo (Ioriatti et al., 2012). Em alguns locais, uma quinta geração incompleta pode ocorrer.

Duas gerações por ano são comuns na Alemanha, Suíça, Áustria e no norte da França, enquanto que três gerações ocorrem no sul da França,

Espanha, Portugal, Grécia e Itália (Roditakis; Karandinos, 2001; Harari et al., 2007). Em Israel, Egito e Grécia, algumas populações não apresentam diapausa e passam o inverno na fase larval se alimentando de cachos de uvas que sobraram ou de hospedeiros alternativos (Ioriatti et al., 2011).

Métodos de controle

O controle de *L. botrana* tem sido realizado principalmente através do emprego de feromônios sexuais utilizando diferentes formulações. O emprego de inseticidas químicos incluindo lagarticidas específicos (ex: clorantraniliprole, metoxifenozone, espinosade, espinetoran, etc) e o controle biológico com *Bacillus thuringiensis* e *Trichogramma* também são estratégias complementares de manejo que podem ser empregadas caso a espécie seja introduzida no Brasil, devendo ser adaptadas às condições locais.

Métodos de produção de material propagativo

O material propagativo deve ser produzido em ambiente protegido.

Processo pós-colheita

Opções de tratamento a frio ou com brometo de metila. A Nova Zelândia exige as seguintes temperaturas e tempo de tratamento, conforme Tabela 2.

Tabela 2. Temperatura (°C) e tempo em dias de tratamento de uva e ameixa provenientes de países com a presença de *Lobesia botrana*.

Temperatura (°C)	Tempo (Dias)
0,00 ou menos	10
0,55 ou menos	11
1,11 ou menos	12

Condicionamento e transporte

Embalagens específicas para a fruta e em containers refrigerados.

Vias de ingresso

Fruta *in natura* e material propagativo (estacas e mudas com e sem raiz).

Inspeção e detecção

Inspeção durante o ingresso de frutas de países com presença da espécie, exigência de Certificado Fitossanitário e coleta de amostras para diagnóstico fitossanitário (obrigatório para material de propagação) e quando na presença de sinais/sintomas para frutos.

Situação regulatória no mundo

Argentina:

Estabeleceu requisitos para os gêneros *Vitis* (Uva), *Actinidia* (Kiwi), *Pyrus* (Pera), *Prunus* (frutas de caroço), *Diospyrus* (Caqui), *Rubus* (Berries), *Punica* (Romã).

Tratamento com Brometo de metila, opcional para todos os hospedeiros, exceto para *Vitis spp.* ou inspeção fitossanitária e análise em laboratório oficial para determinar que o produto a ser exportado se encontra livre da praga.

Uruguai:

Além de uvas frescas estabeleceu requisitos para cereja, ameixa e kiwi. De acordo com informação pessoal do Departamento de Quarentena Vegetal do MGAP "o envio provém de local de produção livre de *Lobesia botrana*".

Nova Zelândia:

Requisitos estabelecidos para uva e ameixa. Tratamento com brometo de metila ou tratamento a frio conforme tabela 2.

México:

Requisito somente para uva *in natura*. Frutas provenientes de áreas regulamentadas devem ser fumigadas com brometo de metila e posterior inspeção para verificar a presença da praga; e frutas provenientes de áreas livres somente requerem fumigação com brometo de metila.

Estados Unidos da América:

Requisitos estabelecidos para uva *in natura*. As frutas devem ser provenientes de áreas livres ou de baixa população da praga. Tratamento com brometo de metila e tratamento a frio dependendo da dose e tempo de exposição.

Antecedentes de interceptações

Não há registros de interceptação da praga em hospedeiros importados pelo Brasil. Todavia, com os recentes estabelecimentos da praga em países tradicionais exportadores de frutas hospedeiras para o Brasil – uva *in natura* importada do Chile e da Argentina- medidas de mitigação e monitoramento devem ser implementadas.

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

Caso a espécie seja introduzida, a mesma possui todas as condições necessárias para o estabelecimento. A cultura da videira é cultivada em praticamente todos os estados brasileiros, nas mais diferentes condições climáticas muitas delas, talvez favoráveis ao estabelecimento da espécie. Estudos bioclimáticos indicarão o risco de cada região.

Potenciais consequências econômicas para o Brasil

A traça europeia dos cachos da videira *L. botrana* causa danos devido à alimentação das lagartas nas inflorescências e bagas, que são ampliados pela incidência de patógenos que ocorrem associados à infestação, principalmente a podridão da uva madura causada por *Botrytis cinerea*. O ataque conjunto da lagarta e fitopatógenos provocam elevadas perdas na colheita nas regiões onde a espécie encontra-se estabelecida (Ioriatti et al, 2011).

As recentes detecções de *L. botrana* nas Américas constituem um risco de introdução dessa praga no Brasil. Devido à importância econômica da viticultura para o Brasil, que possui uma área cultivada de 75.961 ha (IBGE, 2018), o intenso e crescente comércio de uvas para o consumo “*in natura*” provenientes da Argentina e Chile, a introdução na espécie no Brasil resultaria em aumento no custo de tratamentos com inseticidas (pelo menos mais duas aplicações por safra), perdas diretas na produção e restrição na exportação para determinados mercados. O estabelecimento de exigências fitossanitárias na importação de frutas frescas de espécies hospedeiras (especialmente videira), provenientes de países com registro de ocorrência da praga, principalmente Argentina e Chile deve ser priorizado. A obrigação de realização de tratamentos fitossanitários com fins quarentenários, a exigência de produção em áreas livres ou de baixa prevalência da praga, aplicação de sistema integrado de medidas para minimização do risco, inspeção e análise laboratorial no ponto de ingresso, dentre outras, é fundamental para minimizar o risco de introdução da praga no Brasil.

O trânsito internacional de maquinários e demais utensílios utilizados na colheita deve ser evitado, pois estes podem estar veiculando a praga. Tal prática é comumente observada quando empresas possuem unidades de produção de frutas em diferentes países incluindo os com a incidência da praga.

O Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA com auxílio dos Órgãos Estaduais de Defesa Sanitária Vegetal e apoio da Embrapa Uva e Vinho de Bento Gonçalves-RS, desde 2014 tem realizado ações de vigilância por meio da intensificação das inspeções na importação de frutos hospedeiros da praga e por meio de monitoramento de armadilhas Delta com uso de feromônio sexual.

Na instalação das armadilhas, foram priorizados locais com maior probabilidade de detecção da praga, como portos, aeroportos e demais pontos de ingresso de frutos hospedeiros importados pelo Brasil, especialmente uva; centrais de abastecimento; vinícolas por concentrar produto de várias propriedades e vinhedos.

Nos principais estados produtores de uva do Brasil (RS, SC, PR, SP, MG, BA e PE), foram instaladas 15 armadilhas de monitoramento. Essas são vistoriadas quinzenalmente, com trocas mensais do feromônio sexual e do piso adesivo conforme a perda da aderência. Espécimes de insetos suspeitos coletados nas armadilhas são enviados para identificação no laboratório de Entomologia da Embrapa Uva e Vinho em Bento Gonçalves-RS.

Até o momento não houve detecção de *L. botrana* no Brasil. No entanto, ações de vigilância da praga devem ser intensificadas com a adoção de medidas fitossanitárias mais restritivas na importação de frutas hospedeiras da praga e ampliação do número de armadilhas monitoradas.

A detecção precoce da praga é fundamental para o sucesso de um programa de contenção e/ou erradicação, antes do seu estabelecimento em novo território. Por essa razão é fundamental ações permanentes de vigilância fitossanitária.

Referências

- APHIS/USDA. **European Grapevine Moth (*Lobesia botrana*)**. Disponível em: <https://www.aphis.usda.gov/aphis/ourfocus/planthealth/plant-pest-and-disease-programs/pests-and-diseases/european-grapevine-moth/ct_european_grapevine_moth>. Acesso em: 18 set. 2018.
- BRADLEY, J. D.; TREMEWAN W. G.; SMITH, A. ***Lobesia botrana* (Denis & Schiffermüller), British Tortricoid Moths - Tortricidae: Olethreutinae**. London: The Ray Society, 1979. p. 69-70.
- CABI. ***Lobesia botrana***. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 11 set. 2018.
- GONZALES, M. *Lobesia botrana*: polilla de la uva. **Revista de Enología**, v.2, p. 2-5, 2010.

HARARI, A. R.; ZAHAVI, T.; GORDON, D. ANSHELEVICH, L.; HAREL, M.; OVADIA, S.; DUNKELBLUM, E. Pest management programmes in vineyards using male mating disruption. **Pest Management Science**, v. 63, p. 769 - 775, 2007.

IBGE. **Sistema IBGE de recuperação automática**. Disponível em: <<http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/agric/default.asp>>. Acesso em: 18 set. 2018.

IORIATTI, C.; ANFORA, G.; TASIN, M.; DE CRISTOFARO, A.; WITZGALL, P.; LUCCHI, A. Chemical ecology and management of *Lobesia botrana* (Lepidoptera: Tortricidae). **Journal of Economic Entomology**, v.104, n.4, p.1125-37, 2011.

IORIATTI, C.; LUCCHI, A.; VARELA, L. Grape berry moths in Western European vineyards and their recent movement into the New World. In: BOSTANIAN, N. J.; VINCENT, C.; ISAACS, R. **Arthropod Management in Vineyards: Pests, Approaches, and Future Directions**. Springer, 2012. p.339-360.

MOLEAS, T. *Lobesia botrana* Den. et Schiff. (Tortricidae - Lepidoptera), a potential danger for kiwi (*Actinidae chinensis* Planchon). **Informatore Fitopatologico**, v. 12, p. 71-73, 1988.

RODITAKIS, N. E.; KARANDINOS, M. G. Effect of photoperiod and temperature on pupal diapause induction of grape berry moth *Lobesia botrana*. **Physiology Entomology**, v. 26, p. 329-340, 2001.

SANTIAGO, Y.; DE LA IGLESIA, L.; BLÁZQUEZ, J.; ARMENDÁRIZ, I. ; PÉREZ, A.; CAMPILLO, G.; CASTAÑO, F. J.; MORENO, C. M.; TÉCNICOS, C. R. D. O. RUEDA Y PALÁEZ, H. **La polilla del racimo (*Lobesia botrana* Den. & Schiff.) y la minadora del cereal (*Cnephasia pumicana* Zeller): diferencias en la morfología y en el ciclo biológico**. Instituto Tecnológico Agrario de Castilla y León, (2006). Disponível em: <http://www.infoagro.com/frutas/polilla_racimo_minadora_cereal.htm>. Acesso em: 18 set. 2018.

SAVOPOULOU-SOULTANI, M.; NIKOLAOU, N.; MILONAS, P. Influence of maturity stage of grape berries on the development of *Lobesia botrana* (Lepidoptera: Tortricidae) larvae. **Ecology and Behaviour**, v. 92, p. 551-556, 1999.

STAVRIDIS, D. G.; SAVOPOULOU-SOULTANI, M. Larval performance on and oviposition preference for known and potential hosts by *Lobesia botrana* (Lepidoptera: Tortricidae). **European Journal of Entomology**, v.95, p. 55-63, 1998.

WHITTLE, K. **Pests not known to occur in the United States or of limited distribution**, no. 60: European grape vine moth. Hyattsville, MD: USDA, 1985. p. 1-10

VARELA, L. G.; SMITH, R. J.; COOPER, M. L.; HOENISCH, R. W. European grapevine moth, *Lobesia botrana*, in Napa Valley Vineyards. **Practical Winery & Vineyard Journal**. p.1-5, mar./apr., 2010.

VENETTE, R. C.; DAVIS, E. E.; DACOSTA, M.; HEISLER, H.; LARSON, M. **Mini risk assessment: grape berry moth, *Lobesia botrana* (Denis & Schiffermuller) [Lepidoptera: Tortricidae]**. 2003. Disponível em: <https://www.aphis.usda.gov/plant_health/plant_pest_info/eg_moth/downloads/lbotrana-minipra.pdf>. Acesso em: 19 set. 2018.

ZHANG, B. C. **Index of economically important Lepidoptera**. Wallingford, UK: CAB International, 1994.

Capítulo 14

Toxotrypana curvicauda Gerstaecker (Diptera: Tephritidae)

SUELY XAVIER DE BRITO SILVA, JOSÉ DA SILVA SOUZA,
ANTONIO SOUZA DO NASCIMENTO

Identificação da praga

Nome científico:

- *Toxotrypana curvicauda* Gerstaecker, 1860¹
(Figura 1).

Posição taxonômica:

- **Reino:** Animalia.
- **Filo:** Arthropoda.
- **Subfamília:** Hexapoda.
- **Classe:** Insecta.
- **Ordem:** Diptera.
- **Superfamília:** Tephritoidea.

¹Recentemente Norrbom, et al, (2018) propuseram uma nova combinação para o nome científico da espécie: *Anastrepha curvicauda*.

- **Família:** Tephritidae (Mosca-das-frutas).
- **Subfamília:** Trypetinae.
- **Tribo:** Toxotrypanini.
- **Gênero:** *Toxotrypana* Gerstaecker.
- **Espécies:** *Toxotrypana curvicauda* Gerstaecker.

Sinonímias: Sinonímias:

- *Toxotrypana curvicauda* (Munro), *Toxotrypana fairbatesi* (Munro,1984), *Mikimyia furcifera* (Bigot, 1884).

Nomes comuns:

- Mosca-do-mamão (português).
- *Mosca de la fruta papaya* (espanhol).
- *papaya fruit fly* (inglês).

Foto: Jeffrey W. Lotz,
Florida Department of Agriculture and Consumer Services, Bugwood.org



Figura 1. *Toxotrypana curvicauda* sobre fruto de mamoeiro.

Hospedeiros

Segundo Selman et al. (2001), *T. curvicauda*, inicialmente foi considerada espécie monófaga por apenas infestar mamoeiros (*Carica papaya*) silvestres e cultivados, porém, na Flórida tem sido relatada em *Mangifera indica* e *Asclepias syriaca* ("Milkweed"). No México, outros hospedeiros silvestres são descritos: *Carica cauliflora*, *Caricasp.*, *Jacaratia mexicana*, *Tabernemontana* sp., *Gonolobus barbatus*, *G. erianthus*, *G. salvinii*, *Morrenia odorata*.

Distribuição geográfica da praga

Relatos atualizados reportam a presença da praga nas três Américas, nas Américas do Norte (México, EUA); Central e Caribe (Bahamas, Belize, Costa Rica, Cuba, República Dominicana, El Salvador, Guatemala, Haiti, Honduras, Nicarágua, Panamá, Porto Rico, São Cristóvão e Nieves, Trinidad e Tobago, Ilhas Virgens dos Estados Unidos) e do Sul (Colômbia e Venezuela) (Cabi, 2018) (Figura 2).

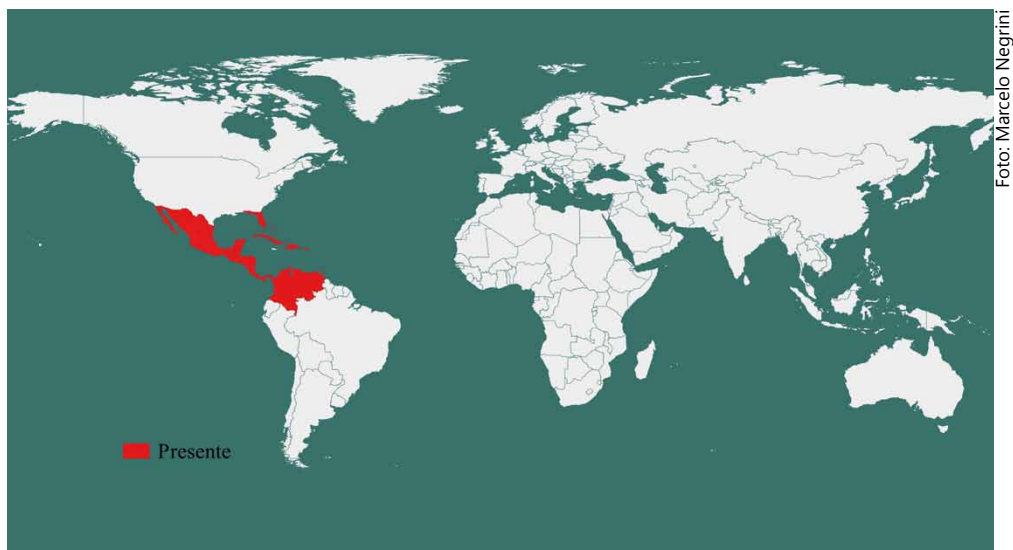


Figura 2. Distribuição geográfica de *Toxotrypana curvicauda*.

Biologia da praga

Oviposição – Semelhante à quase totalidade dos tefritídeos, a fêmea de *T. curvicauda* coloca os ovos no interior do fruto (mamão). Devido ao longo ovipositor – cerca de 2,0 cm de comprimento, os ovos são depositados no lúmen do fruto (Figura 3). Ao eclodir, a larva se alimenta da polpa e fortemente das sementes. Após o completo desenvolvimento da larva, esta abandona o fruto e empupa no solo.

Foto: Daniela Jiménez Fernández, Bugwood.org

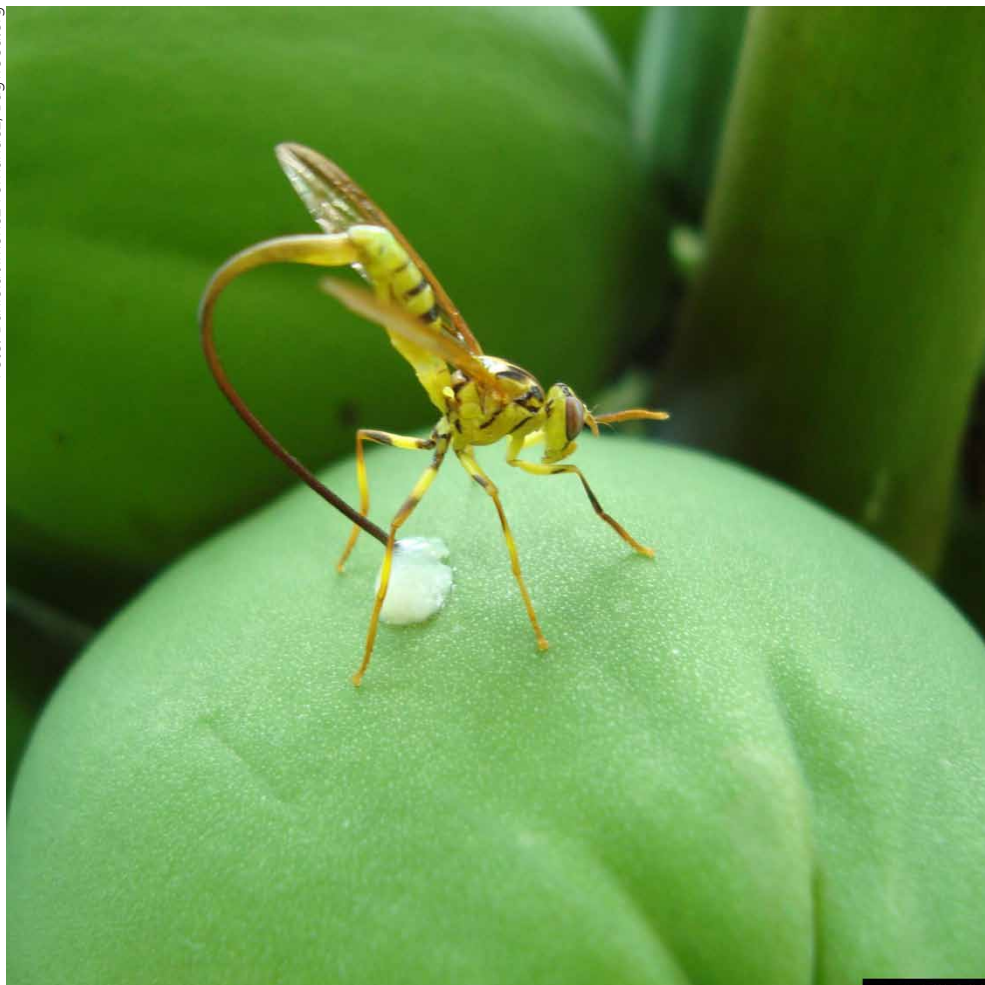


Figura 3. Fêmea de *Toxotrypana curvicauda* ovipositando sobre fruto verde de mamão. A substância branca no fruto é o látex do mamoeiro.

Cópula – A atividade de cópula se dá no fruto onde o macho realiza a corte, à espera da fêmea. Experimentos em gaiolas de campo revelaram que as atividades de corte e de cópula se dão exclusivamente sobre o fruto do mamoeiro, onde o macho passa a maior parte do tempo quando comparado com a fêmea.

Ciclo biológico da praga

O ciclo de vida completo ocorre entre 44 a 49 dias, sendo que a eclosão das larvas ocorre cerca de 12 dias após a oviposição, seguido do período larval de 15 a 16 dias e o de pupa para adulto de 17 a 21 dias. A fêmea deposita os ovos nos frutos ainda verdes. Durante a oviposição, as fêmeas ficam vulneráveis, pois permanecem nesta posição por longo tempo. Cada fêmea deposita cerca de 100 ovos.

As larvas alimentam-se das sementes e polpa e, ao completarem seu desenvolvimento, perfuram o fruto e penetram no solo onde empupam. A emergência dos adultos ocorre, aproximadamente, após duas a seis semanas, dependendo da umidade e temperatura do solo.

Com a continuidade do ciclo, os machos buscam seus pares para a cópula, através da liberação de feromônio sexual para atrair as fêmeas, iniciando uma nova geração. As atividades de corte e cópula ocorrem somente nas plantas hospedeiras, onde o macho passa a maior parte do tempo.

Estratégias reprodutivas da praga

A ecologia química tem revelado relação bem estreita entre a biologia reprodutiva de *T. curvicauda* e suas repostas ao feromônio sexual (2-metil-6-vinilpirazina), idade e ponto de maturação dos frutos. Algumas moscas-das-frutas cosmopolitas (*Dacus dorsalis* Hendel; *D. cucurbitaceae* Coquillet; *Ceratitis capitata* Weideman), também infestam mamão em outras localidades do planeta, preferem ovipositar em frutos maduros (Seo et al., 1983). Entretanto, em se tratando de *T. curvicauda*, ensaios laboratoriais demonstraram a forte influência da cor dos frutos na escolha dos sítios

de oviposição pela mosca-do-mamão. Pena et al., (1986) constataram a preferência de *T. curvicauda* por ovipositar em frutos verde-escuros, comportamento que deve estar sendo mediado pelas alterações químicas que ocorrem na transição de frutos verdes a maduros.

Toxotrypana curvicauda é sensível à atividade do feromônio sexual masculino, que induz ao comportamento de excitação nas fêmeas (Landolt, 1985), seguindo um padrão diário de atuação, mais forte em fêmeas virgens, cujo pico de resposta coincide com a maturação ovariana (7-8 dias após a emergência) (Landolt; Heath, 1988). Então, por causa da eficácia do feromônio sexual, o uso de armadilhas tanto para o monitoramento quanto para o controle de populações de *T. curvicauda* é recomendado (Landolt et al., 1991).

Villa-Ayala et al. (2010) estudando a interação dos fatores hora do dia, idade e hospedeiro no comportamento do deslocamento de machos e fêmeas de mosca-do-mamão, registraram que fêmeas adultas se concentram no hospedeiro entre 13:00 e 17:00 horas, sendo que 80% dos machos permaneceram mais tempo no hospedeiro, e que a corte e a cópula de *T. curvicauda* somente foi observada em frutos de mamão.

Tipo de dispersão

A dispersão se dá pelo deslocamento do inseto adulto, pelo voo, dentro e entre pomares. A dispersão entre regiões e/ou países se dá através do transporte do fruto infestado. Esta dispersão é denominada de "dispersão assistida pelo homem", objeto de grande interesse das autoridades fitossanitárias, e que deve estar sob vigilância permanente.

Toxotrypana curvicauda exibe alta mobilidade entre áreas de plantio de mamão em monocultivo e vegetação nativa. Os adultos podem permanecer nos pomares durante o dia, geralmente de 08:00h e 17:00h, migrando no final da tarde para a vegetação adjacente. Nas áreas de mamão, as fêmeas se dispersam mais no interior dos pomares, enquanto que os machos apresentam padrão agregado nas bordaduras (Landolt, 1984)

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas

Considerando a arquitetura da planta do mamoeiro, com folhagem larga e concentrada numa pequena região do ápice da planta e tronco nu, em determinadas situações a mosca-do-mamão migra para áreas de vegetação nativa como estratégia de fugir da incidência do sol, do calor e de predadores. Landolt; Hendrichs (1983) observaram que *Anolis sagrei*, um tipo de lagarto residente nas parcelas de mamão, frequentemente, atacava as moscas-do-mamão.

As características da polifagia e de alta mobilidade de *T. curvicauda* entre áreas de monocultivo e áreas de vegetação nativa, que lhe permitem acessar áreas de refúgio, sejam elas para fins de alimentação, ou reprodução, devem ser consideradas nos planos de manejo da praga, pois, reduzem a pressão de seleção para resistência a inseticidas. No México, *T. curvicauda* foi observada ovipositando em frutos de *Gonolobus sororius* A.Gray (Apocynaceae) em áreas nativas (Aluja et al., 1997a).

Outro mecanismo de sobrevivência da mosca-do-mamão que foi observado por Knab e Yothers (1914) é o mimetismo de vespas sociais. Esse fenômeno pode ser uma resposta evolutiva a essa pressão de predação em plantas hospedeiras.

Condições edafoclimáticas ideais para o desenvolvimento

Estudos conduzidos em três regiões do México, nas quais foram registradas temperaturas de 15 °C, 20 °C e 24,5 °C às 07:00h, comparando-se áreas de monocultivo com áreas de vegetação nativa, não se verificou diferenças nas atividades de *T. curvicauda*. O mesmo ocorreu com a umidade relativa (UR), ainda que em uma das regiões apresentasse índices de UR mais baixos (Aluja et al., 1997a). Esses autores verificaram que o macroclima parece não afetar o desenvolvimento de *T. curvicauda*, porém um complexo de variáveis ambientais, que afetam o microclima, tais como a presença de monocultivo ou policultivo, podem influenciar o comportamento e o desenvolvimento dessa espécie.

Adaptabilidade: plasticidade

A penetração completa da polpa do mamão pelo ovipositor, a deposição de ovos na cavidade das sementes e a alimentação das larvas em sementes de mamoeiro são adaptações de *T. curvicauda* para evitar possíveis substâncias tóxicas na polpa do mamão. Os adultos de *T. curvicauda* também não requerem alimentação à base de proteína para a maturação reprodutiva e isso é resultado da alimentação de larvas nas sementes (mais nutritivas) e não na polpa da fruta (Landolt, 1984).

Sintomas, sinais e danos

O sintoma provocado pela oviposição é facilmente reconhecido, pois a fêmea perfura o fruto, relativamente verde, com o opositor. O fruto perfurado mostra abundante exsudação de látex que escorre sobre a superfície do mesmo. O mamão infestado por *T. curvicauda* apresenta maturação precoce, entretanto o sintoma difere do sintoma característico apresentado por outras espécies de moscas-das-frutas em outras frutíferas, uma vez que a larva se desenvolve a partir do lúmen do fruto, a polpa se deteriora de dentro para fora. Uma vez, infestado, o fruto torna-se imprestável para o consumo (Figura 3), como ocorre com as frutas em geral infestadas por moscas-das-frutas.

Métodos de controle

Cultural

Remoção de frutos infestados: essa deve ser a estratégia prioritária para o controle das moscas-das-frutas, pois apresenta eficiência de até 70%, entre os demais métodos de controle. Esse método consiste em recolher os frutos infestados, caídos no solo, e retirá-los do pomar.

A proteção dos frutos por ensacamento é aplicável em pequenas áreas de cultivo onde haja disponibilidade de mão-de-obra. O ensacamento deve começar ainda com o fruto pequeno, logo após a queda das flores. Cada

fruto deve ser envolvido em uma bolsa de papel ou tubo de jornal e amarrado próximo ao pedúnculo. É necessária atenção para cobrir novas frutas que surgirem e aumentar a cobertura à medida que os frutos aumentam de tamanho.

Comportamental

Monitoramento da praga com uso de armadilhas atrativas. Utiliza-se feromônio sexual (atrai a fêmea), com a adição de produtos químicos que simulam o odor do hospedeiro, objetivando melhorar a eficiência na atratividade do macho.

Observando-se o efeito de borda para a presença de machos, sugere-se que armadilhas atrativas sejam localizadas na periferia dos pomares, assim como em áreas destes que sejam vizinhas a áreas com vegetação nativa (Landolt, 1984).

O uso de cultura armadilha situada a 10 m de distância do bloco principal de cultivo também deve ser inserido no plano de manejo da praga em pomares comerciais, pois, o grau de frutos infestados diminui da borda para o centro do pomar, à medida em que esse se distancia das áreas de vegetação nativa. (Aluja et al., 1997b).

Químico

O controle do adulto da mosca-das-frutas deve ser feito utilizando-se iscas à base de *spinosad*, uma molécula de natureza biológica registrada no MAPA para mosca-das-frutas. O uso dessa isca tem como pré-requisito, o monitoramento populacional da praga, com o uso de armadilhas. São dois os tipos de armadilha: tipo McPhail na qual se usa o atrativo alimentar à base de hidrolisado de proteína a 5% ou tipo Jackson na qual se utiliza o atrativo sexual específico.

Agentes de Biocontrole

As pesquisas nessa área ainda são incipientes, entretanto o uso do parasitóide *Doryctobracon toxotrypanae* March. (Hymenoptera: Braconidae), do sul

do México e Costa Rica, tem potencial de controle, assim como do parasitóide *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae).

Para fugir ao ataque da praga, outra estratégia seria o plantio de variedades sem sementes e com polpa mais espessa de forma a oferecer resistência à penetração do ovipositor de *T. curvicauda*.

Vale ressaltar que em se tratando de uma espécie quarentenária ausente como é o caso da mosca- do -mamão, a estratégia a ser utilizada é a de contingenciamento. Para tanto, em caso de detenção desta espécie no território nacional, as autoridades fitossanitárias devem pôr em prática o seu plano de ação com base nas características do organismo e do seu hospedeiro.

Métodos de produção de material propagativo

Não se aplica.

Processo pós-colheita/transformação primária

Vale ressaltar que os métodos atualmente utilizados no tratamento pós-colheita para moscas-das-frutas como o tratamento a frio (caso da maçã) ou tratamento hidrotérmico (caso da manga) não se aplicaria para a mosca-do-mamão, face à sua biologia / comportamento desta espécie de moscas-das-frutas.

Condicionamento e transporte

Não se aplica, face ao exposto no item anterior.

Vias de ingresso

A via de ingresso se restringe ao transporte da fruta, mamão ou outra fruta hospedeira, infestada por ovos e/ou larvas de *T. curvicauda* ou por solo contendo pupas desta espécie de mosca-das-frutas.

Inspeção e detecção

A inspeção, como de rotina, deve se dar nos portos e aeroportos visando a presença de material suspeito especialmente quando a bagagem tem como origem as regiões onde a mosca-do-mamão ocorre: América Central e Caribe; América do Norte: México, EUA, e América do Sul: Colômbia e Venezuela.

Situação regulatória no mundo

Europa e México não citam *T. curvicauda* em sua lista de pragas quarantenárias. O primeiro, possivelmente por causa das condições climáticas que desfavorecem ao estabelecimento da mesma; o segundo, pelo fato dela estar amplamente distribuída em todas as regiões que cultivam mamão. A Colômbia apresenta um plano de manejo integrado para a praga, associado às boas práticas de cultivo.

Antecedentes de interceptações

Em consulta à EMBRAPA Recursos Genéticos e Biotecnologia (CENARGEN), os relatos de interceptações ocorreram a mais de cinco décadas e foram restritos aos Estados Unidos da América.

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

Apesar de *T. curvicauda* ter no mamão o seu hospedeiro preferencial, esta espécie utiliza a manga, (*M. indica*) como hospedeiro secundário (Butcher, 1952). Esse aspecto leva a crer que o risco de dispersão desta espécie é relativamente menor se comparada com outras espécies polípagas de moscas-das-frutas. Pelos mesmos motivos a dispersão da praga ocorrerá nas áreas onde o seu hospedeiro preferencial, o mamão, é cultivado, em especial nos polos de fruticultura do país, com ênfase para o extremo sul da Bahia e Norte do Espírito Santo, onde se concentra a quase totalidade da produção e exportação do mamão brasileiro.

Potenciais consequências econômicas para o Brasil

O Brasil ocupa o 2º lugar na produção mundial do mamão com cerca de 12,7% da produção mundial de 12,7 milhões de toneladas, o que equivale a uma produção de aproximadamente 1,6 milhões de toneladas da fruta, por ano (FAOSTAT, 2015). Estima-se que o Brasil exportou aproximadamente 42 milhões de dólares, atrás apenas do México com um valor estimado de 66 milhões de dólares por ano (FAOSTAT, 2015).

O mamão é cultivado em todas as regiões do país com área colhida de 30.372 ha em 2016 e produtividade média de 46,91 t/ha, com destaque para a região Nordeste e Sudeste, responsáveis por 71,3% e 24,3%, respectivamente, de todo o mamão produzido no país. No *ranking* entre os Estados produtores desta fruta, destacam-se a Bahia com uma produção aproximada de 753,4 mil toneladas (52,9%), Espírito Santo com 251,4 mil toneladas (17,6%), Ceará com 110,5 mil toneladas (7,8%), Rio Grande do Norte com 94,7 mil toneladas (6,7%) e Minas Gerais com 61,3 mil toneladas (4,3%) (IBGE, 2016).

Em 2016 a produção brasileira de mamão alcançou 1.424.650 toneladas, gerando um valor da produção de R\$ 1,47 bilhão. Do volume produzido, 97,34 % é consumido no mercado interno e 2,66 % é destinado ao mercado externo. Nos últimos 16 anos, a exportação nacional de mamão *in natura* vem crescendo de forma contínua, em torno de 4,48% ao ano, passando de US\$ 20.110.672 em 2001 para US\$ 43.088.633 em 2016. Neste último ano, os maiores importadores, em ordem decrescente, foram Portugal; Países Baixos (Holanda); Espanha; Reino Unido; Alemanha e Estados Unidos.

Na hipótese da introdução da mosca-do-mamão no território nacional, e conseqüentemente a suspensão da exportação da fruta por questões quarentenárias, o impacto econômico gira em torno de US\$ 43 milhões por ano, além dos prejuízos relacionados com o aumento do custo de produção no controle da praga pelos produtores. Se considerarmos o valor das exportações anuais de 2016 e a taxa de crescimento dos últimos 16 anos (4,84% ao

ano) estima-se que, em caso de introdução desta praga, em 10 anos a perda com as exportações nacionais de frutas frescas de mamão, seja em torno de US\$ 500 milhões.

No mercado interno, a introdução da mosca-do-mamão pode comprometer a oferta do produto, pois a praga pode causar uma redução na produção. Na Flórida, as perdas variam de 2 a 30% (Selman et al., 2001), conseqüentemente, deixando de gerar um valor da produção de R\$ 442 milhões de reais por ano.

Referências

ALUJA, M.; JIMÉNEZ, A.; PIÑERO, J.; CAMINO, M.; ALDANA, L.; VALDÉS, M. E.; CASTREJÓN, V.; JÁCOME, I.; DÁVILA, A.; FIGUEROA, R. Daily activity patterns and within-field distribution of papaya fruit flies (Diptera: Tephritidae) in Morelos and Veracruz, México. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 90, n. 4, p. 505-520, 1997a.

ALUJA, M.; JIMÉNEZ, A.; CAMINO, M.; PIÑERO, J.; ALDANA, L.; CASTREJÓN, V.; VALDÉS, M. E. Habitat Manipulation to Reduce Papaya Fruit Fly (Diptera: Tephritidae) Damage: Orchard Design, Use of Trap Crops and Border Trapping. **Journal of Economic Entomology**, v. 90, n. 6, p. 1567 -1576, 1997b.

BUTCHER, F.G. The occurrence of papaya fruit fly in mango. **Proceedings of Florida State Horticultural Society**, v. 65, p. 196, 1952.

CABI. ***Toxotrypana curvicauda***. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 11 Set. 2018.

FAOSTAT. **Food and Agriculture Organization of the United Nations**. Statistics Division. Disponível em: <<http://faostat3.fao.org/home/e>>. Acesso em: 15 Set. 2015

IBGE. **Produção Agrícola Municipal**. Rio de Janeiro, 2016. Disponível em: <<http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/pesquisas/pam/default.Aspo=30&i=P>>. Acesso em: 20 Out. 2016.

LANDOLT, P. J. Behavior of the papaya fruit fly, *Toxotrypana curvicauda* Gerstaecker (Diptera:Tephritidae) in relation to its host plant *Carica papaya* L. **Folia Entomologica Mexicana**, n. 61 p. 215-224, 1984.

LANDOLT, P. J. Papaya fruit fly eggs and larvae (Diptera: Tephritidae) in field-collected papaya fruit. **Folia Entomologica**, n. 68, p. 354-356, 1985.

LANDOLT, P. J.; HEATH, R. R. Effects of age, mating, and time of day on behavioral responses of female papaya fruit fly, *Toxotrypana curvicauda* Gerstaecker (Diptera: Tephritidae), to synthetic sex pheromone. **Environmental Entomology**, v. 17, p. 47-51, 1988.

LANDOLT, P. J.; GONZÁLEZ M.; CHAMBERS, D. L.; HEATH, R. R. Comparison of field observations and trapping of papaya fruit fly in papaya plantings in Central America and Florida. **Folia Entomologica**, n. 74, p. 408-414, 1991.

LANDOLT, P.J.; HENDRICH, J. Reproductive Behavior of the Papaya Fruit Fly, *Toxotrypana curvicauda* Gerstaecker (Diptera: Tephritidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v. 76, n. 3, p. 413-417, 1983.

PENA, J. E.; BARANOWSKI, R. M.; LITZ, R. F. Oviposition of the papaya fruit fly *Toxotrypana curvicauda* Gerstaecker as affected by fruit maturity. **Florida Entomologist**, v.69, n.2, p. 344-348, 1986. Disponível em: <<https://www.jstor.org/stable/3494939>>. Acesso em: 14 Set. 2018.

NORRBOM, A. L.; BARR, N. B.; KERR, P.; MENGUAL, X.; NOLAZCO, N.; RODRIGUEZ, E. J.; STECK, G. J.; SUTTON, B. D.; URAMOTO, K.; ZUCCHI, R. A. Synonymy of *Toxotrypana* Gerstaecker with *Anastrepha* Schiner (Diptera: Tephritidae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington**, v. 120, n. 4, p. 834-841, 2018.

SELMAN, H.L.; HEPNER, J.B.; FASULO, T.R. Papaya Fruit Fly, *Toxotrypana curvicauda* Gerstaecker (Insecta: Diptera: Tephritidae). Gainesville: Department of Entomology and Nematology; UF/IFAS Extension, 2001. 6 p. Disponível em: <<http://citeseerx.ist.psu.edu/viewdoc/download?doi=10.1.1.509.2599&rep=rep1&type=pdf>>. Acesso em: 14 Set. 2018.

SEO, S. T.; TANG, C.; SANIDAD, S.; TAKENABA, T. Hawaiian fruit flies (Diptera: Tephritidae): variation of index of infestation with benzyl isothiocyanate concentration and color of maturing papaya. **Journal of Economic Entomology**, v. 76, p. 535-538, 1983.

VILLA-AYALA, P.; CASTREJÓN-AYALA, F.; JIMÉNEZ-PÉREZ, A. Influencia de la edad, hora del día y planta en el comportamiento de *Toxotrypana curvicauda*.

Agrociencia, v. 44, n. 2, p. 209-213, 2010. Disponível em: <<http://www.colpos.mx/agrocien/Bimestral/2010/feb-mar/art-9.pdf>>. Acesso em: 16 Set. 2018.

PARAS
COURT
RENTEN
TENIAN
RIAS

PARTE 4

Fungos

Capítulo 15

Boeremia foveata (Foister)

(Pleosporales: Didymellaceae)

Capítulo 16

Fusarium oxysporum f. sp. cubense, Raça 4 Tropical

(Hypocreales: Nectriaceae)

Capítulo 17

Moniliophthora roreri (Cif & Par.)

(Agaricales: Marasmiaceae)

Capítulo 15

Boeremia foveata (Foister) (Pleosporales: Didymellaceae)

EUIDES DE ARRUDA CARVALHO

Identificação da praga

Nome científico:

- *Boeremia foveata* (Foister) Aveskamp, Gruyter & Verkley.

Posição taxonômica

- Fungi, Ascomycota, Pezizomycotina, Dothideomycetes, Pleosporomycetidae, Pleosporales, Didymellaceae, *Boeremia*.

Sinonímias

- *Phoma foveata* Foister, Trans. & Proc..
- *Phoma solanicola* var. *foveata* (Foister) Malc., Trans.

- *Phoma solanicola* f. sp. *foveata* (Foister) Malc.
- *Phoma exigua* var. *foveata* (Foister) Boerema, Neth.
- *Phoma exigua* f. sp. *foveata* (Foister) Malcomson & Gray.

Hospedeiros

- Batata (*Solanum tuberosum*).
- Quinoa (*Chenopodium quinoa*).

Distribuição geográfica da praga

O fungo está presente nos cinco continentes: África (África do Sul, Serra Leoa e Egito), América: Chile, Peru e Colômbia) Ásia: (Iêmen, China e Índia), Europa: mais de 20 países, entre eles, França, Holanda, Alemanha, Reino Unido, Grécia, Lituânia e Polônia) e Oceania: (Austrália, Nova Zelândia e Tasmânia) (Figura 1) (Eppo, 2017).

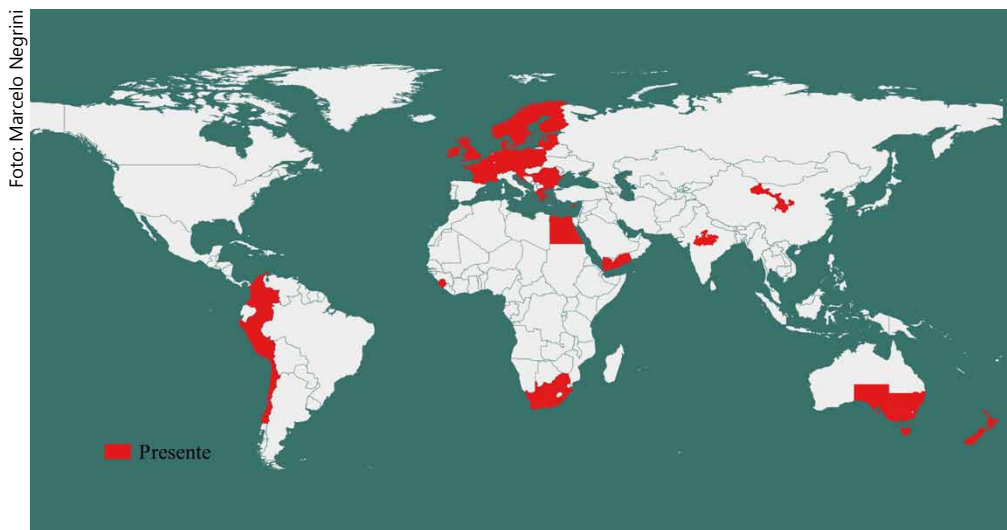


Figura 1. Distribuição geográfica de *Boeremia foveata*.

Biologia da praga

Ciclo biológico da praga

O fungo *Boeremia foveata* pode sobreviver no solo ou em tubérculos infectados e penetra no hospedeiro por ferimentos, brotações ou lenticelas dando início ao ciclo da doença. Os tubérculos infectados em campo, inicialmente assintomáticos, constituem a principal via de dispersão do patógeno. Os sintomas da doença e sinais do patógeno serão expressos durante o período de armazenamento e podem ser intensificados por danos aos tubérculos e temperaturas baixas, em torno de 5 °C. Os conídios produzidos e liberados a partir de picnídios podem constituir uma via secundária de dispersão do patógeno, caso os tubérculos contaminados entrem em contato com tubérculos sadios durante o armazenamento (Copeland, Compendium of potato Diseases, 2001) ou estejam expostos ao vento (Struik; Wiersema, 1999).

Estratégias reprodutivas da praga

O fungo infecta tubérculos em campo mantendo-se latente, mas o progresso da doença é observado durante o período de armazenamento da batata, sob condições favoráveis.

Tipo de dispersão

A principal via de dispersão do patógeno é o trânsito de batata-semente ou tubérculos para consumo infectados, porém, assintomáticos. Conídios do fungo podem ser dispersos pelo vento e poeira.

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas

O fungo forma picnídios como estrutura de sobrevivência, permanecendo viável em restos de culturas no solo até a safra subsequente. Assim sendo, a rotação de cultura e ausência do hospedeiro de 12 a 18 meses podem reduzir significativamente o inóculo na área.

Condições edafoclimáticas ideais para o desenvolvimento.

A colheita dos tubérculos sob temperaturas menores que 12° C e solo úmido contribuem para aumento do inóculo inicial do patógeno e maiores níveis de danos da doença. Ademais, temperaturas mais baixas, entre 2 °C e 10 °C, são ideais para o progresso e a disseminação da gangrena na fase de armazenamento dos tubérculos, especialmente em câmaras frias.

Adaptabilidade: plasticidade

O fungo, embora predomine em temperaturas amenas (abaixo de 20 °C), se adapta a diferentes condições edafoclimáticas e encontra-se distribuído por 5 continentes. Contudo, os danos são causados à batata durante período de armazenamento.

Sintomas, sinais e danos

Tubérculos infectados não apresentam sintomas logo após a colheita. O fungo latente ou quiescente, no entanto, pode ser estimulado por danos pós-colheita e a doença poderá ocorrer nas fases de armazenamento e comercialização. Inicialmente, os sintomas observados são lesões deprimidas, de aspecto encharcado, coloração marrom-arroxeadas e amolecimento de tecidos sob a casca. Com o progresso da doença, formam-se picnídios do fungo sobre as lesões, que são sinais importantes para a diagnose da doença. Internamente, os tubérculos apresentam cavidades com micélio acinzentado e picnídios. Este conjunto de sintomas e sinais caracteriza a doença, chamada de gangrena, que é a tradução do nome em inglês *gangrene*. Sintomas na parte aérea das plantas podem ocorrer somente no final do ciclo da cultura, na forma de manchas escuras na base dos talos onde poderão ser formados picnídios do fungo.

A inoculação, sob condições controladas, demonstrou o potencial de até 60% de perdas de tubérculos. Prejuízos adicionais advêm de falhas no estande final da plantação pela redução da emissão de brotações em batatas-sementes infectadas e, por consequência, a gangrena pode acarretar reduções de até 20% na produtividade da cultura (Smith et al., 1988).

Métodos de controle

O principal método de controle da doença é o emprego de batatas-semente sadias, procedentes de áreas sem histórico da doença. Uma vez introduzido o fungo, deve-se reduzir danos aos tubérculos durante a colheita e pós-colheita; empregar cultivares de ciclo curto ou aplicar desseccantes para evitar colheitas tardias, sob baixas temperaturas. Tratamento de tubérculos com fungicidas, devidamente registrados, como os do grupo tiabendazol, assim como limpeza e desinfestação de equipamentos e implementos podem reduzir a disseminação da doença (Struik; Wiersema, 1999).

Métodos de produção de material propagativo

Os campos de produção de batata-semente devem ser instalados em áreas isentas do patógeno.

Processo pós-colheita/transformação primária

Evitar danos aos tubérculos, fazer tratamento químico da batata-semente e manter as estruturas de transporte e armazenamento desinfestadas.

Condicionamento e transporte

Os tubérculos usados para consumo ou para batatas-semente são assintomáticos em campo e podem apresentar infecções latentes. O período de armazenamento ou transporte sob baixas temperaturas propicia o aparecimento dos sintomas e a disseminação da doença.

Vias de ingresso

A principal forma de dispersão da praga se dá por trânsito de batatas-sementes ou tubérculos para consumo infectados. Tubérculos importados para consumo podem ser desviados para plantio ou gerarem resíduos

(cascas) que podem contaminar o solo. Além dos tubérculos em si, as caixas e sacos usados no transporte podem conter propágulos do fungo.

Inspeção e detecção

Amostras de batatas-semente ou outros tubérculos devem ser analisados em laboratório quanto à presença de sintomas iniciais da gangrena, observando-se em microscópio estereoscópico. Quando necessário, deve-se realizar o corte transversal dos tubérculos para avaliar a presença de lesões internas. Tubérculos assintomáticos sob suspeita devem ser submetidos à incubação a 5° C, de 4 a 6 semanas, visando possibilitar a expressão de sintomas em lotes com possíveis infecções latentes. Os sintomas de gangrena podem ser confundidos com aqueles causados por outros patógenos, principalmente *Fusarium* spp. O aspecto da lesão, no entanto, pode contribuir para a diagnose visual, sendo que no caso de gangrena não há proporcionalidade entre os tamanhos das lesões internas e externas, as lesões são secas com bordas bem definidas no limite entre tecido sadio e tecido necrosado. A coloração das lesões internas pode variar de cor; frequentemente são escuras devido a sinais do patógeno e formação de picnídios, mas podem mostrar coloração oxidada vermelho-amarronzada. Ao observar sinais do patógeno, lâminas para microscopia de luz devem ser confeccionadas para as análises morfológicas de micélio, estruturas de sobrevivência e conídios. Nesta fase, é possível distinguir os principais gêneros causadores de podridões em tubérculos com base em características morfológicas. Identificando-se o gênero *Boeremia* ou *Phoma*, deve-se proceder ao isolamento indireto a partir de tecidos da borda dos sintomas ou mesmo o isolamento direto com remoção de picnídios ou conídios e subsequente transferência para placas de Petri com meio de cultura Malte-Ágar (MA). No caso da ocorrência de outros fungos nas lesões, o isolamento deve ser realizado em meio Batata-Dextrose-Ágar (BDA). As placas devem ser incubadas a temperatura de 25 °C por 7 a 14 dias. A cultura pura dos fungos será empregada para análises morfométricas e cultural complementares, registros e extrações de ácidos nucléicos para análises moleculares visando à diferenciação e

identificação das espécies. Ressalta-se que a espécie ausente *Boeremia foveata* não pode ser distinguida de *B. exigua* (Sinonímia *Phoma exigua* var. *exigua*), praga esta que ocorre no Brasil, por picnídios ou conídios (Boerema, 1967). Ambas produzem picnídios marrons escuros a pretos, globóides com 90 – 200 μM e conídios cilíndricos com 4 – 5 μM \times 2 – 3 μM (Sutton, 1980). Além disso, o fungo *Phoma eupyrena* Sacc. *Michelia* também apresenta cultura '*in vitro*' com características morfológicas semelhantes às espécies citadas anteriormente. Entretanto, *B. foveata* produz um pigmento amarelo-amarronzado a vermelho amarronzado de 7 a 10 dias incubação. Esse pigmento denominado antraquinona não é produzido por *B. exigua*.

Vários autores contribuíram para disponibilizar técnicas de detecção e identificação molecular de *B. foveata*; contudo, algumas práticas descritas inicialmente mostraram-se morosas e insuficientes para distinguir *B. foveata* de *B. exigua* (Mosch; Mool, 1975; Macdonald et al., 2000; Cullen et al., 2007; Aveskamp et al., 2009). Entretanto, A'hara (2015) descreveu a técnica de PCR em tempo real que possibilita a distinção dos três fungos causadores da gangrena da batata, *B. foveata*, *B. exigua* e *Phoma eupyrena*. Os procedimentos são baseados em PCR em tempo real com multiplex Plexor® Master Mix (Promega) empregando 3 pares de primers específicos. O primeiro par de primers, *PhomaF* e *PhomaR*, detecta as sequências de DNA de *Phoma exigua* var. *exigua* e *Phoma foveata*. O primer *Forward* foi modificado na extremidade 5' com fluorescência FAM, para um pico de emissão a 516 nm e pico de excitação a 492 nm e com um resíduo iso-dC. O segundo par de primers que detecta as sequências de DNA de *Phoma foveata* (*PfoveataF* and *PfoveataR*) e o terceiro par de primers que detecta as sequências de DNA de *Phoma eupyrena* (*PeupyrenaF* e *PeupyrenaR*) foram modificados na extremidade 5' do primer *Forward* com Texas Red (pico de emissão a 620 nm e excitação de pico a 584 nm) e Hex (pico de emissão a 556 nm e pico de excitação a 535 nm), respectivamente. Adicionalmente, ambos primers *Forward* foram modificados na extremidade 5' com um resíduo iso-dC. Os primers *Reverse* *PfoveataR* e *PeupyrenaR* não foram marcados ou modificados, conforme Tabela 1. Detalhes da técnica e procedimentos foram descritos e devem ser consultados em A'hara (2015).

Tabela 1. Primer de *Phoma exigua* var. *exigua* e *Phoma foveata* e *Phoma eupyrena*.

Nome do Primer	Fungo detectado	Sequência 5'-3'	Tamanho do fragmento
PFoveataF	<i>P. foveata</i>	GGTGAACTCTGTGCTCGATATGC ^a	80 pb
PFoveataR		ATGACAGGAGTGAGACGATGATAGT	
PhomaF	<i>P. exigua</i> var. <i>exigua</i> e <i>P. foveata</i>	GCCCGTTGGTCTCCACTTGT ^b	96 pb
PhomaR		AGAAAGCCCGAAATCTAGAGCAAC	
PeupyrenaF	<i>P. eupyrena</i>	CAAGTGCCACGAATGTACTGAG ^c	121 pb
PeupyrenaR		TGATCTGACCTGTAAAACAGCATCG	

^aModificado na extremidade 5' com iso-dC e Texas Red;

^bModificado na extremidade 5' com iso-dC e FAM;

^cModificado na extremidade 5' com iso-dC e Hex.

Fonte: Adaptado de A'hara (2015).

Situação regulatória no mundo

O fungo *Boeremia foveata*, praga quarentenária ausente para o Brasil, está regulamentado em vários países conforme Tabela 2 (Eppo, 2017). O Chile atualizou a situação da praga no país, após a detecção e identificação no ano de 2013 (El servicio..., 2017).

Tabela 2. Países que regulamentam *Boeremia foveata* como praga quarentenária.

País ou região	Status da praga	Ano de oficialização
AMÉRICA		
Argentina	Ausente (A1)	1995
Brasil	Ausente (A1)	1992
Canadá	Ausente (A1)	1995
Chile	Presente (A2)	1992/2013*

Continua...

Tabela 1. Continuação.

País ou região	Status da praga	Ano de oficialização
AMÉRICA		
Paraguai	Ausente (A1)	1992
Uruguai	Ausente (A1)	1992
ÁSIA		
Barém	Ausente (A1)	2003
Israel	Ausente	2009
EUROPA		
Azerbaijão	Ausente (A1)	2007
Turquia	Ausente (A1)	2007
RPPO/EU		
APPPC	Presente (A2)	1992
COSAVE	Ausente (A1)	1992
EPPO	A1/A2 (formerly)	1975/1999*

*Ano de alteração do Status da Praga Quarentenária.

Antecedentes de intercepções

Boeremia foveata foi interceptada apenas uma vez na Estação Quarentenária de Germoplasma Vegetal da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília – DF, em 2003 em amostra de batata procedente da França (Mendes et al., 2006).

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

O risco de introdução é devido à presença do patógeno em países fronteiriços (Colômbia e Peru), além do Chile na América do Sul. Adicionalmente, há maior probabilidade de introdução a partir de países em que a praga está presente, independente da distância, sendo imprescindíveis ações de quarentena do material vegetal a ser introduzido para pesquisa e

respeitadas as regras para introdução de tubérculos para comercialização e plantio em áreas comerciais. A ausência de sintomas nos tubérculos, logo após a colheita, representa o maior risco de introdução. O trânsito irregular de material vegetal também constitui uma via de introdução, pela atividade de turistas, pessoas desinformadas ou mesmo por biopirataria de espécies vegetais. Ressalta-se o sério risco nos casos de desvio de finalidade de batata-consumo para batata-semente, em que os tubérculos para consumo não recebem o mesmo rigor de controle da qualidade fitossanitária, podendo constituir uma fonte de inóculo da praga.

Potenciais consequências econômicas para o Brasil

A gangrena da batata inviabiliza o consumo direto e o uso dos tubérculos na indústria, devido às cavidades formadas após o ressecamento da podridão interna. Há o risco adicional de acometimento de outras culturas nacionais e de restrição de mercados consumidores.

Referências

A'HARA, D. Detection and Identification of Phoma Pathogens of Potato. In: LACOMME C. (Ed.). **Plant Pathology. Methods in Molecular Biology**. New York, NY: Humana Press, 2015. v. 1302.

AVESKAMP, M. M.; WOUDEBERG J.H.C.; GRUYTER, J. D.E.; TURCO, E.; GROENEWALD, J.Z.; CROUS, P.W. Development of taxon-specific sequence characterized amplified region (SCAR) markers based on actin sequences and DNA amplification fingerprinting (DAF): a case study in the *Phoma exigua* species complex. **Molecular Plant Pathology**, v. 10, p. 403-414, 2009.

BOEREMA, G. H. The *Phoma* organisms causing gangrene of potatoes. **Netherlands Journal of Plant Pathology**, v.73, p. 190-192, 1967.

CULLEN, D. W.; TOTH, I. K.; BOONHAM, N.; WALSH, K.; BARKER, I.; LESS, A. K. Development and validation of conventional and quantitative polymerase chain reaction assays for the detection of storage rot potato pathogens, *Phytophthora erythroseptica*, *Pythium ultimum* and *Phoma exigua* var. *foveata*. **Journal Phytopathology**, v. 155, p. 309-315, 2007.

EPPO. *Boeremia foveata*. **Categorization - EPPO Global Database**. Disponível em: <<https://gd.eppo.int/taxon/PHOMEF/categorization>>. Acesso em: 03 nov. 2017.

MACDONALD, J. E.; WHITE, G. P.; COTE, M. J. Differentiation of *Phoma exigua* var. *foveata* from *P. exigua* using a RAPD generated PCR-RFLP marker. **European Journal of Plant Pathology**, v. 106, p.67-75, 2000.

MENDES, M. A. S.; URBEN, A. F.; OLIVEIRA, A. S.; MARINHO, V. L. A. Intercepção de *Phoma exigua* var. *foveata*, praga exótica e quarentenária para o Brasil, em germoplasma de batata procedente da França. **Fitopatologia Brasileira**, v. 31, p. 601-603, 2006.

MOSCH, W. H. M.; MOOL, J. C. A chemical method to identify tuber rot in potato caused by *Phoma exigua* var. *foveata*. **Netherlands Journal of Plant Pathology**, v. 81, 86-88, 1975.

EL SERVICIO Agrícola y Ganadero de Chile detecta presencia de plaga cuarentenaria de la papa. **Potatopro.com**, 2017. Disponível em: <<http://www.potatopro.com/Lists/News/dispForm.aspx?ID=7985>>. Acesso em: 25 set. 2018.

SMITH, I. M.; MCNAMARA, D. G.; SCOTT, P. R.; HOLDERNESS, M. ***Phoma exigua* var. *foveata***. In: Data Sheets on Quarantine Pest. Wallingford, UK: CAB International, 1988. . p. 865-871.

STRUIK, P. C.; WIERSEMA, S. G. **Seed potato technology**. Wageningen: Wageningen University Press, 1999.

SUTTON, B. C. **The Coelomycetes**: Fungi Imperfecti with Pycnidia, Acervuli and Stromata. Kew, Surrey: Commonwealth Mycological Institute, 1980.

Capítulo 16

Fusarium oxysporum f. sp. *cupense*, Raça 4 Tropical (Hypocreales: Nectriaceae)

MIGUEL ANGEL DITA RODRIGUEZ, FERNANDO HADDAD

Identificação da praga

Nome científico:

- *Fusarium oxysporum* f. sp. *cupense* (E.F. Sm.) W.C. Snyder & H.N. Hansen, Raça 4 Tropical (Foc R4T).

Posição taxonômica:

- **Domínio:** Eukaryota.
- **Reino:** Fungos.
- **Filo:** Ascomycota.
- **Classe:** Ascomycetes.
- **Subclasse:** Sordariomycetidae.
- **Ordem:** Hypocreales.

Sinonímias

Nomes comuns para designar a doença são:

- **Português:** Mal-do-Panamá; Murcha de Fusário; Fusariose da bananeira.
- **Espanhol:** Marchitez por *Fusarium* de los bananos y plátanos; Mal de Panamá.
- **Inglês:** *Fusarium* wilt of banana; Panama disease of banana; *Fusarium* vascular wilt of banana and abaca; Banana wilt.
- **Francês:** Maladie de Panama; Fusariose du bananier.
- **Alemão:** Panama-Krankheit; Banane Welke.

Hospedeiros

Em condições de campo, Foc R4T está principalmente confinado aos gêneros *Musa* [*Musa* spp., *Musa textilis*, *Musa acuminata*, *Musa balbisiana* (Stover, 1962; Cabi, 2018)] e *Heliconia* [*Heliconia* spp., *H. caribaea*, *H. psittacorum*, *H. mariae* (Stover, 1962; Cabi, 2018)]. O patógeno pode estar presente em diferentes espécies, algumas das quais são consideradas como ervas daninhas ou vegetação espontânea, tais como:

- *Chloris inflata* sem. *Chloris barbata* (Cabi, 2018; Hennessy et al., 2005).
- *Commelina diffusa* (Wardlaw, 1972).
- *Ensete ventricosum* (Wardlaw, 1972).
- *Euphorbia heterophylla* (Cabi, 2018; Hennessy et al., 2005).
- *Tridax procumbens* (Cabi, 2018; Hennessy et al., 2005).

Distribuição geográfica da praga

A raça 4 tropical de Foc foi confirmada nos seguintes países:

- Taiwan (Su et al., 1986; Ploetz; Pegg, 2000; Hwang; Ko, 2004).
- Malásia (Pin, 1996).

- Indonésia (Halmahera, Irian Jaya, Java, Sulawesi, Kalimantan e Sumatra) (Nurhadi et al., 1994; Pegg et al., 1996; Ploetz; Pegg, 2000; Meng et al., 2001).
- Filipinas (Molina et al., 2008).
- República Popular China (em Guangdong, Guangxi, Hunan, Hainan) (Qi, 2001; Qi et al., 2008).
- Omã (2012). Decisão ministerial N°. 194/2012.
- Moçambique (IPPC, 2013).
- Paquistão (Ordoñez et al., 2015).
- Líbano (Ordoñez et al., 2015).
- Austrália (O'Neil et al., 2016).
- Vietnã (Hung et al., 2017).
- Laos (Chittarath et al., 2017).
- Israel (Maymon et al., 2018).
- Índia (Damodaran et al., 2018).

Maiores informações sobre a distribuição geográfica de Foc R4T podem ser encontradas em Promusa, 2018.



Figura 1. Distribuição geográfica de *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* Raça 4 Tropical (Foc R4T).

Biologia da praga

Ciclo biológico da praga

A infecção inicia pelas raízes secundárias. As hifas se aderem à epiderme e a penetram diretamente nos tecidos radiculares. O micélio avança intracelularmente através do córtex e alcança o xilema. Uma vez alcançado o xilema, Foc permanece dentro dele, onde produz microconídios que se movem para cima pela corrente de seiva, colonizando os feixes vasculares vizinhos, produzindo novos microconídios, macroconídios e clamidósporos (Stover, 1962; Li et al., 2011).

Estratégias reprodutivas da praga

Fusarium oxysporum f. sp. *ubense* é um fungo de reprodução assexual (anamorfo), e até a atualidade, sem estado sexual (teleomorfo) conhecido. Produz micro-, macroconídios e clamidósporos, estruturas que garantem a reprodução, dispersão e sobrevivência do fungo.

Tipo de dispersão

Fusarium oxysporum f. sp. *ubense* pode dispersar-se através de material vegetal (material de plantio, partes de plantas contaminadas), solo e água. Acredita-se que ventos acompanhados de chuva poderiam dispersar Foc, mas há carência de estudos que confirmem esta hipótese. Em lugares secos, o vento pode arrastar partículas de solo contaminado, o que pode ser um veículo de dispersão de Foc. Algumas considerações sobre dispersão através de material vegetal, solo e água são descritas a seguir.

Dispersão em material vegetal. A dispersão de Foc seja local (dentro da propriedade) ou a grandes distâncias (outras propriedades, países ou regiões), ocorre principalmente de maneira artificial através do traslado e plantio de perfilhos visivelmente sadios (assintomáticos), porém já infectados. Segundo Hwang e Ko (2004), entre 30% e 40% dos filhos obtidos de uma touceira de banana Cavendish afetada pela doença desenvolverão a

doença no futuro. Todavia, há possibilidades de que 100% dos filhos estejam infectados, portanto, todos os perfilhos provenientes de uma planta doente são potenciais fontes de inóculo e conseqüentemente vias de dispersão da praga. Foc R4T também pode dispersar-se em materiais de propagação infectados, visivelmente assintomáticos, de outros hospedeiros, por exemplo, de *Heliconia* spp. (Cabi, 2018). Tecidos de pseudocaule e folhas de plantas afetadas também podem ser vias de dispersão de Foc. É frequente que folhas e pseudocaulas sejam utilizados para o acondicionamento ou embalagem de bananas que são transportadas de um lugar a outro. Estes tecidos infectados devem ser considerados como vias de dispersão de Foc.

Dispersão através do solo. Foc pode dispersar-se por movimentação de solo contaminado de maneira natural e/ou artificial. A via natural ocorre através da deslocação de solo provocado pelas chuvas ou pelo vento. A via artificial está relacionada com solo aderido a implementos agrícolas, veículos, sapatos e roupas. Mudanças de outras espécies que não a bananeira, condicionadas em substratos que utilizam solo de plantios de bananeira infectadas, podem constituir outra via de dispersão do patógeno.

Dispersão através da água. *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* pode dispersar-se de maneira eficiente através da água de irrigação ou água de escoamento depois das chuvas, bem como no curso de rios cujo leito corra entre áreas com presença da praga e áreas livres. Caso se utilize água de um reservatório contaminado com Foc para irrigar áreas livres, a praga poderá dispersar-se rápida e eficientemente.

Até o momento da publicação deste documento não foram encontradas evidências sobre a dispersão de Foc R4T através de frutos de bananeira.

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas

Na ausência de tecidos vivos do hospedeiro, o patógeno é capaz de sobreviver em forma de clamidósporos em restos de tecidos mortos e no solo. Nessas condições o fungo pode permanecer e sobreviver até por 30 anos (Stover, 1972). Foc pode ainda sobreviver como endofítico de maneira assintomática em ervas daninhas ou outras espécies não hospedeiras.

Condições edafoclimáticas ideais para o desenvolvimento

Com a exceção da raça 4 subtropical (R4S) que apenas afeta as variedades do tipo Cavendish em condições subtropicais, Foc tem causado prejuízo em todos os ambientes de cultivo da bananeira suscetíveis, seja regiões tropicais ou subtropicais. O micélio de Foc cresce no intervalo de temperaturas entre 9 °C e 38 °C com uma fase de crescimento ótima entre 23 °C e 27 °C (Pérez-Vicente et al., 2004).

Adaptabilidade: plasticidade

O fungo está adaptado a todas as regiões onde há o cultivo da bananeira.

Sintomas, sinais e danos

Não há diferenças nos sintomas que produzem as diferentes raças de Foc em banana. Portanto, as raças não podem diferenciar-se entre si com base nos sintomas que provocam. (Stover, 1962; Ploetz, 1990; Ploetz; Pegg, 2000).

A Murcha de Fusarium da bananeira pode apresentar dois tipos de sintomas externos: “síndrome” das folhas amarelas e “síndrome” das folhas verdes (Stover, 1962).

“Síndrome” de folha amarela: É o sintoma externo mais clássico e característico da doença. Caracteriza-se inicialmente pela aparição de um amarelecimento nas bordas das folhas mais velhas (este sintoma pode ser inicialmente confundido com a deficiência de potássio, especialmente em condições de seca ou frio). O amarelecimento de folhas progride das folhas mais velhas para as mais jovens. As folhas gradualmente colapsam no pecíolo ou mais frequentemente em direção à base da nervura central e se quebram, dando uma aparência de “guarda chuva fechado” com folhas mortas ao redor do pseudocaule (Figura 2A).

“Síndrome” de folha verde: Em contraste com a síndrome da folha amarela, em alguns clones e/ou condições as folhas das plantas afetadas permanecem predominantemente verdes até que os pecíolos se dobrassem e as folhas colapsam.

De modo geral, as folhas mais jovens são as últimas a mostrar sintomas e frequentemente permanecem anormalmente eretas. O crescimento não cessa em uma planta infectada e as folhas que emergem são usualmente de uma aparência mais pálida que a das plantas saudáveis. A lâmina da folha emergente pode estar marcadamente reduzida, enrugada e distorcida. No pseudocaule também podem se manifestar rachaduras longitudinais. Nos frutos não há evidências de sintomas.

Uma planta de banana suscetível quando afetada pela Fusariose da bananeira raramente se recupera. Entretanto, pode ocorrer um crescimento da planta por algum tempo e produzir-se muitos perfilhos antes que a planta mãe finalmente morra. Estes perfilhos, apesar de visivelmente saudáveis, estarão na sua maioria infectados por *Foc*.

Os sintomas internos se caracterizam por uma descoloração vascular que começa com o amarelecimento dos tecidos vasculares nas raízes e colmos, o qual progride para formar uma necrose contínua de coloração amarela escuro, avermelhada ou parda no pseudocaule, o que é muito característico da doença. Os sintomas nos feixes vasculares podem ser observados também nos pecíolos das folhas inferiores que normalmente mostram ama-

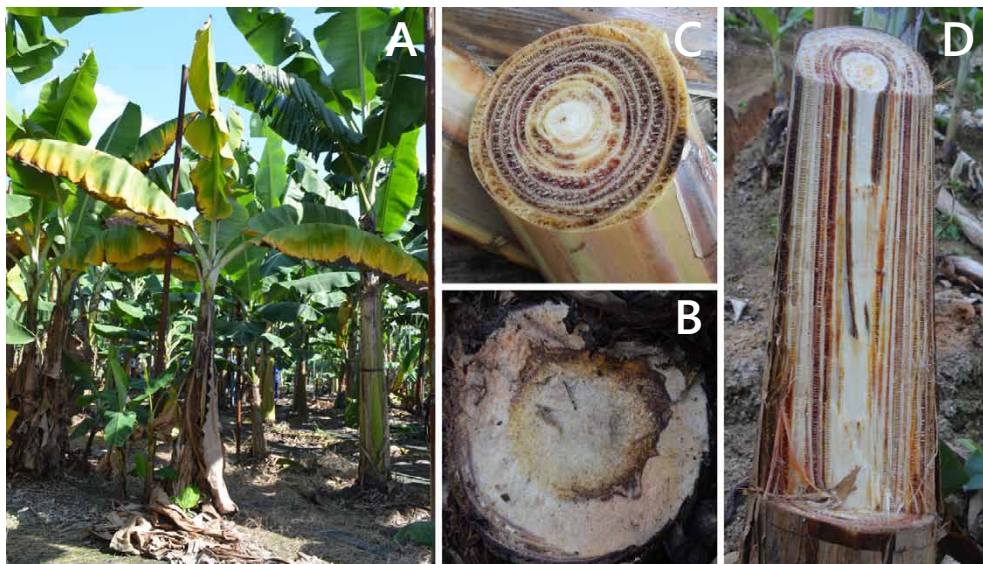


Figura 2. Sintomas da Murcha de *Fusarium* em bananeira. Sintomas externos (A). Sintomas no rizoma (B). Corte transversal mostrando sintomas internos no pseudocaule (C). Corte Longitudinal mostrando sintomas internos no pseudocaule (D).

Métodos de controle

Alguns fatores têm influência preponderante no desenvolvimento do Fusariose da bananeira. O fator mais importante é o grau de resistência/susceptibilidade do genótipo, clone ou variedade de *Musácea* presente na área. No Brasil, a maioria das variedades plantadas são consideradas altamente suscetíveis a Foc R4T. O segundo fator é a agressividade da raça do patógeno presente, que no caso de Foc R4T, se caracteriza por ser altamente agressiva. Finalmente, outros fatores como relacionados ao solo como pobre, drenagem, pH ácidos (abaixo de 5), teores de matéria orgânica baixos, são favoráveis ao desenvolvimento da doença. O uso de fontes nitrogenadas, nitratos versus amônia (a infecção é menor onde se utilizam nitratos), conteúdo de cálcio (em solos com altos teores de Ca a supressividade da doença é favorecida) também têm sido relacionados com o desenvolvimento da doença.

A medida mais eficiente no controle da doença é o uso de variedades resistentes. Todavia, não existe até o momento qualquer variedade resistente comercialmente aceitável. O controle químico não é efetivo e embora tenham sido realizados estudos com alternativas para o uso do controle biológico, atualmente não há nenhum agente de controle biológico efetivo para Foc R4T.

Em países onde a praga está presente, o manejo fitossanitário de Foc R4T tem sido implementado através de um protocolo similar ao utilizado para o manejo da murcha bacteriana ou Moko da bananeira. A estratégia de manejo implica na presença de pessoal dedicado à detecção precoce da doença, a implementação de medidas de quarentena e limitações de acesso às áreas, eliminação de plantas afetadas e vizinhas, desinfecção de calçados, maquinarias, delimitação de áreas. Estas medidas na sua maioria não têm sido eficientes para a contenção da doença. O abandono da área e ou a substituição por outras culturas é frequente.

O manejo de Foc R4T nas áreas afetadas passa pela redução do inóculo via eliminação das plantas infectadas e delimitação da área afetada. O uso de material de plantio certificado livre de Foc R4T é ponto chave. Nesse sentido, é aconselhável desenvolver antecipadamente capacidades para a produção de material de plantio certificado. Adicionalmente, práticas que aumentem

ou melhorem a atividade microbiológica na rizosfera e no solo devem ser implantadas para aumentar a supressividade do solo ao patógeno.

Métodos de produção de material propagativo

Sem dúvida o material propagativo, ou seja, as mudas, possuem um fundamental papel para evitar a propagação de pragas e doenças, influenciando diretamente a qualidade fitossanitária do bananal. É sabido que mudas de campo foram e continuam sendo a principal via de dispersão do patógeno a grandes distâncias e dentro do bananal. É imprescindível que o produtor e os órgãos envolvidos com o setor recomendem a utilização de mudas provenientes de micropropagação, que consiste no cultivo sob condições assépticas e controladas em laboratórios credenciados. Essas mudas, além da qualidade genética, devem estar certificadas e livres de pragas e doenças.

Processo pós-colheita/transformação primária

Não há necessidade de tratamento pós-colheita dos frutos especificamente para controlar Foc R4T. Contudo, o manejo de frutos em locais com presença de Foc R4T, deve seguir procedimentos de boas práticas agrícolas, garantindo a limpeza e tratamento de frutos. Adicionalmente, containers e veículos de transporte de frutos devem ser higienizados para evitar a dispersão do patógeno.

Condicionamento e transporte

Até o momento não existe uma diretriz técnica para movimento de materiais de banana específico para Foc, porém a Instrução Normativa nº 46, de 27 de dezembro de 2010, que está em vigor, exige que somente será permitido o trânsito de mudas de bananeira quando emitida a Permissão de Trânsito de Vegetais e uma Declaração Adicional do Certificado Fitossanitário de Origem ou Certificado Fitossanitário de Origem Consolidado que deverá constar da Permissão de Trânsito de Vegetais. De qualquer forma no Brasil existe a lei nº 9.065, de fevereiro de 1998

que diz na Seção III da Poluição e outros Crimes Ambientais no artigo 61 que: "Disseminar doença ou praga ou espécies que possam causar dano à agricultura, à pecuária, à fauna, à flora ou aos ecossistemas:

- **Pena** - reclusão, de um a quatro anos, e multa.

Vias de ingresso

As vias de ingresso da praga no comércio são:

- Material de plantio.
- Partes de plantas não destinadas ao plantio.
- Partes de plantas utilizadas como embalagem.
- Solo e substratos.
- Solo aderido a produtos vegetais, maquinaria, containers, ferramentas agrícolas, calçado, roupas, pneus de equipamentos de uso agrícola e transporte, etc.

Nota. A principal forma de dispersão internacional de Foc, incluindo a história mais recente de Foc R4T, é através do movimento de material de plantio assintomático, porém já afetados. A outra via importante de dispersão do patógeno é o solo que se mobiliza com plantas de viveiro ou em produtos vegetais, maquinaria, containers, ferramentas agrícolas, calçado, roupas, animais entre outros.

Inspeção e detecção

Nos potenciais pontos de entrada (pontos fronteiriços, portos, aeroportos) a inspeção deve ser orientada para a detecção das vias de disseminação da praga (principalmente plantas hospedeiras ou partes das mesmas, vivas ou mortas, solo e substratos). Plantas hospedeiras, com ou sem sintomas procedentes de áreas com a presença de Foc R4T, supõem uma probabilidade muito alta de presença da praga, portanto, deverão ser tomadas medidas de segurança para sua manipulação, tanto das plantas como dos recipientes que as contêm, incluindo a embalagem.

Amostras de solo e partes de plantas interceptadas poderão ser enviadas a laboratórios credenciados ou autorizados para o diagnóstico de Foc R4T, sob medidas de segurança apropriadas. A partir dessas amostras, poderão realizar-se isolamentos e comprovações morfológicas para determinar se a espécie pertence ao complexo de *Fusarium oxysporum*. Uma vez comprovado, serão submetidas a diagnóstico molecular por PCR para determinar a presença de Foc R4T. O diagnóstico direto utilizando PCR é uma opção a ser considerada dependendo da natureza da amostra e as capacidades de laboratório existentes.

Situação regulatória no mundo

Foc R4T é considerado praga quarentenária ausente nos seguintes países: Brasil, Colômbia, Equador, Honduras, Panamá, Costa Rica, Nicarágua, México, Republica Dominicana, Cuba, Porto Rico e Peru.

Antecedentes de intercepções

Não há antecedentes de intercepções no Brasil.

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

Uma vez introduzida a praga, a dispersão da mesma para novos locais pode ocorrer pelo movimento de material vegetal, solo e água (ver tipos de dispersão). Entre países, a dispersão de onde a praga está presente para lugares livres ocorre pelo transporte (aéreo, terrestre e fluvial). É importante ressaltar o risco de transporte da praga em material de propagação, pois historicamente esta tem sido a principal via de dispersão de Foc.

Potenciais consequências econômicas para o Brasil

A raça 4 Tropical tem causado severos prejuízos nos países onde está presente:

- **Taiwan:** Em 1967 se identificou a doença em plantações de Cavendish, que se atribuiu à raça 4 subtropical. Esta se dispersou rapidamente e o

número de plantas afetadas aumentou de 1 a 5.536 em três anos. Em 1976, estavam afetadas 1200 ha que representam aproximadamente 500.000 plantas de banana (Hwang; Ko, 2004). Em 1989 se determinou que as populações mais frequentes nas epidemias pertenciam ao grupo de compatibilidade 01213, confirmando assim a presença da R4T (Molina, 2009). Produto do impacto de Foc R4T e dos tufões, o sistema de cultivo mudou de plantações permanentes a plantações anuais de alta densidade de plantas por unidade de superfície. Nos anos 60 o país exportava 60 mil caixas de 12 kg. Na atualidade o país não exporta mais de 6 mil caixas anuais. O aumento dos custos de mão de obra devido e o impacto de Foc R4, bem como a concorrência externa têm contribuído para este cenário. Os prejuízos totais devido a Foc R4T em Taiwan são estimados em mais de 250 milhões de dólares americanos.

- **Malásia Peninsular:** Foc R4T foi detectada em 1992 em Cavendish em uma fazenda de 392 ha. Quatro anos depois se havia dispersado para 30% das plantas (Meng et al., 2001). O progresso da doença, dois anos depois, em 2003, alcançou as 50 plantas/ha/mês.
- **Indonésia:** No início dos anos 90, foram estabelecidos plantios de bananeira Cavendish na Indonésia e Malásia. O objetivo era abastecer os crescentes mercados do leste da Ásia e do Oriente Médio. Em apenas dois anos depois de seu estabelecimento, estas propriedades foram destruídas severamente por Foc R4T. Calcula-se que mais de 8 milhões de plantas foram destruídas por ano, motivo pelo qual se abandonaram as plantações (Nasdir, 2003).
- **Austrália:** Foc R4T foi identificada no norte da Austrália em 1997 limitando a exploração comercial do cultivo (Molina, 2009). Em 2014 a doença é classificada como endêmica nessa localidade. Em março e abril de 2015, Foc R4T é relatada em Queensland com surtos independentes em duas propriedades diferentes. Conhecedores do impacto potencial de R4T, as autoridades implementaram um agressivo plano de contingência e biossegurança com investimento, até o momento, de mais de um milhão de dólares (ABGC, 2015).
- **China:** Há evidências de que a doença estava presente desde 1996 em Panyu, província de Guandong. Em 1998 se estimou que

14 hectares estivessem afetados, cifra que aumentou para 40 mil hectares em 2010. Além da cultivar Cavendish, Foc R4T também atacou seriamente as plantações da popular variedade local 'Fenjiao' (ABB, subgrupo Pisang awak). A doença se dispersou rapidamente a outras províncias. Acredita-se que a dispersão através da água do rio Pearl tenha influenciado fortemente a velocidade de disseminação da doença.

- **Filipinas:** Em 2008 se confirmou a presença de Foc R4T. A incidência de Foc R4T nas propriedades monitoradas aumentou de 700 casos em 2005 para 15.000 casos em 2007 (Molina et al., 2008).
- **Moçambique:** Após a confirmação oficial da presença de R4T em 2013, nenhuma publicação oficial sobre o impacto da doença tem sido constatada. Comunicações em congressos científicos destacam que a doença tem se disseminado rapidamente e que as estratégias de erradicação-contenção não foram eficientes. Em 2016 se estimou a destruição de mais de 1 milhão de plantas por Foc R4T, com um prejuízo de mais de 30 milhões de dólares americanos.
- **Omã, Paquistão, Líbano:** Os relatos nesses países são relativamente recentes e até o momento não há dados conclusivos sobre o impacto da doença nessas localidades.

Com o relato dos prejuízos causados por R4T em outros países e considerando que as variedades que respondem por mais de 90% da produção de bananas do no Brasil (Nanica, Prata e Maçã), são suscetíveis a esta raça, fica evidente o potencial de dano para o Brasil. O surgimento do Foc R4T tornou a Fusariose da bananeira como a maior ameaça da bananicultura mundial. Apesar desta raça não ter sido ainda relatada nas Américas, existe o risco iminente de sua introdução, e prova disso são os relatos de surtos recentes de R4T no Moçambique, Vietnam, Laos, Myanmar e Índia. Bananas e plátanos são essenciais para o bem-estar nutricional e econômico de milhões de pessoas em todo o mundo, e no Brasil não é diferente. Dos mais de seis milhões de toneladas de banana produzidas anualmente no Brasil, grande parte é destinada ao consumo interno, sendo esta a fruta mais consumida pelos brasileiros. Adicionalmente, no Brasil a produção de banana é maiormente sustentada pela agricultura familiar, que

em sua grande maioria pode não ter a capacidade necessária para enfrentar uma doença desta natureza.

A introdução de Foc R4T ao Brasil pode significar severas epidemias, diminuição da oferta de fruta, diminuição de empregos, aumento de preços, mudança no uso da terra, causando impactos socioeconômicos incalculáveis na sociedade brasileira.

Referências

- CABI. ***Fusarium oxysporum f.sp. cubense***. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 03 ago. 2018.
- CHITTARATH, K.; MOSTERT, D.; CREW, K.S.; VILJOEN, A.; KONG, G.; MOLINA, A. B.; THOMAS, J. E. First report of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* tropical race 4 (VCG 01213/16) associated with Cavendish bananas in Laos. **Plant Disease**, v. 102, n. 2, p. 449, 2018.
- DITA, M.; BARQUERO, M.; HECK, D.; MIZUBUTI, E. S. G.; STAVER, C. P. Fusarium Wilt of Banana: Current Knowledge on Epidemiology and Research Needs Toward Sustainable Disease Management. *Frontiers in Plant Science*, v. 9, p. 1468, 2018. Disponível em: <<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6202804/>>. Acesso em: 14 dez. 2018.
- DAMODARAN, T.; RAJAN, S.; MISHRA, K.; JHA, S. AHMAD, I.; GOPAL, R. First Report of Fusarium wilt in banana caused by *Fusarium oxysporum* f.sp. *cubense* Tropical Race 4 in India. **Plant Disease**, 2019. Disponível em: <<https://apsjournals.apsnet.org/doi/full/10.1094/PDIS-07-18-1263-PDN>>. Acesso em: 14 dez. 2018.
- HENNESSY, C.; WALDUCK, G.; DALY, A.; PADOVAN, A. Weed hosts of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* tropical race 4 in northern Australia. **Australasian Plant Pathology**, v. 34, p. 115-117, 2005.
- HUNG, T. N.; JUNG, N. Q.; MOSTERT, D.; VILJOEN, A.; CHAO, C. P.; MOLINA, A. B. First report of *Fusarium* wilt of Cavendish bananas, caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* tropical race 4 (VCG 01213/16), in Vietnam. **Plant Disease**, v. 102, n. 2, 2018.
- HWANG, S. C.; KO, W. H. Cavendish banana cultivars resistant to *Fusarium* wilt acquired through somaclonal variation in Taiwan. **Plant Disease**, v. 88, p. 580-588, 2004.

IPPC. **New banana disease found in Mozambique (*Fusarium oxysporum* f.sp. *cubense* Tropical Race 4)**. Report Number MOZ-03/2, 2013. Disponível em: <<https://www.ippc.int/en/countries/mozambique/pestreports/2013/09/new-banana-disease-found-in-mozambique-fusarium-oxysporum-fspcubense-tropical-race-4/>>. Acesso em: 14 dez. 2018.

LI, C. Y.; YI, G. J.; CHEN, S.; SUN, Q. M.; ZUO, C. W.; HUANG, B. Z.; WEI, Y. R.; HUANG, Y. H.; WU, Y. L.; XU, L. B.; HU, C. H. Studies on some of the early events in the *Fusarium oxysporum*-*Musa* interaction. **Acta Horticulture**, v. 897, p. 305-312, 2011.

MAYMON, M.; SHPATZ, U.; HAREL, Y. M.; LEVY, E.; ELKIND, G.; TEVEROVSKY, E.; GOFMAN, R.; HABERMAN, A.; ZEMORSKI, R.; EZRA N.; LEVI, Y.; OR, G.; GALPAZ, N.; ISRAELI, Y.; FREEMAN, S. First report of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* tropical race 4 causing Fusarium wilt of Cavendish bananas in Israel. **Plant Disease** (Notes), v. 102, n. 12, p. 2655, 2018.

MENG, L. Y.; LENG, T.; PIN, O. K. Fusarium wilt of Cavendish banana and its control in Malaysia. In: MOLINA, A. B.; NIK MASDEK, N. H.; LIEW, K. W. (Ed.). *Banana Fusarium wilt management: towards sustainable cultivation*. Laguna, PH: INIBAP, 2001. p. 252-259.

MOLINA, A.; FABREGAR, E.; SINOHIN, V. G.; HERRADURA, L.; FOURIE, G.; VILJOEN, A. Confirmation of tropical race 4 of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*, infecting Cavendish bananas in the Philippines. In: CENTENNIAL MEETING OF THE AMERICAN PHYTOPATHOLOGICAL SOCIETY, 2008, Minnesota.. **Abstract...** Minnesota: 2008.

MOLINA, A. B. Estado de la incidencia en Asia del marchitamiento por Raza 4 tropical de *Fusarium* en el cultivo del banano. In: REUNIÓN DE GRUPOS DE INTERÉS SOBRE LOS RIESGOS DE LA RAZA 4 TROPICAL DE *FUSARIUM*, BBTV Y OTRAS PLAGAS DE MUSÁCEAS, 2009, San Salvador. **Resúmenes...** San Salvador, El Salvador: OIRSA, 2009). 71 p.

NASDIR, N.. *Fusarium* wilt race 4 in Indonesia. Research Institute for Fruits west. Sumatra, Indonesia. In: INTERNATIONAL SYMPOSIUM ON *FUSARIUM* WILT ON BANANA, 2., 2003, Salvador. Abstracts of Papers... Salvador, BA: Promusa-Inibap/ Embrapa, 2003.

NURHADI, M.; HARLION R. The disease incidence of bacterial and *Fusarium* wilt disease in Lampung province. **Info Hortik**, v. 2, n. 1, p. 35-37, 1994.

O'NEILL, W. T.; HENDERSON, J.; PATTEMORE, J. A.; O'DWYER, C.; PERRY, S.; BEASLEY, D. R. **Detection of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* tropical race 4 strain in northern Queensland**. Australasian Plant Disease Notes, v. 11, p. 33, 2016. Disponível em: <<https://link.springer.com/article/10.1007/s13314-016-0218-1#citeas>>. Acesso em: 14 dez. 2018.

ORDOÑEZ, N.; GARCÍA-BASTIDAS, F.; LAGHARI, H. B.; AKKARY, M. Y.; HARFOUCHE, E. N.; AL AWAR, B. N.; KEMA, G. H. J. First report of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ubense* tropical race 4 causing Panama disease in Cavendish bananas in Pakistan and Lebanon. **Plant Disease**, v. 100, p. 209, 2015.

PEGG, K. G.; MOORE, N. Y.; BENTLEY, S. *Fusarium* wilt of banana in Australia: a review. **Australian Journal of Agricultural Research**, v. 47, p. 637-650, 1996.

PÉREZ-VICENTE, L. *Fusarium* wilt (Panama disease) of bananas: an updating review of the current knowledge on the disease and its causal agent. In: REUNIÓN INTERNACIONAL ACORBAT, 16., 2004, Oaxaca, Mexico. **Memorias...** Oaxaca, Mexico: 2004. p. 1-14.

PIN, O. K. *Fusarium* wilt of Cavendish banana in a commercial farm in Malaysia. In: FRISON, E. A.; HORRY, J.; DE WAELE, D. (Ed.). **New Frontiers in Resistance Breeding for Nematode, Fusarium and Sigatoka, Kuala Lumpur (MYS), 1995/10/2-5**. Montpellier, FRA: INIBAP, 1996. p. 211-217.

PLOETZ, R. C. **Fusarium Wilt of Banana**. Minnesota, US: APS, 1990. 139 p.

PLOETZ, R. C.; PEGG, K. G. *Fusarium* wilt. In: JONES, D. R. (Ed.) **Diseases of Banana, Abaca and Enset**. Wallingford, UK: CABI, 2000. p. 143-159.

PROMUSA. **Tropical race 4**. 2018. Disponível em: < <http://www.promusa.org/Tropical+race+4+-+TR4/>>. Acesso em: 14 dez. 2018.

QI, P. Status report of banana *Fusarium* wilt disease in china. In: MOLINA, A. B., NIK MASDEK, N. H.; LIEW, K. W. (Ed.). **Proceedings of International Workshop on the Banana Fusarium Wilt Disease, Genting Highlands Resort, 1999/10/18-20. Banana Fusarium wilt management: Towards sustainable cultivation**. Los Banos, Philippines: INIBAP, 2001. p. 119-120.

QI, Y. X.; ZHANG, X.; PU, J. J.; XIE, Y. X.; ZHANG, H. Q.; HUANG, S. L. Race 4 identification of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ubense* from Cavendish cultivars in Hainan province, China. **Australasian Plant Disease Notes**, v. 3, n.1, p. 46-47, 2008.

STOVER, R. H. **Fusarium wilt (Panama disease) of bananas and other Musa species**. Kew, UK: Commonwealth Mycological Institute, 1962. 177 p.

STOVER, R. H. **Banana, plantain and abaca diseases**. Kew, UK: Commonwealth Mycological Institute, 1972. 316 p.

SU, H. J.; HWANG, S. C.; KO, W. H. *Fusarium* wilt of Cavendish bananas in Taiwan. **Plant Disease**, v.70, p. 814-818, 1986.

WARDLAW, C. W. **Banana diseases: including Plantain and Abaca**. London, UK. Longman, 1972. 878 p.

Capítulo 17

Moniliophthora roreri (Cif & Par.) (Agaricales: Marasmiaceae)

KARINA PERES GRAMACHO, PAULO ALBUQUERQUE, CLEBER BASTOS NOVAIS,
UIILSON VANDERLEI LOPES, CATARINA C. MATTOS SOBRINHO

Identificação da praga:

Nome científico:

- *Moniliophthora roreri* (Cif & Par.) Evans et al. (1978).

Posição taxonômica:

- **Domínio:** Eukaryota.
- **Reino:** Fungi.
- **Filo:** Basidiomycota.
- **Subfilo:** Agaricomycotina.
- **Classe:** Agaricomycetes.
- **Subclases:** Agaricomycetidae.
- **Ordem:** Agaricales.
- **Família:** Marasmiaceae.

- **Gênero:** *Moniliophthora*.
- **Espécie:** *Moniliophthora roreri*.

Sinonímias:

- *Monilia roreri* Ciferri.

Nomes vulgares em diferentes idiomas:

Em português a doença é conhecida como: Monilíase do cacau, ou erroneamente como podridão aquosa. Em inglês também é conhecida como monilia pod rot; pod rot of cocoa; Quevedo disease; watery pod rot of cocoa; em Espanhol: aguado del cacao; helada; mancha ceniza; moniliasis del cacao; podredumbre acuosa de la capsula del cacao, e em Francês: moniliose du cacaoyer; pourriture aqueuse de la cabosse du cacaoyer.

Hospedeiros

Moniliophthora roreri é patogênico as espécies dos gêneros *Theobroma* e *Herrania*. As espécies de importância econômica são o cacau (*Theobroma cacao* L.) e o cupuaçuzeiro [*Theobroma grandiflorum* (Willd. ex Spreng.) Schum]. As espécies silvestres presentes na Amazônia Brasileira são: *Theobroma bicolor* Humb & Bonpl (mocambo ou cacau do Peru); *Theobroma subincanum* Mart (cupuí); *Theobroma speciosum* Willd. ex Spreng (cacauí); *Theobroma obovatum* Klotzsch ex Bernoulli (cacau cabeça-de-urubu ou simplesmente cabeça-de-urubu), e *Herrania* spp. (cacau-jacaré ou cacau-de-morcego).

Distribuição geográfica da praga

A monilíase é limitada as Américas do Norte (México), do Sul, Central (Evans, 2016) e Caribe (Johnson et al., 2017). O primeiro relato da doença foi no Equador em 1917 (Desrosiers et al., 1974). Depois disto, a doença foi relatada oficialmente na Colômbia (1940), Venezuela (1941), Panamá (1949), Honduras (1977), Costa Rica (1978), Nicarágua (1980), Perú (1988), México (2005) e Belize (2006) (Phillips-Mora et al., 2006a, 2006b; Evans, 2016), Bolívia em 2012 (Phillips-Mora et al., 2015) e na Jamaica, em agosto de 2016 (Johnson et al., 2017) (Figura 1).

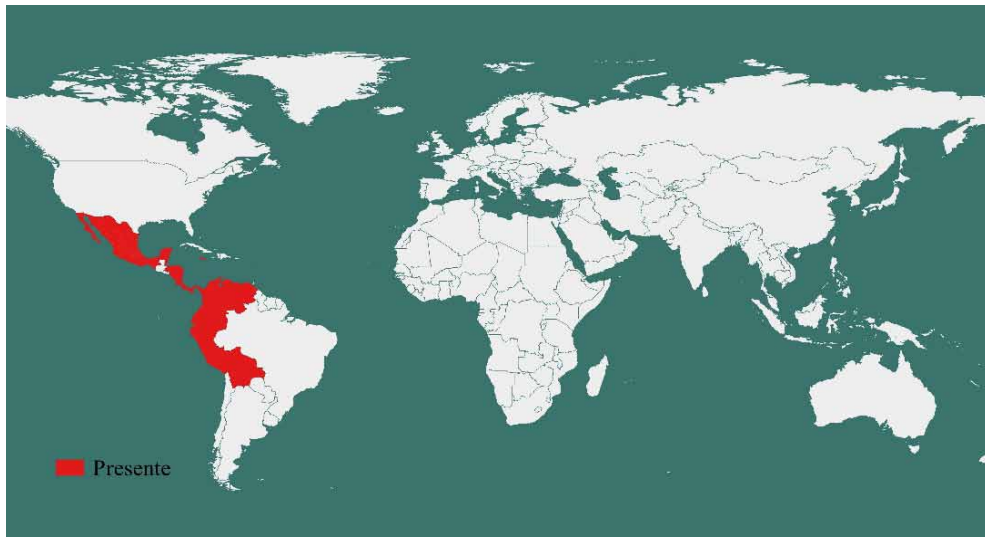


Foto: Marcelo Negrini

Figura 1. Distribuição geográfica de *Moniliophthora roreri*.

Biologia da praga

O fungo é hemibiotrófico e os esporos, únicos propágulos infectivos do patógeno, infectam somente os frutos. Não há formação de basidiomas. A hifa é hialina, septada sem grampo de conexão, e septo do tipo doliporo. Em meio de cultura, geralmente, apresenta uma massa micelial esbranquiçada na periferia e marrom claro ou marrom escuro no centro da colônia (Figura 2A-B) com produção massal de esporos que são formados em cadeias de forma basípeta, ou seja, só os esporos maduros (situados no seu extremo) são liberados (Evans, 2016). Segundo Evans et al. (2013), baseando-se em estudos citológicos, os esporos de *M. roreri* resultam de reprodução sexual (meiosporos). Mas, estudos realizados por Días-Valderrama e Aime (2016), baseados na esporogênese, condição nuclear da hifa e esporos e citologia, suportam a hipótese de que os esporos são de fato resultado de reprodução assexual (mitospóricos). Frente a evidência dos dois modos de reprodução, neste capítulo usaremos o termo esporos.

Os esporos são na sua maioria globosos ($6.5-8 \mu\text{m} \times 15-25 \mu\text{m}$), mas podem ser elipsoides ($8-20 \mu\text{m} \times 5-14 \mu\text{m}$) com parede grossa ($1-2 \mu\text{m}$)

(Figura 2 C-D) (Evans et al., 1978; Ram et al., 2004), que devido ao peso podem atingir, respectivamente até 60 e 100 m de altitude e ficar suspensos por cerca de quatro dias na atmosfera (Sgrillo, 2010). Possuem alta viabilidade quando secos, são altamente resistentes à luz ultravioleta, resistem a um longo tempo de estocagem (até 270 dias) e, embora, a temperatura ótima para germinação seja de 24 °C a 26 °C, a germinação também ocorre de 10 °C a 40 °C (RAM, 1989).

Ciclo biológico da praga

O ciclo de vida começa com a disseminação dos esporos pelo vento, que penetram o fruto diretamente através da epiderme ou via estômatos. Ao penetrar no fruto, o fungo se desenvolve de forma intercelular (fase biotrófica) nas células do parênquima, e, após um longo período de incubação (3-8 semanas), que depende da idade do fruto afetado, são visualizados os primeiros sintomas (Evans, 2016). A duração do ciclo depende das condições locais e da suscetibilidade do hospedeiro, variando de 60 ± 5 dias em clones suscetíveis e 73 ± 8 dias em clones resistentes. Os frutos doentes permanecem nos troncos das árvores, enrugando-se e secando com o tempo, ficando necróticos e mumificados, e também, cobertos, parcialmente, com o pseudoestroma endurecido do fungo, onde os esporos são formados. O patógeno em fruto mumificado pode permanecer viável por até um ano ou mais (Ram, 1989; Ram et al., 2004). Frutos mumificados que permanecem nas árvores de uma estação para outra têm papel importante como fonte de inóculo inicial da doença. Correntes de ar, liberam os esporos que encontrarão novos frutos sadios reiniciando um novo ciclo da doença.

Sintomas, sinais e danos

Os sintomas observados dependem da idade do fruto no momento da infecção, e variam com a idade do fruto, quantidade de inóculo, condições

climáticas locais e suscetibilidade do hospedeiro (Arévalo et al., 2004). Os frutos de até os 90 dias de idade são os mais suscetíveis, porém a suscetibilidade decresce com a idade do fruto. Isto é, quanto mais maduro o fruto, mais a enfermidade progride lentamente. Frutos muito jovens (bilros) tornam-se intumescidos e distorcidos cerca de 30 – 45 dias após a infecção (Evans, 1981). No início podem ser observadas protuberâncias (Figura 2E) que progridem a manchas de coloração chocolate ou marrom escuro (Figura 2F), rodeadas ou não por uma zona amarelada, um sinal de amadurecimento precoce. A doença também pode provocar pequenas lesões circulares que se desenvolvem para manchas chocolates, e mais tarde tornam-se marrons escuras (necróticas) que crescem gradualmente por toda a superfície dos frutos (Evans, 1981). Nesta fase, os sintomas são parecidos com os da vassoura-de-bruxa do cacauieiro, no entanto, a monilíase não provoca frutos do tipo “morango” ou “cenoura”, formados pela infecção das almofadas florais. Frutos maiores apresentam amadurecimento prematuro, parcial ou total. A necrose se espalha no interior do fruto, especialmente, no endocarpo e na “placenta”, e a massa de sementes não se separa do endocarpo, sendo que, a superfície do fruto permanece firme.

Após o aparecimento da mancha necrótica na superfície do fruto, em torno de 5 a 7 dias, desenvolve-se um crescimento micelial de coloração branco a creme sobre os tecidos infectados (pseudostroma) (Figura 2F) que vai mudando gradualmente de coloração para cinza e marrom (Figura 2G) consistindo dos esporos do fungo. Esta grande quantidade de esporos que se forma sobre as lesões é um dos principais sinais da monilíase que a diferencia dos frutos atacados pela vassoura-de-bruxa. Internamente, as amêndoas apresentam-se frequentemente aderidas umas às outras e à parede interna dos frutos, sendo muitas vezes difíceis de serem removidas. Tais frutos são normalmente mais pesados que os sadios. Uma vez infectado, o fruto torna-se imprestável para o consumo.

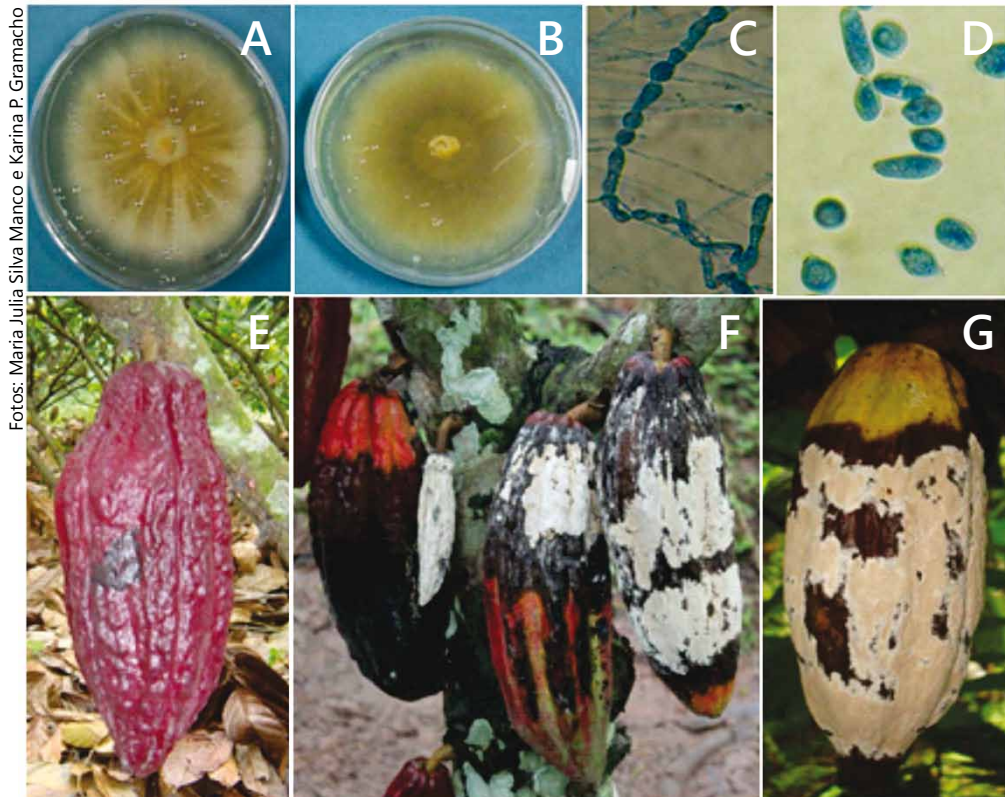


Figura 2. *Moniliophthora roreri* em meio de cultura (A-B) mostrando variação morfológica, formação de esporos basipetal (C), e esporos globosos e elipsoides (D). Frutos com inchamentos (seta) e lesão necrótica (cabeça de seta) (E), com sinais do patógeno na cor branca (F) e na cor creme (G), e que consistem de esporos. Acervo CEPLAC/CEPEC/FITOMOL. Barra = 5µm.

Epidemiologia

A doença tem sido relatada em regiões que apresentam altitude que variam de 0 m – 1.520 m, precipitação anual de 780 mm – 5.500 mm, e temperatura de 18 °C – 28 °C (Phillips-Mora, 2006). A praga apresenta um mecanismo de dispersão bastante eficiente, produzindo até 44 milhões de esporos/cm² e até 7 bilhões de esporos em um fruto maduro (Figura 3A) (Ram, 2004). O potencial de produção de inóculo em um hectare com 600 plantas,

considerando que haveriam 20 frutos doentes/planta, seriam de 3.500.000.000.000 esporos/ha/h. A taxa de emissão de esporos a 10 m de altitude considerando que apenas 1% destes esporos fossem disseminados na corrente área, seria de 35.000.000.000 esporos/ha/h (Sgrillo, 2010).

Os esporos, únicos propágulos infectivos, são dispersos das lesões esporulantes para outras plantas a uma distância que varia de 375 m (Merchán, 1981), 1 Km (Evans, 1981), e a 750 km (Sgrillo, 2010) principalmente pelo vento até a superfície de outros frutos situados nas copas das árvores e outras partes da planta de forma descendente. A doença ainda pode ser disseminada pela chuva e em menor proporção pelos insetos ou mamíferos. A dispersão a grandes distâncias entre regiões e/ou países ocorre por intervenção humana principalmente pelo transporte de frutos infectados ou infestados (Orea et al., 2017). Temperaturas médias de 22 °C a 30 °C, umidade relativa do ar acima de 80% , e agua livre no fruto favorecem a germinação e penetração dos esporos (Evans, 1981; Orea et al., 2017).

Simulações realizadas por Sgrillo (2010), considerando a morfometria dos esporos, indicaram que esporos globosos (menores) podem ser deslocados a 780 km de distância a uma altitude de mais de 100 m, levando cerca de quatro dias neste deslocamento. Por outro lado, os esporos elipsóides podem se deslocar na atmosfera até 4 km de distância, atingindo uma altitude de 10 m. Estes podem alcançar copas das árvores, tronco (Figura 3B), folhas no chão (Figura 3C), e epífitas, constituindo-se importantes fontes de inóculo de *M. roreri*. Estes ainda podem ficar alojados nas almofadas florais do cacauieiro, que servem como repositório e câmara úmida para o patógeno (Ram et al., 2004).

Estes esporos, por sua vez, sobrevivem por até nove meses sob condições bastante adversas (Ram, 1989). A liberação e disseminação dos esporos são favorecidas por tempo quente e seco (baixa umidade relativa; 71% – 74% e temperatura acima de 26 °C). As maiores concentrações de esporos na atmosfera ocorrem entre 10h e 15h. Nos dias ensolarados e secos, os esporos ficam na atmosfera e sedimentam na superfície das copas das plantas durante a noite.

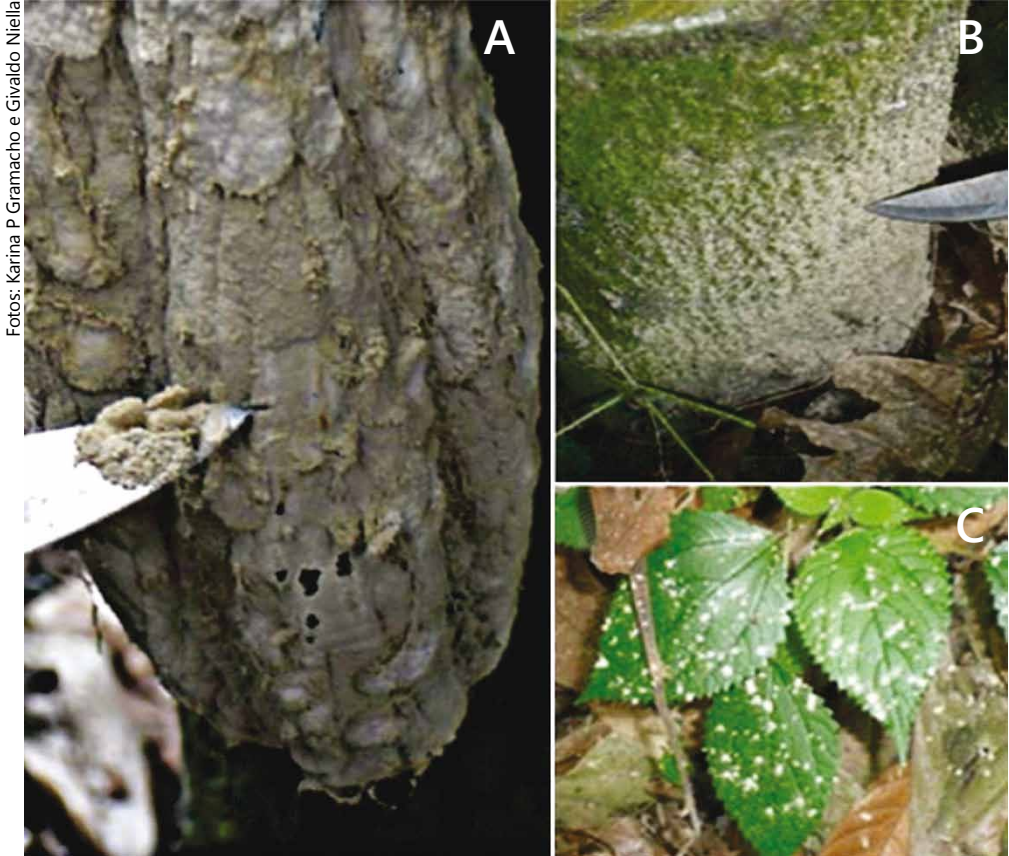


Figura 3. Fontes de inóculo de *Moniliophthora roreri*. A. Fruto coberto por crescimento micelial e uma massa pulverulenta constituída pelos esporos do fungo; 1 cm² /fruto produz 44 milhões de esporos. B e C. Deposição de esporos secos de *M. roreri* dispersados de forma descendente; B. tronco com líquens coberto com esporos, e C. Folhas próximos ao chão com depósitos de esporos.

Acervo Ceplac.

Métodos de controle

A monilíase é controlada aplicando-se o manejo integrado. As medidas gerais de controle envolvem os controles culturais através da remoção de frutos infectados antes da esporulação, deixando-os sobre o solo; drenagem do solo a fim de reduzir a umidade na área; redução no sombreamento, controle de ervas daninhas; poda de rebaixamento das copas dos

cacaueiros visando facilitar a remoção de frutos infectados (Galindo, 1987); o controle químico através da aplicação dos fungicidas: chlorothalonil, que além de reduzir a incidência da doença aumenta a produtividade (Cronshaw, 1979) e do óxido cuproso, ou ainda da associação de ambos (Ram, 1989). Alia-se a estes o controle biológico. Mas, estes controles devem ser sempre associados ao controle genético. O uso de variedades resistentes tem sido o principal foco dos programas de pesquisa onde a doença ocorre há mais tempo, em especial no Equador (Capello, 1996), Costa Rica (Philips, 1996) e Colômbia.

Medidas preventivas, incluindo-se barreiras fitossanitárias, quarentena de germoplasma, e, de acordo com Lopes et al. (2007), o estabelecimento de populações resistentes no país e o melhoramento preventivo são as formas mais prudentes para evitar impacto da doença. Genótipos resistentes à monilíase têm sido identificados e usados na geração de variedades em países onde a doença ocorre. Entretanto, somente há três anos, germoplasma resistente à monilíase no Equador e na Costa Rica foram introduzidos no Brasil. Após dois anos de quarentena, tais fontes de resistência foram transferidas para o Centro de Pesquisas do Cacau (CEPEC/CEPLAC), em Ilhéus, Bahia, onde no momento encontram-se sendo multiplicadas em plantas jovens para preservação e em plantas adultas (enxertia de copa) para acelerar a produção de flores (pólen) a serem usadas na formação de populações-base para o programa de melhoramento genético da CEPLAC/CEPEC.

O programa de melhoramento preventivo concebido no CEPEC prevê as seguintes ações:

- a) introdução de fontes de resistência;
- b) envolvimento destas fontes de resistência na formação de grandes populações-base visando aumentar as chances de encontrar recombinantes tendo os vários caracteres de interesse, inclusive resistência à monilíase, para serem testados como clones e/ou avançar gerações;
- c) seleção recorrente, auxiliado por testes onde a doença existe ou por marcadores moleculares associados aos genes de resistência; e d) teste em larga escala, em fazendas privadas, de clones com alto potencial produtivo e resistência.

Vias de ingresso

A principal via de ingresso de *M. royeri* é o transporte do fruto e sementes de cacau e cupuaçu contaminados. Mas, alerta-se que a praga pode ser dispersada pelo transporte de qualquer material vegetativo de plantas hospedeiras ou não hospedeiras, artigos regulamentados, como sacarias e embalagens de acondicionamento de produtos vegetais que foram infestados com esporos provenientes de países onde a doença ocorre. Essas infestações têm importância epidemiológica, pois permitem a sobrevivência do fungo em material diverso. Por exemplo, sementes de pupunha [*Bactris gasipaes* (Kunth)], embora não hospedeira da praga, ao serem importadas do Peru para plantio no Brasil, podem ter sido infestadas com esporos do fungo, os quais podem aderir aos vários tecidos e permanecer viáveis durante meses (Sobrinho, 2012). Considerando o risco, o Ministério de Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA emitiu a Instrução Normativa nº 26, registrada no Diário Oficial de 22 de abril de 2002, regulamentando a importação de sementes beneficiadas de pupunha produzidas na República do Peru. Portanto, os esporos podem infestar veículos, material vegetativo e embalagens, sacarias, roupas, sapatos, e outros objetos, sendo viáveis em condições adversas até um período de nove meses. Os esporos podem também sobreviver em pedaços de tecidos ou sobre o corpo humano. Portanto, depois de visitar uma área de ocorrência da praga, deve-se descartar ou lavar as roupas usadas e evitar visitar áreas livres por alguns dias (Phillips-Mora, 2014).

Inspeção e detecção

As inspeções, como de rotina, devem ser realizadas nos portos, aeroportos, rodoviárias, e postos de controles nas rodovias e fronteiras visando a detecção de material suspeito especialmente quando a bagagem tem como origem as regiões onde a monilíase ocorre (Phillips-Mora, 2014). Preventivamente, rotas de risco são identificadas relativas ao trânsito de produtos de cacauzeiros e cupuaçuzeiros. Levantamentos fitossanitários de detecção da praga devem ser realizados uma vez por ano, na época da frutificação do cacauzeiro e cupuaçuzeiro, na faixa de fronteira e nas áreas com cultivos comerciais e não comerciais, de acordo com a classificação de risco da praga, nos estados produtores e fronteiriços.

Situação regulatória no mundo

As diretrizes técnicas para a evitar o risco de introdução da monilíase foram descritas por Phillips-Mora (2014). O autor alerta que o homem é responsável pela dispersão da monilíase a significativas distâncias e infecções ocultas podem ter um papel muito importante na disseminação da doença para novas áreas. Por este motivo, os maiores esforços de defesa fitossanitária e de quarentena devem se concentrar em evitar a circulação de frutos de cacau produzidos em países ou áreas de ocorrência da praga para outras localidades livres da doença. Alerta-se para o fato de que uma possível introdução da doença na Amazônia brasileira, aumentaria o risco de disseminação da doença para outras regiões do Brasil.

Antecedentes de intercepções

Não há relato de intercepção desta praga no Brasil.

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

A entrada e disseminação da monilíase no Brasil ocorrerá nas áreas onde os seus hospedeiros preferenciais, o cacauzeiro e o cupuaçuzeiro, são cultivados ou em locais de ocorrência de hospedeiros silvestres como *T. obovatum*, *T. speciosum*, *T. bicolor* entre outros. Na Amazônia brasileira, região de centro de origem de diferentes espécies do gênero *Theobroma* e centro de grande diversidade do cacauzeiro, com inúmeras populações naturais destas espécies dispersadas em todo seu território, apresenta-se como a principal rota de entrada desta praga no País, principalmente se considerarmos os focos de monilíase nas regiões de fronteira dos países vizinhos do Brasil. Dentre os pontos de fronteiras mais vulneráveis estão as do Brasil com o Peru, nas regiões dos municípios acreanos de Assis Brasil (onde se localiza a rodovia do Pacífico, principal rota de comércio e turismo com o Peru), Santa Rosa e Cruzeiro do Sul. Na fronteira do Brasil com a Colômbia no município amazonense de Tabatinga, que também faz fronteira com o Peru. Na fronteira do Brasil com a Venezuela, pelo município de Pacaraima em Roraima e na fronteira do Brasil com a Bolívia, em especial o estado de

Rondônia, pelos municípios de Costa Marques e Nova Califórnia, além dos municípios acreanos de Brasiléia e Plácido de Castro.

Alerta-se que com a intensificação do trânsito de pessoas e cargas entre o Brasil e os países de ocorrência da monilíase, não só os da América do Sul, como Central e do Norte, o risco de entrada desta praga tende a aumentar. Neste caso, todas as regiões produtoras comerciais de cacau e cupuaçu, seriam consideradas de alto risco de monilíase, sendo recomendada a adoção de medidas que visem prevenir sua introdução, tais como a intensificação das ações de fiscalização nos portos, aeroportos e rodoviárias; implementação de barreiras móveis; campanhas educativas; confinamento de germoplasma de cacau em estações quarentenárias, entre outras.

Potenciais consequências para o Brasil

A introdução e a disseminação da monilíase no Brasil, causariam grandes impactos econômicos, sociais e ambientais nas regiões cacaeiras. Em outros países em que a doença foi introduzida, a produção de cacau foi severamente afetada. Por exemplo, relata-se perdas de até 90% dos frutos produzidos em algumas áreas do Equador (Diaz, 1957), de 60% a 90% na Costa Rica (Enriquez et al., 1982), de 40% a 50% da produção do país no Peru (Evans et al., 1998) e de 30% a 40% da produção da Colômbia (Barros, 1982). Em regiões com favorabilidade climática e presença de hospedeiros suscetíveis, os impactos chegaram a 100% de perda em algumas regiões da Costa Rica (Enriquez et al., 1982) e no Peru (Hernandez et al., 1990). Como uma referência para um possível paralelo de impactos para o Brasil, a vassoura-de-bruxa na Bahia reduziu 75% da produção nacional (de 400 mil toneladas de amêndoas/ano para 85 mil toneladas de amêndoas/ano) e desempregou 200 mil trabalhadores rurais. Além disso, foi necessário um intenso corte dos remanescentes da mata Atlântica usados como sombra do cacauero. Os estados da Bahia e do Espírito Santo por terem favorabilidade (condições climáticas, concentração de hospedeiro suscetível) ao estabelecimento de epidemias da monilíase, e ainda considerando o fluxo de pessoas desta região para países com a doença (e vice-versa), estes estados estão sob alto risco da monilíase do cacauero.

Referências

- ARÉVALO, E.; ZÚÑIGA, L.; ADRIAZOLA, J. **Manejo integrado del cultivo y transferencia de tecnología en la amazonía peruana**. Chiclayo, Peru: ICT, 2004. 184p
- BARROS, O. Avances em la represión de La moniliasis del cacao. In: INTERNATIONAL COCOA RESEARCH CONFERENCE, 8., 1982, Cartagena. **Proceedings...** Cartagena, Colômbia: COPAL. 1982. p. 401-405.
- CAPELLO, C. S. Monilia pod rot resistance in Ecuador. In: INTERNATIONAL WORKSHOP ON THE CONTRIBUTION OF DISEASE RESISTANCE TO COCOA VARIETY IMPROVEMENT. **Proceedings...** Salvador, Brazil, 1996. p. 119-121.
- CRONSHAW, D. K. Fungicide applications together with cultural practices control cocoa disease in Ecuador. **Tropical Agriculture**, v. 56, p. 115-170, 1979.
- DESROSIERS, R.; SUAREZ, C. C. Monilia pod rot of cacao. In: GREGORY, P. H. (Ed.). **Phytophthora diseases of cocoa**. London: Longman, 1974. p. 273-277.
- DIAZ, J. Algunas observaciones sobre la incidencia de Monilia del cacao en Ecuador. **Turrialba**, v. 7, p. 95-99, 1957.
- DÍASVALDERRAMA, J. R.; AIME, E. M. C. The cacao pathogen *Moniliophthora roreri* (Marasmiaceae) possesses biallelic A and B mating loci but reproduces clonally". **Heredity**, v. 116, p. 491-501, 2016.
- ENRIQUEZ, G. A.; BRENES, O.; DELGADO, J. C. Desarrollo e impacto de la moniliasis del cacao en Costa Rica. In: INTERNATIONAL COCOA RESEARCH CONFERENCE, 8., 1982, Cartagena. **Proceedings...** Cartagena, Colômbia: COPAL. 1982.
- EVANS, H. C.; STALPERS, J. A.; SAMSON, R. A.; BENNY, G. L On the taxonomy of *Monilia roreri*, an important pathogen of Theobroma cacao in South America. **Canadian Journal of Botany**, v. 56, p. 2528-2532, 1978.
- EVANS, H. C. Pod rot of cacao caused by *Moniliophthora* (*Monilia*) *roreri*. **Phytopathological Papers**, v. 24, p. 44, 1981.
- EVANS, H. C.; BEZERRA, J. L.; BARRETO, R. W. Of mushrooms and chocolate trees: aetiology and phylogeny of witches' broom and frosty pod diseases of cacao. **Plant Pathology**, v. 62, p. 728-740, 2013.
- EVANS, H. C.; Frosty Pod Rot (*Moniliophthora Roreri*). In: BAILEY, B.; MEINHARDT, L. (Ed.). Cacao Diseases. **Springer**, p.63-96, 2016.

GALINDO, J. J. La moniliasis del cacao en centro America. In: PINOCHET, J. (Ed.). Plagas y enfermedades de caracter epidemic em culturas frutales de la region centro americana. **CATIE Informe Tecnico**, n. 110, p. 7-16, 1987.

JOHNSON, E. S.; RUTHERFORD, M. A.; EDGINGTON S, F. J.; CROZIER, J.; CAFÁ, G.; BUDDIE, A. G.; OFFORD, L.; ELLIOTT, S. M.; CHRISTIE, K. V. First report of *Moniliophthora roreri* causing frosty pod rot on *Theobroma cacao* in Jamaica. **New Disease Reports**, v. 36, p. 2, 2017.

LOPES, U. V.; MONTEIRO, W. R.; PEREIRA, J. L.; GRAMACHO, K. P.; CLEMENT, D.; PIRES, J. L.; YAMADA, M. M. **Preventive breeding for disease resistance – A strategy aimed at a sustainable global production of cocoa** In: INTERNATIONAL COCOA RESEARCH CONFERENCE, 15., 2006. **Proceedings...** San José, Costa Rica: COPAL/CATIE, 2007. v.1, p. 3–9,

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento Instrução Normativa nº 13, de 17 de maio de 2012. Plano de Contingência para Monilíase do Cacaueiro (*Moniliophthora roreri*). **Diário Oficial da União**, 18 mai. 2012. Seção 1.

MERCHÁN, V. M. Avances en la investigación de la moniliasis del cacao en Colombia. **El Cacaotero Colombiano**, v. 16, p. 26–41, 1981.

OREA, M. D. D.; ROMERO-CORTES, T.; LOPEZ-PEREZ, P. A. ; ESPANA, V. H. P.; RAMIREZ-LEPE, M. ; CUERVO-PARRA, J. A. Current Status of Cocoa Frosty Pod Rot Caused by *Moniliophthora roreri* and a Phylogenetic Analysis. **Plant Pathology Journal**, v. 16, p. 41-53, 2017.

PHILLIPS, W. B. **Evaluación de la resistencia de cultivares de cacao (*Theobroma cacao* L.) a *Moniliophthora roreri* (Cif. & Par.) Evans et al.** 1986. 100p. M.Sc. Thesis. (M.Sc.) - Universidade de Costa Rica.

PHILLIPS-MORA, W. Studies at CATIE on moniliasis resistance (*Moniliophthora roreri* (Cif.e Par.) Evans et al.). In: INTERNATIONAL WORKSHOP ON THE CONTRIBUTION OF DISEASE RESISTANCE TO COCOA VARIETY IMPROVEMENT. **Proceedings...** Salvador, Brazil, 1996. p. 111-118.

PHILLIPS-MORA, W.; COUTIÑO, A.; ORTIZ, C. F.; LÓPEZ, A. P.; HERNÁNDEZ, J.; AND AIME, M. C. First report of *Moniliophthora roreri* causing frosty pod rot (= moniliasis disease) of cacao in Mexico. **Plant Pathology**, v. 55, p. 584, 2006a.

PHILLIPS-MORA, W.; CAWICH, J.; GARNETT, W.; AIME, M. C. First report of frosty pod rot (moniliasis disease) caused by *Moniliophthora roreri* on cacao in Belize. **Plant Pathology**, v. 55, p. 584, 2006b.

PHILLIPS-MORA, W. C. O.; ORTIZ, C. A. Fifty Years of Frosty Pod Rot in Central America: Chronology of its Spread and Impact from Panama to Mexico. In: INTERNATIONAL COCOA RESEARCH CONFERENCE, 15., 2006. **Proceedings...** San José, Costa Rica: COPAL/CATIE, 2006c.

PHILLIPS-MORA, W. *Moniliophthora* pod rot (frosty pod rot or moniliasis disease). In: END, M.J.; DAYMOND, A.J., HADLEY, P, (Ed.). **Technical guidelines for the safe movement of cacao germplasm**. 2. ed. Montpellier, France: FAO/IPGRI, 2014. 77 p. (Technical Guidelines No. 20).

PHILLIPS-MORA, W. F.; BAQUEROS, F. R. L.; MELNICK, R. L.; BAILEY, B. A. First report of frosty pod rot caused by *Moniliophthora roreri* on cacao in Bolivia. **New Disease Reports**, v. 31, p. 29, 2015.

SOBRINHO, C. C. M. **Internalização de sementes e mudas de pupunheira no Estado da Bahia**. Itabuna, BA: Agência Estadual de Defesa Agropecuária da Bahia (ADAB), 2012.

RAM, A. **Biology, epidemiology and control of moniliasis (*Moniliophthora roreri*) of cacao**. 1989. 286 p. Ph.D. thesis. (Ph.D.) - University of London, England.

RAM, A.; VALLE, R. R.; GARDINI, E. A. **Monília do cacauero**. São Paulo: Fundação Cargill, 2004. 36 p.

SGRILLO, R. **Modelos Matemáticos para Simular a Introdução e Dispersão da Moníliase do Cacauero no Brasil**. 2010. 85 p. Relatório (Pós Doutorado) - ESALQ/USP.

PARAS
COURT
REN
TEN
RIAS



PARTE 5

Nematoides

Capítulo 18

Ditylenchus destructor Thorne
(Tylenchida: Anguinidae)

Capítulo 19

Globodera rostochiensis (Woll.) (Tylenchida:
Heteroderidae)

Capítulo 18

Ditylenchus destructor Thorne (Tylenchida: Anguinidae)

VILMAR GONZAGA, CLÁUDIO MARCELO GONÇALVES OLIVEIRA

Identificação da praga

Nome científico:

- *Ditylenchus destructor* Thorne, 1945.

Nome Comum:

- Nematóide da podridão da batata.
- Potato rot nematode.
- Potato tuber nematode.

Posição taxonômica:

- **Filo:** Nematoda.
- **Classe:** Secernentea.
- **Ordem:** Tylenchida.
- **Família:** Anguinidae.
- **Gênero:** *Ditylenchus*.
- **Espécie:** *Ditylenchus destructor* Thorne 1945.

Hospedeiros

Ditylenchus destructor foi originalmente descrito por Thorne, em 1945, nos Estados Unidos da América. Entre mais de 60 espécies atualmente reconhecidas no gênero *Ditylenchus*, apenas algumas são parasitas de plantas superiores, enquanto a maioria das espécies são micófagas (Sturhan; Brzeski 1991; Esmaeili et al., 2017). Apenas cinco espécies são de grande importância econômica, causando danos consideráveis a uma gama de plantas cultivadas, as quais são: *D. africanus*, *D. angustus*, *D. destructor*, *D. dipsaci* e *D. gigas* (Brzeski, 1991; Douda et al., 2013; Sturhan).

A cultura da batata e batata-doce (*Ipomoea batatas*) são as principais hospedeiras de *D. destructor*, embora o nematoide possa também parasitar mais de 120 espécies de plantas, entre cultivadas, ornamentais e daninhas. Dentre as outras culturas hospedeiras desse nematoide destaca-se alho, alfafa, abóbora, cevada, cebola, girassol, ervilhas, beterraba, cenoura, lúpulo, pepino, soja, tabaco, tomate, cana-de-açúcar, cevada e trigo. Entre as plantas ornamentais parasitadas por *D. destructor* destacam-se as tulipas, gladiólos, dalias, calêndulas, íris e jacinto. Plantas infestantes também podem ser parasitadas por esse nematoide, tais como: *Agropyron repens*, *Artemisia vulgaris*, *Bellis perennis*, *Capsella bursa-pastoris*, *Festuca pratensis*, *Mentha arvensis*, *Plantago major*, *Potentilla anserina*, *Rumex sp.*, *Sonchus spp.* e *Taraxacum officinale*. Nem todas as espécies vegetais mencionadas como hospedeiras de *D. destructor* são severamente parasitadas por esse nematoide, algumas, como tomate, abóbora, alho e pepino, são pouco afetadas, outras culturas raramente são afetadas. Na ausência de plantas hospedeiras, *D. destructor* é capaz de reproduzir-se no micélio de aproximadamente 70 espécies de fungos pertencentes a 40 gêneros, tais como: *Agaricus*, *Alternaria*, *Armillaria*, *Aspergillus*, *Botrytis*, *Cephalosporium*, *Cylindrocarpon*, *Fusarium*, *Heterosporium*, *Penicillium*, *Phoma*, *Pyrenocharta*, *Thielaviopsis*, *Trichoderma* e *Verticillium* (Sturhan; Brzeski, 1991; Escuer, 1998; Eppo, 2008; EFSA, 2016).

A espécie de *Ditylenchus* que parasita a cultura do amendoim na África do Sul foi relatada até o ano de 1995 como *D. destructor*, entretanto Wedt et al. (1995) verificaram tratar-se de uma nova espécie, *D. africanus*. Esta espécie tem um alto potencial reprodutivo completando seu ciclo de vida em 6 ou 7 dias, a 28 °C (De Waele; Wilken, 1990).

Não existem raças biológicas de *D. destructor*, diferente do que ocorre em *D. dipsaci*, entretanto, há relato de populações de diferentes origens que apresentaram variação na patogenicidade (Smart; Darling 1963).

Distribuição geográfica da praga

O nematoide da podridão da batata já foi relatado no Canadá, Estados Unidos, México, África do Sul, Ásia (10 países), Europa (em 27 países) e Nova Zelândia (Tabela 1 e Figura 1).

Na América do Sul esse nematoide foi anteriormente relatado como presente no Equador, porém atualmente é considerado como ausente (Eppo, 1978; Cabi, 2018). Também houve registro de sua ocorrência no Peru, o qual foi considerado inválido (Jatala et al., 1977; Cabi, 2018).

Tabela 1. Distribuição geográfica de *Ditylenchus destructor*.

Continente	Países
Ásia	Arábia Saudita, Azerbaijão, China, Coreia do Sul, Irã, Japão, Paquistão, Turquia, Tajiquistão, Uzbequistão.
África	África do Sul
América do Norte	Canadá, México e Estados Unidos.
Europa	Albânia, Alemanha, Áustria, Belarus, Bélgica, Bulgária, Escócia, Eslováquia, Estônia, França, Grécia, Hungria, Inglaterra, Ilhas Jersey, Irlanda, Letônia, Luxemburgo, Moldova, Holanda, Noruega, País de Gales, Polônia, República Tcheca, Romênia, Rússia, Suíça, Suécia, Ucrânia.
Oceania	Nova Zelândia

Fonte: Cabi (2018).

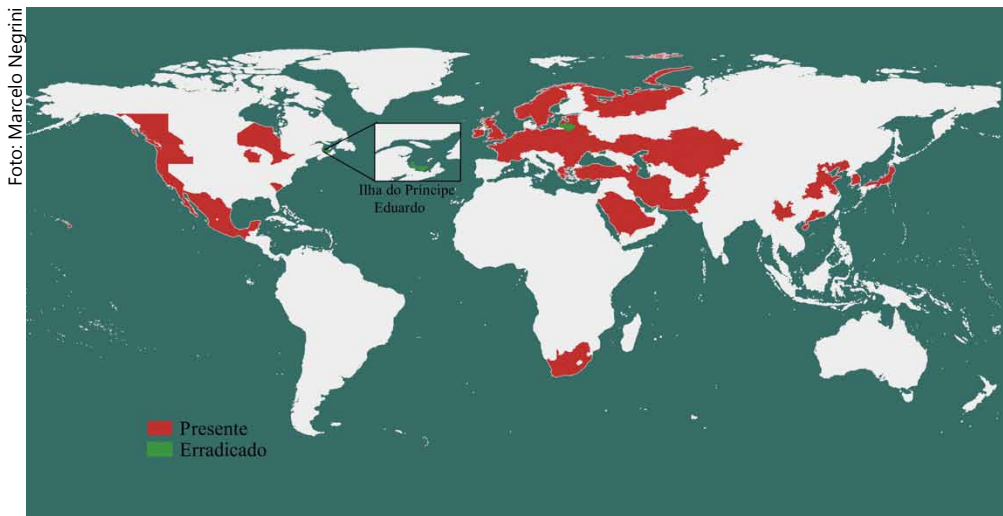


Figura 1. Distribuição geográfica de *Ditylenchus destructor*. Elaborada com dados do Cabi (2018).

Biologia da praga

Ciclo biológico da praga

Ditylenchus destructor se desenvolve entre as temperaturas de 5 °C a 34 °C. Nas temperaturas de 27 °C a 28 °C o ciclo de vida é de 18 dias; entre 20 °C e 24 °C é de 20 a 26 dias, e entre 6 °C a 10°C é de 68 dias (Escuer, 1998; Subbotin; Riley, 2012). Os danos mais graves causados por *D. destructor* em batata foram observados a temperaturas entre 15 °C e 20 °C e com 90%-100% de umidade relativa (Sturhan; Brzeski, 1991).

A maioria do ciclo de vida desta espécie de nematoide ocorre dentro dos tecidos do hospedeiro. As fêmeas, após serem fertilizadas por um macho, colocam ovos nos tecidos vegetais enquanto se movem dentro dos mesmos. *D. destructor* sofre quatro ecdises durante o seu ciclo de vida, sendo que a primeira ocorre dentro do ovo. Após a eclosão, o juvenil de segundo estágio (J2) pode invadir imediatamente o hospedeiro e passa pelo terceiro (J3) e quarto (J4) estádios juvenis para chegar à forma adulta (Cabi, 2018). Uma fêmea pode produzir até 250 ovos (AgroAtlas, 2017).

Tipo de dispersão

A principal forma de disseminação de *D. destructor* é através de material vegetal de plantas hospedeiras infectadas, como bulbos, rizomas e mudas podendo também ser disseminado por partículas de solo aderidas às plantas, bem como nas embalagens utilizadas no transporte do material. No campo, pode ocorrer a disseminação em pequenas partículas de solo através do vento, pela água da chuva e irrigação, por ferramentas e maquinarias infestadas (Jatala; Bridge, 1990). O nematoide pode locomover-se por distâncias muito curtas no solo e não possui formas naturais de dispersão a distâncias maiores (Eppo, 2005).

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas

Embora *D. destructor* apresente muitos hospedeiros em comum com *D. dipsaci*, não produz aglomerações de indivíduos e não possui um estágio de resistência como acontece com *D. dipsaci* (Escuer, 1998). Thorne (1961) sugere que a sobrevivência pode acontecer na forma de ovos durante uma estação de inverno.

Segundo Švilponis et al. (2011), os indivíduos adultos de *D. destructor* são menos tolerantes a baixas temperaturas do que os mais jovens. Os autores verificaram que a temperatura letal para que 90% de uma população de nematoides morram é mais alta para adultos (-7,4 °C) do que para J4 e juvenis mais jovens, -9,4 °C e -14,5 °C, respectivamente. Verificaram também que a temperatura letal para adultos era de -15 °C e que alguns J2 puderam sobreviver a temperaturas de -30 °C.

Sintomas e sinais

Ditylenchus destructor é um endoparasita migrador que infecta principalmente as partes subterrâneas das plantas, como tubérculos, estolões, rizomas e raízes, mas também pode parasitar as partes aéreas, causando nanismo, enrolamento e descoloração das folhas, embora muito frequentemente os sintomas sejam vistos apenas nas partes subterrâneas da

planta. Nas raízes e rizomas causa lesões necróticas de cor castanho escuro (Escuer, 1998).

Os sintomas causados por *D. destructor* e *D. dipsaci* em tubérculos de batata diferem em profundidade de dano dentro dos tecidos do tubérculo. As lesões causadas por *D. destructor* são superficiais, enquanto as de *D. dipsaci* frequentemente se estendem a uma considerável profundidade dentro do tubérculo de batata (Jenkins; Taylor, 1967).

Na cultura da batata *D. destructor* inicia seu parasitismo com a penetração através das lenticelas dos tubérculos e inicialmente causa pequenas manchas esbranquiçadas que são visíveis somente após a remoção da casca. O nematoide produz enzimas, como amilase e pectinase, que digerem amido e pectina, levando à desintegração celular. Nas áreas parasitadas dos tubérculos há alargamento e coalescência das células e as lesões tornam-se de coloração marrom claro, passando posteriormente para marrom escuro ou preta, apresentando um aspecto de textura esponjosa. Geralmente, com o aumento da população de *D. destructor* os tecidos tornam-se necrosados e há invasão de bactérias, fungos, ácaros e outros nematoides. O desenvolvimento dessa praga continua durante o armazenamento dos tubérculos, aumentando a podridão dos mesmos (Sturhan; Brzeski, 1991, Eppo, 2008). Os tubérculos afetados geralmente têm áreas ligeiramente deprimidas, com a superfície rachada e enrugada. A casca torna-se fina, exibindo rachaduras quando os tecidos infectados subjacentes secam e encolhem (Figura 2). Finalmente, pode ocorrer a mumificação de todo o tubérculo. Esses tubérculos, totalmente danificados, podem flutuar na água. Ao contrário, a casca do tubérculo de batata geralmente não se racha devido à infestação por *D. dipsaci* (Brodie, 1984).

Nas culturas de beterraba e cenoura, os sintomas causados por *D. destructor* se assemelham aos causados por *D. dipsaci*. Em geral, nas raízes e rizomas ocorrem lesões necróticas na cor marrom, as quais podem ficar mais escuras. As infecções em plantas de íris e tulipa geralmente começam na base do bulbo e se estendem para a parte aérea, produzindo lesões amareladas ou marrom escuro (Sturhan; Brzeski, 1991).



Figura 2. Tubérculo de batata infectado com *Ditylenchus destructor*.

Danos

O nematoide da podridão da batata é de significativa importância econômica causando grandes perdas na cultura, principalmente na Europa Oriental e em vários países que formavam a União Soviética. Na Europa Oriental o pico de danos causados por esse nematoide ocorreu durante a década de 1960 e 1970 (Gul'skova, 2006). Um dos casos mais graves causados por *D. destructor* foi registrado na Estônia na década de 1960, onde o

grau de infestação nas fazendas variou de 2% a 9%, mas até 80%-90% dos tubérculos procedentes de alguns campos foram afetados pelo nematoide durante o armazenamento (Kikas, 1969). O efeito de *D. destructor* pode ser percebido após a colheita ou durante o armazenamento dos tubérculos de batata, onde continua a sua reprodução e conseqüentemente aumenta os danos. Os problemas causados por *D. destructor* na Estônia foram amenizados na década de 1990 usando material de batata-semente básica cultivada in vitro. No entanto, 10 anos depois, *D. destructor* reapareceu como um problema em muitos locais (Švilponis et al., 2008). Segundo Butorina et al. (2006) danos graves devido a *D. destructor* podem ser esperados em baixas densidades populacionais, de 20 a 50 indivíduos por kg de solo.

De acordo com dados da Eppo (2005), na Lituânia ocorreram perdas na cultura da batata, para consumo e sementes, em 34 fazendas devido ao parasitismo por *D. destructor*. Segundo Ilyashenka e Ivaniu (2008), sérios surtos em batata-sementes também ocorreram na Bielorrússia. Os autores verificaram que esse nematoide está disseminado na Bielorrússia, porém de forma desigual, e que ocorre principalmente na região onde está a capital do país, Minsk, onde foi constatado que 69,7% das amostras de tubérculos de batata procedentes dessa região estavam contaminados com *D. destructor*, e que as perdas na produção da cultura eram de até 43,3% devido à infecção pelo nematoide.

Como já mencionado, a batata-doce é um dos principais hospedeiros de *D. destructor*. Na China, esse nematoide geralmente causa uma redução de 20% a 50% na produção da cultura da batata-doce, enquanto perdas de rendimento de até 100% foram relatadas em cultivos com altos níveis populacionais do nematoide nas principais regiões produtoras, principalmente no norte e leste do país (Xie et al., 2004; Xu et al., 2015).

No Japão, *D. destructor* é conhecido por causar sérios danos à cultura do alho (Nishizawa, 1999). Segundo Cheng et al., (2015) ocorreram danos em pelo menos 10% da área de cultivo de alho em 2013 na região da cidade Aomori, situada no norte do país. Os mesmos autores mencionam a preocupação com utilização de nematicidas granulados e fumigantes de solo, como a cloropicrina, para reduzir os danos causados por *D. destructor* na cultura do alho.

Em 2014, a European Food Safety Authority - EFSA (EFSA, 2014) verificou que *D. destructor* está presente na maioria dos países membros da União Europeia (UE), relatado em mais de dois terços dos países, causando danos significativos às partes subterrâneas (raízes, tubérculos, bulbos) de culturas hospedeiras, como batata e várias plantas ornamentais. No entanto, constatou que durante as últimas décadas, apenas houve danos menores nessas plantas hospedeiras, exceto em alguns países da Europa Oriental, como Lituânia. Entretanto, em 2016, a EFSA (EFSA, 2016) considerou que, para as condições dos países membros da UE, devido às legislações fitossanitárias e rigorosas medidas de controle, apesar de *D. destructor* ser uma praga para várias culturas, raramente causa perdas de qualidade ou quantidade na agricultura sob práticas agrícolas modernas, como por exemplo, com a utilização de material de plantio de alta qualidade e controle de ervas daninhas. Os autores consideraram insignificantes os impactos desse nematoide na quantidade e qualidade da batata produzida na UE, como também consideraram muito baixo o impacto na produção de bulbos de flores nessa região. Ainda, o baixo número de intercepções de *D. destructor* deve-se principalmente ao pequeno volume importado de batata-semente (valor médio de 352 toneladas/ano), como também à baixa proporção de tubérculos infectados.

Métodos de controle

Uma vez estabelecido, é quase impossível a erradicação de *D. destructor* de uma área, pois pode sobreviver em uma grande variedade de plantas hospedeiras e fungos do solo. A utilização de material de plantio sadio, como batatas-sementes certificadas, é fundamental para o controle e prevenção de uma futura disseminação de *D. destructor*. Outras medidas incluem a destruição e remoção de tubérculos infectados e outras partes da planta deixadas no campo. O controle de plantas infestantes também tem demonstrado ser muito efetivo (EFSA, 2016).

Deve-se realizar análises em batatas-sementes importadas de países que constam na lista de distribuição geográfica de *D. destructor*, sendo fundamental o intercâmbio de matérias de plantio sadios. Atualmente, o Brasil importa cerca de seis mil toneladas de batata-sementes, no valor de

US\$ 8 milhões, por ano, de países como Holanda, Argentina, Canadá, Estados Unidos e Chile (Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo, 2017).

O mais importante método de controle de pragas é a utilização de variedades resistentes. O comportamento de diferentes materiais de batata em relação a *D. destructor* já foi verificado, sendo que grande número de variedades são suscetíveis ao nematoide (Moore, 1971, 1978). Contudo, em alguns trabalhos, além do grande número de variedades de batata suscetíveis, são relatadas variedades, bem como espécies selvagens de *Solanum*, que apresentaram certa resistência ou tolerância a *D. destructor* (Mwaura, et al., 2015; Samaliev e Markova, 2015).

Em relação à cultura da batata-doce, Wang et al., (1995) testaram 508 materiais em um campo altamente infestado com *D. destructor* na província de Shandong, na China, e verificaram que 68 deles apresentaram altos níveis de resistência ao nematoide. Resultados semelhantes foram obtidos por Sun et al. (1994) ao identificarem 40 materiais de batata-doce resistentes a *D. destructor*.

Métodos de produção de material propagativo

A produção de material propagativo de batata pode ocorrer através das seguintes formas: semente botânica, in vitro, estacas caulinares e apicais, folhas, tubérculos, brotos caulinares e brotos destacados dos tubérculos (Miranda Filho et al., 2003). Todavia, mesmo com toda essa variedade, seu processo de multiplicação geralmente é feito a partir dos tubérculos (batata-semente).

Inspeção e detecção

Para detecção de *D. destructor* na batata, os tubérculos devem ser cortados ou descascados para verificar a presença de pequenas manchas esbranquiçadas que podem estar sob a casca, nas quais o nematoide é encontrado. Infecções leves com este nematoide podem ser facilmente ignoradas por inspeção visual (Švilponis et al., 2008).

A análise morfológica é o primeiro passo na identificação de *D. destructor*. Esse nematoide apresenta esôfago composto de três partes, com bulbo mediano reduzido e região labial baixa. As fêmeas adultas são vermiformes, delgadas, com a vulva localizada no terço posterior do corpo. O comprimento do corpo é de 0,7 mm a 1,9 mm e o comprimento do estilete tem entre 10 mm e 13 μm de comprimento. As glândulas esofagianas, no bulbo posterior, sobrepõem dorsalmente o intestino. O campo lateral tem seis linhas e o comprimento do saco pós-uterino é cerca de 3/4 da distância dentre a vulva e o ânus. A cauda apresenta 3 a 5 vezes a largura do corpo na altura do ânus, com término fino e arredondado. Os machos são morfológicamente semelhantes às fêmeas, com bursa cobrindo cerca de 50% a 90% da cauda e espículos com comprimento entre 24 μm a 27 μm . (Sturhan; Brzeski, 1991).

Já foram desenvolvidos vários métodos moleculares para identificar *D. destructor*. Em vários trabalhos foram utilizados métodos moleculares que utilizam a região ITS do rDNA para distinguir *D. destructor* de outras espécies, como *D. dipsaci*, *D. gigas* e *D. africanus*, como também foram desenvolvidos primers específicos para *D. destructor* (Cheng et al., 2015; Eppo, 2008; Jeszke et al., 2015; Subbotin et al., 2011).

Situação regulatória no mundo

Ditylenchus destructor é alvo de programas regulatórios em vários países (Cabi, 2018). Em 1978, *D. destructor* foi considerado uma praga quarentenária pela *European and Mediterranean Plant Protection Organization* (EPPO), mas foi excluído da lista de pragas quarentenárias em 1984 devido ser considerado de menor importância e sua distribuição ser muito ampla em toda a região da EPPO (Cabi, 2018). Contudo, *D. destructor* é de significância quarentenária para o Comitê de Sanidade Vegetal do Cone Sul (Cosave) e *Asia and Pacific Plant Protection Commission* (APPPC), e está regulamentado em mais de 50 países (Hockland et al., 2006).

Antecedentes de interceptações

São poucos os relatos de interceptações de *D. destructor* ocorridos no Brasil. Carvalho (1953) relatou a interceptação desse nematoide em tubér-

culos de batata-semente procedentes da Holanda. Mais recentemente, *D. destructor* foi interceptado em orquídeas (*Cattleya hibrida*) procedentes da Tailândia (comunicação pessoal¹).

Referências

- AGROATLAS. ***Ditylenchus destructor* Thorne - Potato Rot Nematode**. In: Interactive agricultural ecological atlas of Russia and neighbouring countries. 2009. Disponível em: <http://www.agroatlas.ru/en/content/pests/Ditylenchus_destructor/>. Acesso em: 18 set. 2018.
- BRODIE, B. B. Nematode parasites of potato. In: NICKLE, W. R. (Org.). **Plant and insect nematode**. New York: Marcel Dekker, 1984. p. 167-212.
- BUTORINA, N. N.; ZINOV'EVA, S. V.; KULINICH, O. A. Stem and leaf nematodes of plants. In: BUTORINA, N. N.; ZINOV'EVA S. V.; KULINICH, O. A. (Org.). **Applied nematology**. Moscow: Nauka, 2006. p. 101-121.
- CABI. ***Ditylenchus destructor***. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 11 set. 2018.
- CARVALHO, J. C. *Ditylenchus destructor* em tubérculo-semente importado da Holanda. **Revista do Instituto Adolfo Lutz**, v. 13, n. 1-2, p. 67-74, 1953.
- CHENG, Z.; TOYOTA, K.; YAMASHITA, K. Development of real-time PCR primers specific to the garlic-damaging potato rot nematode *Ditylenchus destructor* to quantify its density in soil and outer skin of garlic. **Nematological Research**, v. 45, n.2, p. 93-99, 2015.
- DE WAELE, D.; WILKEN, R. Effect of temperature on the in vitro reproduction of *Ditylenchus destructor* isolated from groundnut. **Revue de Nématologie**, v. 13, n. 2, p. 171-174, 1990.
- DOUDA, O.; MAREK, M.; ZOUHAR, M.; RYŠÁNEK, P. Insights into the structure and phylogeny of the 28S rRNA expansion segments D2 and D3 of the plant-infecting nematodes from the genus *Ditylenchus* (Nematoda: Anguinidae). **Phytopathologia Mediterranea**, v. 52, n. 1, p. 84-97, 2013.

¹ E-mail recebido Auditor Fiscal Federal Agropecuário/Engenheiro-agrônomo Tiago Rodrigo Lohmann, Departamento de Sanidade Vegetal/DSV – Secretaria de Defesa Agropecuária, Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, Brasília, DF, em 04 de dezembro de 2017.

EFSA Scientific Opinion on the pest categorisation of *Ditylenchus destructor* Thorne. **EFSA Journal**, v. 12, n. 9, p. 3834, 2014.

EFSA Risk to plant health of *Ditylenchus destructor* for the EU territory. **EFSA Journal**, v. 14, n. 12, p. 4602, 2016.

EPPO. Data sheets on quarantine organisms. *Ditylenchus destructor*. **EPPO Bulletin**, v. 8, n. 2, p. 123, 1978.

EPPO. *Ditylenchus destructor* and *Ditylenchus dipsaci*. **EPPO Bulletin**, v. 38, p. 363-373, 2008.

EPPO. Situation of several quarantine pests in Lithuania in 2004; first report on *Rhizomania*. **EPPO Reporting Service**, n.5, 2005.

ESCUER, M. Nemátodos del genero *Ditylenchus* de interés fitopatológico. **Boletín de Sanidad Vegetal Plagas**, v. 24, p. 773-786, 1998.

ESMAEILI, M.; HEYDARI, R.; ZIAIE, M.; YE, W. Morphological and molecular characterisation of *Ditylenchus stenurus* n. sp. (Nematoda: Anguinidae) from western Iran. **European Journal of Plant Pathology**, v. 149, n. 3, p. 533-542, 2017.

HOCKLAND, S.; INSERRA, R. N.; MILLAR, L.; LEHMAN, P. S. International plant health-putting legislation into practice. In: PERRY, R. N.; MOENS M. (Org.). **Plant nematology**. Wallingford: CABI, 2006. p. 327-345.

ILYASHENKA, D.; IVANIUK, V. Potato stem nematode in Belarus. **Zemdirbyste-Agriculture**, v. 95, n. 3, p. 74-81, 2008.

JATALA, P.; BRIDGE, J. Nematode parasites of root and tuber crops. In: LUC, M.; SIKORA, R. A.; BRIDGE, J. (Org.). **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. Wallingford: CABI, 1990. p. 137-80.

JATALA, P.; ARENS, M. L.; PRETEL, L. The first record of the potato-root nematode *Ditylenchus destructor* in Peru. **Nematropica**, v. 7, n. 2, p. 11, 1977.

JENKINS, W. R.; TAYLOR, D. P. Bulb and stem nematodes and related forms: *Ditylenchus*. In: JENKINS, W. R.; TAYLOR, D. P. (Org.). **Plant nematology**. New York: Reinhold Publishing Cooperation, 1967. p. 114-124.

JESZKE, A.; DOBOSZ, R.; OBREPALSKA-STĘPŁOWSKA, A. A fast and sensitive method for the simultaneous identification of three important nematode species of the genus *Ditylenchus*. **Pest management science**, v. 71, n. 2, p. 243-9, 2015.

KIKAS, L. Potato stem nematode is a harmful pest. **Sotsialistlik Pollumajandus**, v. 24, n. 14, p. 637-639, 1969.

MIRANDA FILHO, H. S.; GRANJA, N. P.; MELO, P. C. T. **Cultura da batata**. Vargem Grande do Sul: IAC-APTA-SAA/USP-ESALQ-LPV, 2003.

MOORE J. F. Potato varieties susceptible to *Ditylenchus destructor* the potato tuber rot nematode. **Irish Journal of Agricultural Research**, v. 10, n.2, p. 239-240, 1971.

MOORE J. F. Susceptibility of Golden Wonder and King Edward potato cultivars to *Ditylenchus destructor*. **Irish Journal of Agricultural Research**, v. 17, n. 2, p. 213-216, 1978.

MWAURA, P.; NIERE, B.; VIDAL, S. Resistance and tolerance of potato varieties to potato rot nematode (*Ditylenchus destructor*) and stem nematode (*Ditylenchus dipsaci*). **Annals of Applied Biology**, v. 166, n. 2, p. 257-270, 2015.

NISHIZAWA, T. Major plant-parasitic nematodes and their control in Japan. **Agrochemicals Japan**, v. 74, p. 2-9, 1999.

NOVO sistema produz até quatro vezes mais batata semente com 90% menos água. Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo, 2017. Disponível em: <<http://www.agricultura.sp.gov.br/noticias/novo-sistema-produz-ate-quatro-vezes-mais-batata-semente-com-90-menos-agua/>>. Acesso em: 15 dez. 2017.

SAMALIEV, H.; MARKOVA, D. Resistance of potato cultivars to *Ditylenchus dipsaci* and *Ditylenchus destructor*. **Science & Technologies**, v. 5, n. 6, p. 1-7, 2015.

SMART, G. C.; DARLING, H. M. Pathogenic variation and nutritional requirements of *Ditylenchus destructor*. **Phytopathology**, v. 53, p. 374-381, 1963.

STURHAN, D.; BRZESKI, M. W. Stem and bulb nematodes, *Ditylenchus* spp. In: Nickle, W. R. (Org.). **Manual of agricultural nematology**. New York: Marcel Dekker, 1991. p. 423-464.

SUBBOTIN, S. A.; RILEY, I. T. Stem and gall forming nematodes. In: Manzanilla-Lopez, R.; Marbán-Mendoza, N. (Org.). **Practical plant nematology**. Texcoco: Biblioteca Básica de Agricultura, 2012. p. 521-577.

SUBBOTIN, S. A.; DEIMI, A. M.; ZHENG, J.; CHIZHOV, V. N. Length variation and repetitive sequences of Internal Transcribed Spacer of ribosomal RNA gene diagnostics and relationships of populations of potato rot nematode, *Ditylenchus destructor* Thorne, 1945 (Tylenchida: Anguinidae). **Nematology**, v. 13, n. 7, p. 773-785, 2011.

ŠVILPONIS, E.; LUIK, A.; KRALL, E. Plant parasitic Ditylenchids in Estonia. **Zemdirbyste-Agriculture**, v.95, n. 3, p. 186-193, 2008.

ŠVILPONIS, E.; KIIESAAR, K.; KAART, T.; METSPALU, L.; MÄND, M.; PLOOMI, A.; WILLIAMS, I. H.; LUIK, A. Low temperature survival of post-eclosion stages of the potato rot nematode *Ditylenchus destructor* Thorne (Tylenchida: Anguinidae). **Nematology**, v. 13, n. 8, p. 977-983, 2011.

THORNE, G. *Ditylenchus destructor*, n. sp., the potato rot nematode and *Ditylenchus dipsaci* (Kahn, 1857) Filipjev, 1936, the teasel nematode (Nematoda: Tylenchidae). **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, v. 12, n. 2, p. 27-34, 1945.

THORNE, G. **Principles of nematology**. New York: McGraw-Hill, 1961.

WENDT, C. D.; SWART, A.; VRAIN, T. C.; WEBSTER, J. M. *Ditylenchus africanus* sp. n. from South Africa; a morphological and molecular characterization. **Fundamentals of Applied Nematology**, v. 18, n. 3, p. 241-250, 1995

XIE, Y. Z.; YIN, Q.H.; DAI, Q.W.; QIU, R. L. Inheritance and breeding for resistance to sweet potato nematodes. **Journal of Plant Genetic Resources**, v. 5, p. 393-396, 2004.

XU, Z.; ZHAO, Y.; YANG, D.; SUN, H.; ZHANG, C.; XIE, Y. Attractant and repellent effects of sweet potato root exudates on the potato rot nematode, *Ditylenchus destructor*. **Nematology**, v. 17, n. 1, p. 117-124, 2015.

Capítulo 19

Globodera rostochiensis (Woll.) (Tylenchida: Heteroderidae)

JADIR BORGES PINHEIRO, GIOVANI OLEGÁRIO DA SILVA,
RAPHAEL AUGUSTO DE CASTRO E MELO

Identificação da praga

O nematoide-dourado-da-batata (*Globodera rostochiensis*) afeta negativamente plantas da família *Solanaceae*. Esta espécie desenvolve cistos de coloração com tons de amarelo e marrom nas raízes das espécies suscetíveis (Figura 1).

Globodera rostochiensis foi primeiramente descrita por Wollenweber em 1923 como *Heterodera rostochiensis*. No ano de 1959, Skarbilovich criou o subgênero *Globodera* para acomodar as várias espécies de nematoides com cistos arredondados. Em 1975, Behrens elevou *Globodera* a nível de gênero (Cabi, 2018). São parasitas radiculares que podem ocorrer em hastes subterrâneas, estolões, raízes e tubérculos de batata.

A capacidade de distinguir *Globodera rostochiensis* e *Globodera pallida*, um do outro e de outras espécies

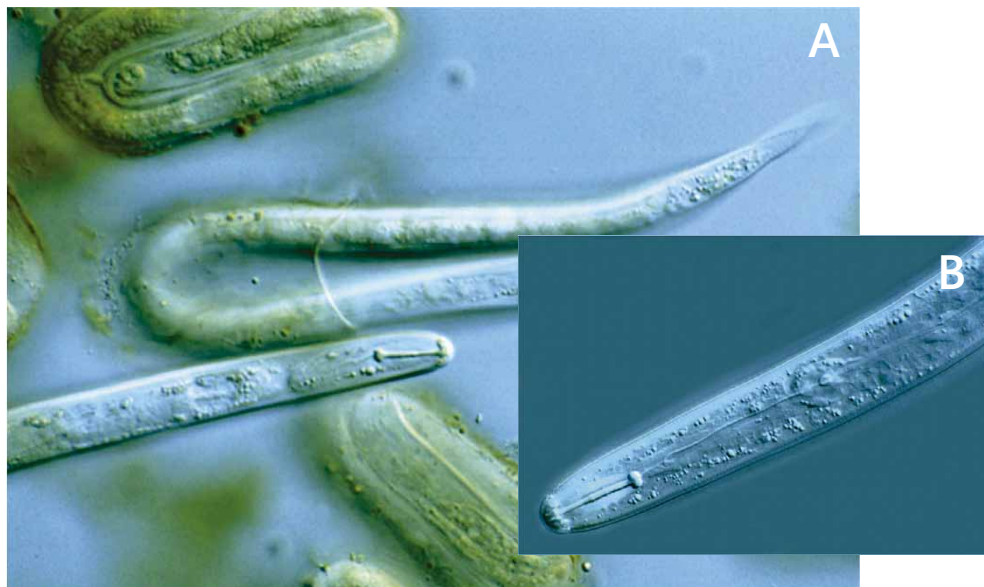
de *Globodera*, é importante para fins de quarentena, além de ser uma componente chave no manejo da maioria dos nematoides-dourados-da-batata. Tradicionalmente, a identificação das espécies de nematoides-dourados-da-batata é feita pela morfologia dos juvenis de segundo estágio (J2) (Figura 2 a e b) e por cistos maduros. O comprimento do estilete do J2 é um dos caracteres juvenis mais confiáveis que podem ser medidos e usados para separar as espécies de nematoides-dourados-da-batata. A região posterior das fêmeas contém caracteres relevantes para identificação da espécie. A identificação das espécies de nematoides-de-cistos da batata pode ser feita pelo número de estrias presentes no períneo, que é a região compreendida entre a vulva e o ânus (Silva; Santos, 2007).

Outra característica marcante na diferenciação destas duas espécies refere-se à cor das fêmeas e ocorre quando presas aos tecidos pela parte anterior. As fêmeas de *G. rostochiensis* desenvolvem-se passando por uma fase amarelo-dourada antes de apresentarem coloração castanha, cuja característica origina o nome comum de "nematóide-dourado". As fêmeas de *G. pallida* são de cor branca ou creme antes de adquirirem a cor castanha (Mai et al., 1990).

Foto: Bonsak Hammeraas



Figura 1. Fêmeas de *Globodera rostochiensis* em raízes de cultivar de batata resistente (R01).



Fotos: Ulrich Zünke

Figura 2. No detalhe: a região anterior mostrando o estilete, metacorpo e a glândula esofágica dorsal (A). Juvenis de segundo estágio (J2) e ovos (B).

Embora haja grande risco de transmissão via batata-semente, *G. rostochiensis* até o momento não foi detectado no Brasil. De acordo com Charchar (1997), em levantamento de nematoides realizados na cultura da batata em 118 áreas localizadas em 26 municípios pertencentes aos estados do RS, SC, PR, SP, MG, GO e DF, principais produtores no país, em nenhuma amostra houve a presença dos nematoides formadores-de-cisto. Porém, trata-se de um grupo de elevado destaque, pois existe relato de sua ocorrência em nações vizinhas como: Argentina, Venezuela, Peru, Colômbia, Chile, Equador e Bolívia (Lordello, 1973). Dessa maneira, o Brasil vive sob constante ameaça da introdução destas espécies, o que certamente aumentaria ainda mais a preocupação dos bataticultores com problemas fitossanitários.

Posição taxonômica

- **Domínio:** Eukaryota.
- **Reino:** Metazoa.

- **Filo:** Nematoda.
- **Ordem:** Rhabditida.
- **Família:** Heteroderidae.
- **Gênero:** Globodera.
- **Espécie:** *Globodera rostochiensis*.

Sinonímias

Nematoide-dourado, nematoide-da-raiz-da-batata, nematoide-de-cisto-dourado-da-batata, nematoide-dourado-da-batata.

Hospedeiros

Os principais hospedeiros de *G. rostochiensis* são restritos às solanáceas, principalmente batata, tomate e berinjela, mas um grande número de plantas daninhas do gênero *Solanum* também é hospedeiro (Sullivan et al., 2007). O compêndio de espécies invasivas (Cabi), cita 169 espécies de hospedeiros, a grande maioria da família Solanaceae (Cabi, 2018).

Distribuição geográfica da praga

Em relação a sua origem, existem evidências de que este patógeno se originou nas regiões andinas do Peru, local de origem da batata onde evoluiu paralelamente com o seu hospedeiro principal. O nematoide-dourado já foi relatado em mais de 65 países (Cabi, 2018). A mistura de espécies, principalmente com *Globodera pallida*, a disseminação e o nível de infestação nos países variam muito, de modo que em algumas áreas existe a infestação com as espécies *G. rostochiensis* e *G. pallida*. Enquanto que o nematoide-dourado é raro em outras regiões e países, como a América do Norte, a Austrália, Índia, Rússia e China. Outros já erradicaram infestações baixas, como exemplo Israel. São nematoides de regiões com clima predominantemente temperado, porém podem ocorrer em regiões tropicais com altitude elevada. *Globodera rostochiensis* predomina em países europeus, onde foi introduzido em tubérculos de batata-semente (Figura 1) (Cabi, 2018).

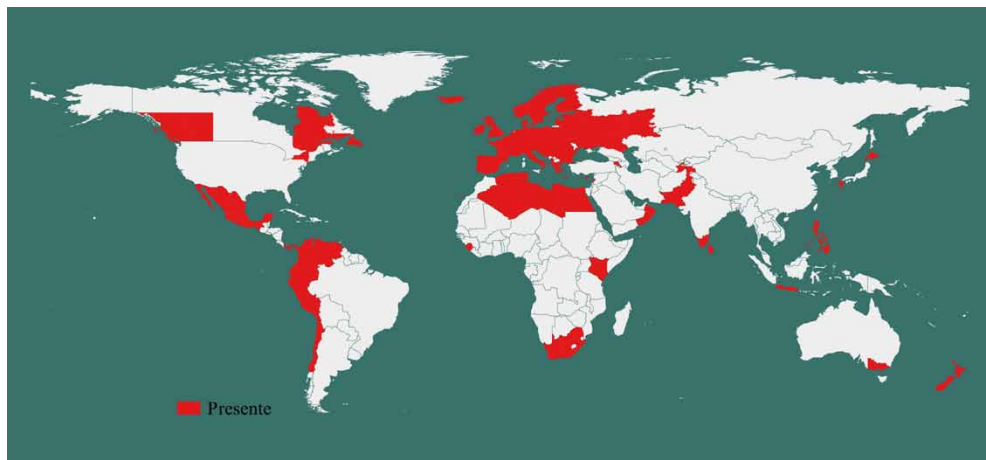


Figura 1. Distribuição geográfica de *Globodera rostochiensis*.
Fonte: Elaborada com dados do Cabi (2018).

Biologia da praga

Ciclo biológico da praga

Os ovos contidos nos cistos são o estágio persistente do ciclo de vida deste nematoide; os cistos contêm cerca de 500 ovos. Alguns ovos são capazes de sobreviver dentro do cisto por mais de 30 anos, muito embora depois deste período poucos serão viáveis. O período de incubação depende de uma combinação de fatores como umidade, temperatura, aeração e pH do solo. A temperatura ótima para o desenvolvimento é de aproximadamente 15 °C, com maior proporção de adultos em uma população submetida a um acúmulo de 650 a 830 graus-dia de temperaturas acima de 4,4 °C (Cabi, 2018).

Os juvenis, assim como na maioria dos outros nematoides-de-cisto, penetram a raiz do hospedeiro próximo à ponta da raiz. Deste local estes se movem até se estabelecer em um sítio de alimentação onde induz a formação das células de alimentação denominadas de sincícios. Os juvenis de segundo estágio (J2) que penetram a região do periciclo das células da planta têm maior probabilidade de se tornarem machos, enquanto aqueles que penetram a região procambial tendem a se tornar fêmeas. Dentro de poucas horas seguintes à colonização, os juvenis realizam provas para

selecionar células, pela inserção do estilete nestas. Com esta inserção, logo são secretados produtos das glândulas do esôfago nas células do hospedeiro. A célula vegetal sofre então alterações para suprir grandes quantidades de nutrientes para o nematoide em desenvolvimento (Golinowski et al., 1997). Ao finalizar seu ciclo de vida, que tem duração de 38 a 48 dias, dependendo da temperatura do solo (Chitwood; Buherer, 1945), após sua morte a resistente cutícula permanece com ovos no seu interior, constituindo o cisto, estrutura responsável por sua sobrevivência nas diversas condições ambientais, podendo permanecer viável no solo por vários anos.

Durante o seu parasitismo, as fêmeas rompem o córtex radicular e emergem à superfície, mantendo apenas a região anterior embutida nos tecidos e exibindo o restante do corpo fora da raiz. Os nematoides formadores de cistos do gênero *Globodera* reproduzem por anfimixia (reprodução cruzada). Os machos são vermiformes, migradores e não se alimentam. As fêmeas liberam feromônio sexual que atrai os machos para cópula.

Estratégias reprodutivas da praga

O ciclo de vida dura cerca de 38 a 48 dias, durante este período os machos vermiformes deixam a raiz do hospedeiro e fertilizam quantas fêmeas seja possível antes de morrerem, também a mesma fêmea pode ser fertilizada por vários machos. A morte dos machos ocorre geralmente depois de 10 dias.

Na ausência de uma cultura hospedeira adequada, as infestações do solo de *G. rostochiensis* podem persistir por 20 a 30 anos (Turner, 1996). Uma vez que os juvenis de segundo estágio (J2) desenvolvem dentro dos cistos, eles entram em uma forma extrema de dormência, conhecida como diapausa. Após o plantio, com a estimulação adequada, ou seja, temperatura, umidade e liberação de exsudados radiculares pelas plantas, a maioria dos juvenis então eclodem.

Tipo de dispersão

O nematoide-dourado-da-batata é considerado originário da região dos Andes na América do Sul, de onde se espalhou para a Europa com batatas levadas àquele continente. A facilidade com que foi transportada pelos

continentes prova que é uma praga com grande adaptabilidade a diferentes ambientes. Os cistos formados que aderem às raízes, estolões e tubérculos do hospedeiro e às partículas de solo durante o transporte dão origem a novas infestações onde o clima e a fonte de alimentos estão favoráveis e disponíveis.

Os meios secundários de dispersão ocorrem por movimento de máquinas e implementos agrícolas e movimento de trabalhadores, neste último caso são carregados por botas e sapatos. Os cistos também podem ser dispersos com o vento durante tempestades. A chuva que provoca inundações e escoamento de água dos campos para trincheiras ou canais de irrigação também redistribuem cistos para áreas adjacentes ou irrigadas.

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas

Este tipo de nematoide produz estruturas de resistência chamadas cistos; estes podem conter cerca de 500 ovos. Alguns juvenis em ovos são capazes de sobreviver dentro do cisto por mais de 30 anos, muito embora depois deste período poucos serão viáveis. Como a maioria dos nematoides, o nematoide-dourado possui quatro estádios juvenis e um estágio adulto, e é o juvenil de 2º estágio (J2) que invade as raízes do hospedeiro. O J2 é atraído pela ponta da raiz em crescimento, que libera gradientes químicos que se difundem no solo, provavelmente usando órgãos dos sentidos (anfídios) localizados na região anterior (da cabeça). O J2 penetra então na raiz, próximo ao ponto de crescimento, ou no local de emissão de uma raiz lateral, cortando as paredes celulares epidérmicas com seu estilete e deixando uma trilha de células destruídas. Eventualmente, ele se alimenta nas células do periciclo, córtex ou endoderme. O estilete do nematoide perfura a parede celular, com o cuidado de não romper a plasmalema, até formar um tubo de alimentação. Este tubo atua como um filtro de partículas pela ação da bomba esofágica. Esta interação especial consiste em aumentar o volume de células da raiz e a quebra de suas paredes para formar as células gigantes ou nutridoras denominadas de sincícios. O nematoide permanece se alimentando pelo sincício até que o desenvolvimento esteja completo, o que pode levar até 3 meses. A disponibilidade de nutrientes parece afetar o desenvolvimento sexual dos juvenis, de modo que fêmeas adultas somente serão produzidas em um ambiente de alta disponibilidade de nutrientes, enquanto que os machos adultos podem desenvolver-se sob condições de

estresse nutricional. Com nutrição suficiente, os juvenis sedentários passam do terceiro e quarto estágio juvenil para adulto. O quarto estágio juvenil (J4) permanece enrolado dentro da cutícula, emerge do sistema radicular após a ecdise e atinge o estágio adulto de macho. Os machos não se alimentam após o 3º estágio (J3). Embora os machos adultos pareçam ter um aparelho de alimentação completo. Os machos adultos são vermiformes, com cerca de 1 mm de comprimento e uma vez no ambiente do solo eles sobrevivem por cerca de 10 dias (Evans, 1970). No terceiro estágio juvenil (J3), as fêmeas começam a se desenvolver e isto se torna mais pronunciado no quarto estágio juvenil (J4). O período de desenvolvimento das fêmeas leva cerca de um mês a seis semanas após a entrada dos juvenis nas raízes, quando estas emergem do córtex radicular, prontas para o acasalamento. O próprio corpo da fêmea se transforma no cisto, contendo os ovos, visto que não há a formação de sacos de ovos, ou massas gelatinosas para depósitos de ovos (Cabi, 2018).

Condições edafoclimáticas ideais para o desenvolvimento

O período de incubação dos ovos depende de uma combinação de fatores como suscetibilidade do hospedeiro, umidade, temperatura, aeração e pH do solo. E a temperatura ótima é de aproximadamente 15 °C, com maior proporção de adultos em uma população submetida a um acúmulo de 650-830 graus dia acima de 4,4 °C (Evans, 1977).

Adaptabilidade: plasticidade

Como é um nematoide que se adapta mais a locais frios, assim, há a possibilidade de causar danos principalmente na região Sul do Brasil. Apesar de não haver registros de sua introdução no Brasil, *G. rostochiensis* pode se adaptar a regiões mais frias e com altitudes elevadas do país, regiões tipicamente adaptadas à produção de batata no país.

Sintomas, sinais e danos

As perdas podem ser expressivas dependendo da infestação do nematoide-dourado-da-batata. Podem ocorrer perdas em torno de 15% a 100%, com sintomas reflexos na parte aérea. Entretanto, os nematoides-

dourados-da-batata, podem não causar sintomas imediatos na parte aérea e permanecer por anos no solo, sem que ocorra a detecção de sua presença. Inicialmente, os cultivos de batata apresentam sintomas de fraco desenvolvimento. As plantas podem apresentar clorose e murchamento nas horas mais quentes do dia. Para se ter certeza de que estes sintomas são causados pelos nematoides-dourados-da-batata e obter um indicativo de densidade populacional, amostras de solos podem ser coletadas ou as fêmeas ou cistos podem ser observados diretamente nas raízes dos hospedeiros. Um exame cuidadoso das raízes revela a presença de pequenos corpos esféricos que medem entre 0,5 mm a 1 mm de diâmetro, cuja coloração é de amarelada. Estes cistos desprendem facilmente das raízes. Em solos bastante infestados, as plantas têm seu sistema radicular reduzido e frequentemente crescem pouco, por deficiência nutricional e estresse hídrico.

O nível de dano econômico para as perdas na colheita por *G. rostochiensis* é inferior a 20 ovos g^{-1} solo (Evans; Stone, 1977). O nematoide reduz o tamanho dos sistemas radiculares de modo que o volume de solo que as plantas são capazes de explorar é pequeno e, portanto, a absorção de nutrientes e de água, são reduzidos. Os danos pelo nematoide-dourado se dão principalmente pela redução das taxas de absorção de nutrientes e indução de deficiências crônicas de nutrientes (Trudgill, 1980). Evidências sugerem que *G. rostochiensis* afeta a quantidade total de minerais absorvidos pelas plantas e transcolados até a parte aérea. Os elementos cujas absorções são mais afetadas são o fósforo (P), o potássio (K), magnésio (Mg) e cálcio (Ca) (Evans; Trudgill, 1978). A concentração de nitrogênio (N) geralmente não é afetada, mas as concentrações de sódio (Na), Mg e Ca podem ser aumentadas. O nematoide-dourado-da-batata diminui significativamente a quantidade de K na matéria seca (Trudgill et al., 1975). Dessa maneira, estes danos podem ser atenuados pela adição de fertilizantes.

Os danos mecânicos causados pela invasão do nematoide-dourado na raiz não se dão somente pela formação de ferimentos nas raízes, mas também pela formação de porta de entrada para outros patógenos, como exemplos têm-se as perdas potencializadas em áreas infestadas pelo nematoide e por *Rhizoctonia solani* e pelo nematoide e por *Verticillium dahliae*. Além disso, a redução das taxas de fotossíntese e senescência prematura, às vezes associada com patógenos de podridão da raiz, diminuem ainda mais o rendimento da cultura.

Métodos de controle

O manejo em curto prazo para *G. rostochiensis* tem como objetivo principal evitar perdas significativas de produção e qualidade dos tubérculos e, a longo prazo, reduzir infestações no solo, que aumenta os problemas para cultivos sucessivos.

É difícil erradicar o nematoide-dourado-da-batata após o estabelecimento em uma área. Assim, a integração de algumas medidas de manejo pode reduzir os problemas causados pelo nematoide-dourado-da-batata.

Prevenção: A prevenção é sempre a melhor forma de controle de patógenos de solo, em especial os nematoides. Devido ao fato de os nematoides se moverem lentamente no solo onde a distância percorrida por eles, ao ano, provavelmente, não exceda uns poucos metros (Agris, 2005), sua principal forma de disseminação é passiva, por meio de solo, água ou batata-semente contaminadas. A prevenção preserva a área de cultivo livre desses patógenos, pois, uma vez introduzidos na propriedade, o produtor terá que conviver com o problema, já que sua erradicação é praticamente impossível. É importante lembrar que o Brasil é um dos poucos países da América do Sul, onde não foi registrada a presença do nematoide-dourado-da-batata. Dessa maneira, a aplicação de medidas quarentenárias em material vegetal proveniente de outros países, com restrição à entrada destes patógenos no país é de extrema relevância. Para prevenir a infestação por nematoide-dourado-da-batata em áreas não infestadas vários métodos são usados; incluindo legislação acerca da movimentação de batata, semente e solo. Protocolos da Organização Européia e Mediterrânea para a Proteção de Plantas (EPPO) para estes nematoides requerem que os solos dos campos de batata-sementes sejam amostrados para atestar que estão livres de cistos viáveis. A quarentena é uma medida importante, apesar de onerosa, para limitar os danos por organismos causadores de doenças, como os nematoides, sendo que técnicas de identificação e prevenção aliadas à legislação são atualmente empregadas em vários países. As barreiras físicas, por exemplo, oceanos e montanhas, ajudam a confinar as pragas localmente, mas o comércio, principalmente de batata-semente é provavelmente a chave para explicar a disseminação dessas doenças. O uso de batata-semente certificada, livre de nematoides fitoparasitas, é essencial

para manter este grupo de patógeno fora da área de cultivo. Com isso, reduz-se drasticamente a possibilidade de se introduzir nas lavouras tanto nematoides já presentes no Brasil, quanto os nematoides exóticos, que apresentam alto risco de introdução em caso de desvio de batata-consumo, eventualmente importada, para uso como batata-semente. Apesar de quarentenários, os nematoides formadores de cistos são de ocorrência em países vizinhos do Brasil como Argentina, Venezuela, Peru, Colômbia, Chile, Equador e Bolívia, representando sérios riscos de sua introdução no Brasil (Santos, 2003; Silva; Santos, 2007). A não constatação destes nematoides no Brasil e a facilidade com que se disseminam por meio de tubérculos infestados ou solo aderente a eles fazem com que a batata importada seja cuidadosamente examinada por autoridades que têm competência para tal. Órgãos governamentais como a Estação Quarentenária de Germoplasma Vegetal (EQGV), da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia e o MAPA funcionam como barreiras à introdução de novos patógenos no país, por meio de análises nematológicas e determinação de medidas de quarentena aplicadas ao germoplasma proveniente do exterior (Tenente; Manso, 1983).

Rotação de culturas: A rotação de culturas para manejo desse patógeno é dificultada, pois é necessário não cultivar batata durante vários anos na mesma área em que ocorreram os problemas. A rotação de culturas é frequentemente usada para reduzir a população do nematoide-dourado-da-batata *G. rostochiensis*, já que os maiores hospedeiros destas espécies são restritos à família Solanaceae, cujos maiores cultivos comerciais são a batata, o tomate e a berinjela. Quando estas plantas são cultivadas sob monocultura por várias safras em solo infestado, a população destes nematoides pode aumentar e os rendimentos destes cultivos serem prejudicados. Para reduzir a população de nematoides, cultivos não hospedeiros como aveia são alternados entre cultivos de hospedeiros. O declínio anual do nematoide-dourado-da-batata no solo é variável, dependendo das espécies não hospedeiras utilizadas. Se a redução da população pela rotação em si não for significativa, então outros métodos de controle podem ser necessários como o uso de cultivares resistentes, cultivos armadilha, ou nematicidas. A rotação de culturas pode ser uma prática econômica e sustentável, com taxas médias de declínio entre culturas de batata. No entanto, sob certas condições econômicas, isso pode apresentar limites inaceitáveis na produção global de batata. Geralmente, oito anos entre as culturas de batata são necessárias

para garantir que a população no plantio permaneça abaixo de cinco ovos por grama de solo, limite ideal para os cultivos.

Culturas armadilha: têm sido utilizados com sucesso na redução de populações do nematoide-dourado-da-batata. A batata é cultivada visando fazer com que os juvenis penetrem nas raízes e se desenvolvam em jovens adultos. Pelo monitoramento da temperatura do solo, a fertilização e formação de novos ovos podem ser evitadas ao destruir o cultivo entre 6 a 7 semanas depois do plantio. O uso de clones de batata resistentes, como cultivo armadilha tem sido usado eficientemente na Irlanda do Norte. E há relatos do uso de linhagens de outra solanácea hospedeira, *S. sisymbriifolium*, com o mesmo objetivo.

Solarização do solo: é um bom método para controlar nematoides sob condições de climas quentes. O solo é coberto por duas camadas de polietileno, permitindo que o solo comece a aquecer rapidamente. Tem sido relatado que a solarização por 62 dias reduziu a população de *G. rostochiensis* em 95% (Mani et al., 1993). Este método pode ter algum efeito em profundidades de até 10 cm, mas devido ao custo, poderia ser mais eficiente se empregado em pequenas áreas, como estufas.

Controle Biológico: Parasitas naturais e o controle biológico estão sendo estudados intensivamente como forma natural de controlar nematoides sem o uso de nematicidas, que são altamente tóxicos e nocivos ao meio ambiente. *Pochonia chlamydosporia*, *Purpureocillium lilacinum*, *Fusarium oxysporum* e *Cylindrocarpon destructans* são espécies de organismos com potencial efeito nos nematoide-dourado-da-batata, muito embora até o presente existam poucos produtos biológicos comerciais para controlar *G. rostochiensis*. Um exemplo de limitações a este respeito é a replicação dos resultados obtidos em ambientes controlados, quando testados a campo, por uma série de dificuldades não totalmente entendidas, mas poderia haver interferência, por exemplo, de fatores relacionados à ecologia e à fisiologia dos nematoides ou a relação com os hospedeiros. Progressos na área de controle biológico requerem melhor entendimento da dinâmica de populações de nematoides e seus hospedeiros, envolvendo uma série de fatores como a ação de exsudatos das raízes, tipo de solo, modo de parasitismo do organismo controle, ou ainda fase do ciclo do nematoide que é mais suscetível à infecção.

Controle Químico: Com relação ao controle químico, nematicidas fumigantes têm sido usados para ajudar a reduzir a densidade de nematoides em solos com altas infestações. Estes são injetados no solo, controlando os nematoides com certa eficiência, mas apresentam riscos ao meio ambiente e sua eficácia depende do tipo de solo, conteúdo de umidade, drenagem e temperatura. Também existem nematicidas não fumigantes, como os organofosforados e os carbamatos. Estes são mais efetivos quando usados na forma de grânulos incorporados a cerca de 15 cm abaixo da superfície do solo. Entretanto, deve ser lembrado que os nematicidas são produtos altamente tóxicos, com risco de contaminação ao homem e ao meio ambiente.

Resistência genética: é uma forma eficiente de lidar com estes nematoides, mas o uso contínuo de qualquer cultivar de batata resistente traz o risco de selecionar uma população de nematoides virulentos, talvez até um tipo não reconhecido previamente, especialmente onde misturas populacionais desconhecidas de espécies e / ou patótipos ocorrem no mesmo local. Portanto, é aconselhável utilizar uma cultivar diferente (resistente ou tolerante) a cada ano para evitar esse problema. Nas variedades resistentes, ocorre o mecanismo de hipersensibilidade (HR), em que os juvenis de segundo estágio (J2) invadem as raízes da planta, entretanto não conseguem estabelecer um sítio de alimentação ou um sincício com sucesso. Nessa situação, os machos são mais propensos a serem produzidos do que as fêmeas, uma vez que os machos têm menos necessidades de nutrientes em comparação com as fêmeas. No entanto, mesmo com o plantio de cultivares resistentes podem haver sinais de ataque. Em relação a resistência de cultivares, nem todas são igualmente danificadas pelo nematoide-dourado-da-batata. Aquelas que possuem alto grau de resistência sofrem menos danos dos efeitos parasitários de *G. rostochiensis*. Cultivares tolerantes podem suportar altos níveis populacionais do nematoide-dourado-da-batata, que ameaçam os cultivos da batata. Portanto, essas cultivares não devem ser cultivadas sem outras medidas integradas para controlar o aumento da população de *G. rostochiensis*. Algumas variedades resistentes aos nematoides formadores de cisto (*Globodera* spp.), podem reduzir a população do nematoide no solo em torno de 50% (Cabi, 2018). Entre as variedades comerciais da Europa e América do Norte, há disponibilidade de excelentes fontes de resistência a *G. rostochiensis* (Mai et al., 1990).

Métodos de produção de material propagativo

A batata, por ser propagada a partir de tubérculos, ou seja, de clones, é propensa ao acúmulo de doenças, como vírus, bactérias, fungos e os próprios nematoides. Porém, uma das tecnologias de produção de batata-semente que mais evoluiu e disseminou na cadeia produtiva foi a utilização da biotecnologia na produção de minitubérculos e plantas em laboratório e telado. O processo se inicia com a retirada de tecidos meristemáticos de batata que são propagados em laboratório. Esta técnica é denominada cultura de tecidos. Estes tecidos meristemáticos são multiplicados e originam pequenas plantas, cada planta pode ser cultivada em vaso com substrato ou solo, ou mesmo em meio hidropônico, originando um ou dois pequenos tubérculos, os chamados minitubérculos, e estes podem ser utilizados para a produção em campo de sementes. Essa tecnologia proporciona a obtenção de batata-semente com elevada qualidade fitossanitária, podendo ser superior à semente importada, se utilizada de forma adequada. Esta é uma técnica plenamente viável do ponto de vista econômico, mesmo com seu custo elevado, e existem vários laboratórios comerciais no país que comercializam minitubérculos obtidos desta forma (Silva et al., 2016).

Processo pós-colheita/transformação primária

É importante evitar o comércio de batatas tanto para consumo como sementes, com resíduos de solo, pois isso evita a disseminação e dispersão dos cistos do nematoide de uma região para outra.

Acondicionamento e transporte

Como os cistos podem ser dispersos quando aderidos aos tubérculos ou ao solo, mesmo com solo seco, qualquer forma de transporte de tubérculos ou utilização de maquinários em áreas infestadas precisam de todo cuidado para evitar a dispersão deste inóculo. Dessa maneira, a limpeza de máquinas, caixas e qualquer utensílio que seja utilizado no acondicionamento dos tubérculos de batata são fundamentais para evitar seu transporte e disseminação a longas distâncias.

Vias de ingresso

Geralmente os nematoides-de-cisto aumentam em número com o tempo, comumente em reboleiras. Quando o solo de áreas infestadas é movimentado, por exemplo, com maquinário agrícola, implementos e trabalhadores rurais, os cistos podem aderir a partículas de solo e são facilmente transferidos para áreas não infestadas. Isso pode ocorrer em todos os níveis, local ou internacionalmente. Transporte de plantas colhidas e tubérculos também requerem extremos níveis de cuidado para prevenir a dispersão. Materiais embalados também podem conter cistos, que podem ser introduzidos em ambientes favoráveis para a contaminação.

O vento também pode causar a dispersão dos cistos em solo seco e partes de plantas entre diferentes áreas. Movimentação de água também pode trazer riscos de transporte de cistos para áreas próximas.

É sabido que os nematoides-de-cisto são capazes de passar pelo trato digestivo de animais e serem excretados intactos. Também as partículas de solo transportadas nos cascos de animais podem mover cistos para outras áreas.

Todavia, provavelmente a maior causa de introdução de *G. rostochiensis* para diferentes países é não intencional, com o advento de comércio e transportes de tubérculos contaminados.

Inspeção e detecção

Conforme citado anteriormente, os nematoides-de-cisto-da-batata, bem como outros nematoides-de-cisto, não causam sintomas específicos de infestação. Inicialmente, cultivos podem mostrar sintomas de fraco desenvolvimento e as plantas podem apresentar clorose e murchamento. Quando os tubérculos são colhidos há perdas de rendimento e os tubérculos serão menores. Para ter certeza de que estes sintomas são causados por nematoides-de-cisto e para ter indicação da população, amostras de solo podem ser retiradas ou as fêmeas ou cistos podem ser observados diretamente nas raízes dos hospedeiros. Pesquisas de números e distribuição dos nematoides-de-cisto são pré-requisitos para tomadas de decisões quanto ao seu manejo. Amostras podem ser retiradas do campo para saber se o

nematoide-de-cisto está presente ou não no campo para fins estatutários ou para determinar a extensão da infestação e pode inclusive determinar qual espécie está presente. O exame das raízes infestadas mostra a presença de fêmeas globosas de coloração branca, amarela e dourado ou marrom, dependendo do estágio de desenvolvimento adulto do nematoide.

Situação regulatória no mundo

Como esta é uma praga de grande importância econômica e que pode ser facilmente transportada de áreas infestadas para outras não infestadas, mesmo entre diferentes países, cuidados especiais regidos por legislações são amplamente empregados, incluindo legislação acerca da movimentação de batata-semente e solo. Como exemplo, podem ser citados os Protocolos da Organização Européia e Meditêrânea para a Proteção de Plantas (EPPO), os quais requerem, para estes nematoides, que os solos dos campos de sementes de batata sejam amostrados para atestar que estão livres de cistos viáveis. No Brasil, a legislação exige que os países exportadores de batata-semente emitam uma declaração atestando que o material está isento de pragas quarentenárias, inclusive dos nematoides-de-cisto. No entanto, toda esta certificação é baseada em amostragem, não sendo possível analisar todos os tubérculos-semente enviados para o país, portanto há riscos de entrada desta e de outras pragas quarentenárias no país enquanto a importação de material propagativo é permitida.

Antecedentes de intercepções

A batata foi primeiramente domesticada e cultivada por povos dos Andes provavelmente há mais de 8.000 anos. Quando o Peru foi colonizado pela Espanha em 1531, a batata já era fonte importante de alimento para aquele povo. A batata foi levada para a Europa em algum período no Século XVI na Espanha. Outra introdução ocorreu na Inglaterra por volta de 1590, mas não da mesma fonte. A partir destas introduções, a batata se dispersou pela Europa e por outras partes do mundo. No Século XIX, a batata havia sido cultivada e dispersada por longas áreas geográficas pelo comércio e movimento de pessoas. Com o advento da grande epidemia da requeima-da-batata (*Phytophthora infestans*), na metade do Século XIX, muitas pessoas na Europa sofreram com a fome, particularmente o povo Irlandês que naquela época era dependente

da batata como seu alimento básico. Não há relatos de danos causados pelo nematoide-dourado-da-batata naquela época, mas se não era reconhecido ou se ainda não havia sido introduzido não se sabe. Porém, como a batata era tão importante fonte de alimentos para a Europa, foi realizada busca por fontes de resistência na sua origem, a América do Sul. O novo material genético foi utilizado para cruzamentos com variedades locais adaptadas a dias longos e mais adaptadas às condições Europeias. É bem provável que os nematoides-de-cisto foram introduzidos na Europa com este novo material genético por volta de 1850. Em 1881, Kuhn reportou pela primeira vez danos de nematoides-de-cisto em batata, embora naquela época tenha sido descrito como o nematoide da beterraba *Heterodera schachtii*. Os trinta anos entre 1881 e a introdução do novo material genético, muito provavelmente com solo e cistos aderidos, foi suficiente para os nematoides-de-cisto causarem danos importantes nos campos e culturas. Em 1923, Wollenweber descreveu o nematoide-de-cisto em batata como uma nova espécie *Heterodera rostochiensis*. Posteriormente, *H. pallida* foi descrito por Stone em 1973 como uma segunda espécie de nematoide-de-cisto ocupando quase que idêntico nicho, mas tendo significativas diferenças fisiológicas, morfológicas e bioquímicas. Na América do Norte, *G. rostochiensis* foi primeiramente descoberto em Long Island, New York em 1941. O nematoide provavelmente foi introduzido aderido a equipamentos militares que retornaram da Europa depois de Segunda Guerra Mundial – este campo cultivado com batatas foi constituído no local de um antigo campo militar.

No começo da década de 1970, cientistas do México descobriram uma infestação de *G. rostochiensis* no estado de Guanajuato (Iverson, 1972). Foi relatado também na África do Sul em 1971 (Kleynhans, 1998).

Dois dos mais recentes casos de *G. rostochiensis* ocorreram em Quebec, Canadá em 2006 e em Mallorca, Espanha, neste mesmo ano, portanto demonstrando a importância do contínuo cuidado com regulações fitossanitárias e medidas de quarentena (Cabi, 2018).

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

O Brasil é um grande importador de batata-semente, e estas são originadas de diferentes regiões do mundo, principalmente Europa, mas também

América do Norte e América do Sul, incluindo países onde este tipo de nematoide existe. Como precaução, o Brasil exige que o país exportador realize análises e emita certificado garantindo que o material é isento de riscos, mas todas estas análises, inclusive aquelas realizadas a partir de amostras retiradas de contêiner nos portos, são feitas por amostragem, não sendo possível avaliar todos os tubérculos-semente que entram no país. Dessa forma, enquanto a importação de batata-semente é permitida, existem permanentes riscos destas e de outras pragas quarentenárias entrarem no país.

Potenciais consequências econômicas para o Brasil

Como esta é uma praga que se adapta mais a locais frios, há possibilidade de causar danos principalmente na região Sul do País. Os três estados do Sul são grandes produtores de batata, correspondendo a cerca de pouco mais de 40% da área com batata no país (IBGE, 2017), e também destacam-se como grandes produtores de batata-semente.

O atual custo de perdas causadas por *G. rostochiensis* é difícil de determinar, mas os nematoides-de-cisto-da-batata (incluindo *G. pallida*) causam extensos danos, principalmente em regiões mais frias e quando raças mais virulentas ocorrem. A situação é pior com *G. pallida*, em que existe poucas cultivares resistentes. Os danos podem ser correlacionados com o número de ovos por unidade de solo, e é refletido no rendimento dos tubérculos. Infestações severas podem resultar em rendimentos inferiores à quantidade de batata-semente plantada.

Para citar um exemplo de pesquisas realizadas em um país da América do Sul, o Chile, onde estudos foram realizados nas condições de verão, comparando diferentes densidades de ovos por grama de solo, em condições controladas, foi verificado que quanto maior a quantidade de ovos maior as perdas em rendimento, com níveis de inóculo de 12, 32 e 128 ovos/por grama de solo e reduções no rendimento de 20%, 50% e 70%, respectivamente (Greco; Moreno, 1992).

Referências

AGRIOS, G. N. **Plant Pathology**. Boston: Elsevier, 2005. 921p.

CABI. ***Globodera rostochiensis***. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 03 ago. 2018.

CHARCHAR, J. M. Nematoides associados à cultura da batata (*Solanum tuberosum* L.) nas principais regiões de produção do Brasil. **Nematologia Brasileira**, v. 21, n. 2, p. 49-59, 1997.

CHITWOOD, B. G.; BUHRER, E. M. Summary of soil fumigant tests made against the golden nematode of potatoes (*Heterodera rostochiensis*, Wollenweber), 1942-1944. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, v. 12, p. 39-41, 1945.

EVANS, K. Longevity of males and fertilization of females of *Heterodera rostochiensis*. **Nematologica**, v. 16, p. 369-374, 1970.

EVANS, K.; STONE, A. R. A review of the distribution and biology of the potato cyst nematodes *Globodera rostochiensis* and *G. pallida*. **PANS**, v. 23, n. 2, p. 178-189, 1977.

EVANS, K.; TRUDGILL, D. L. Pest aspects of potato production, Part 1. Nematode pests of potatoes. In: HARRIS, P.M. (Ed.). **The Potato Crop**. Chapman and Hall, London, 1978, 730 pp.

GOLINOWSKI W.; SOBCHAK, M.; KUREK, W.; GRYMASZEWSKA. 1997. The structure of Syncytia. In: FENOLL, C.; GRUNDLER, F. M. W.; OHL, S. A. (Ed.). **Cellular and Molecular Aspects of Plant Nematode Interactions**. Dordrecht, Netherlands: Kluwer Academic Publishers, 1997. p. 80-97.

GRECO, N; MORENO, I. Influence of *Globodera rostochiensis* on yield of summer, winter and spring potato in Chile. **Nematropica**, v. 22, p. 165-173, 1992.

IBGE. **Produção Agrícola Municipal 2016**: informações sobre culturas temporárias. Rio de Janeiro: IBGE, 2016. Disponível em: <<http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/pesquisas/pam/default.asp>>. Acesso em: 04 set. 2017.

IVERSON, L.G.K. **Golden nematode-infestation found in Mexico**. Plant Disease Reporter, v. 49, p. 281, 1972.

KLEYNHANS, K. P. N. Potato cyst nematodes (*Globodera* species) in Africa. In: MARKS, R. J.; BRODIE, B. B.). **Potato cyst nematodes, biology, distribution and control Wallingford**. UK: CAB International, p. 347-351, 1998.

LORDELLO, L. G. E. **Nematoides das plantas cultivadas**. São Paulo: Nobel, 1973. 197p.

MAI, W. F.; BRODIE, B. B.; HARRISON, M. B.; JATALA, P. Nematodes. In: HOOKER, W. J. (Ed.). **Compendium of Potato Diseases**. St. Paul, Minnesota, USA: The American Phytopathological Society, 1990. p. 93-101,

MANI, A.; PRAKASH, K. S.; ZIDGALI, T. A. Comparative effects of soil solarization and nematicides of three nematode species infecting potato. **Current Nematology**, v. 4, n. 1, p. 65-70, 1993.

SANTOS, J. M. Os nematoides na cultura de batata. **Revista Batata Show**, v. 3, n. 7, p. 8-10, jul., 2003.

SILVA, A. R.; SANTOS, J. M. **Nematoides na Cultura da Batata no Brasil**. 1. Ed. São Paulo: Associação Brasileira da Batata - ABBA, 2007. 55 p.

SILVA, G. O. da; HIRANO, E.; PEREIRA, A. da S.; CARVALHO, A. D. F de. Produção de batata-semente. In: NASCIMENTO, W. M.; PEREIRA, R. B. (Ed.). **Hortaliças de Propagação Vegetativa** – Tecnologia de Multiplicação. Brasília: Embrapa, 2016. p. 63-97,

STONE, A. R. *Heterodera pallida*. **Commonwealth Institute of Helminthology Descriptions of Plant Parasitic Nematodes**, v. 2, n. 4, p.16-17, 1973.

SULLIVAN, M. J.; INSERRA, R. N.; FRANCO, J.; MORENO-LEHEUDE, I.; GRECO, N. Potato cyst nematodes: plant host status and their regulatory impact. **Nematopica**, v. 37, p. 193–201, 2007.

TENENTE, R. C.; MANSO, E. S. B. G. C. Nematoides formadores de cistos em batata. Brasília, DF: EMBRAPA-CENARGEN, 1983. 5 p. (EMBRAPA-CENARGEN. Comunicado Técnico, 6).

TRUDGILL, D. L.; EVANS, K.; PARROTT, D. M. Effects of potato cyst nematodes on potato plants. II. Effects on haulm size, concentration of nutrients in haulm tissue and tuber yield of a nematode resistant and a nematode susceptible potato variety. **Nematologica**, v. 21, p. 183-191, 1975.

TRUDGILL, D. L. Effects of *Globodera rostochiensis* and fertilisers on the mineral nutrient content and yield of potato plants. **Nematologica**, v. 26, p. 243-254, 1980.

TURNER, S. J. Population decline of potato cyst nematode (*Globodera rostochiensis*, *Globodera pallida*) in field soils in Northern Ireland. **Annals of Applied Biology**, v. 129, p. 315-322, 1996.

PARTE 6

Procaríotos

Capítulo 20

Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras

Capítulo 21

Pantoea stewartii subsp. *stewartii* (Enterobacteriales: Enterobacteriaceae)

Capítulo 22

Xanthomonas oryzae pv. *oryzae* (Xanthomonadales: Xanthomonadaceae)

Capítulo 23

Xylella fastidiosa subsp. *fastidiosa*
(Xanthomonadales: Xanthomonadaceae)

Capítulo 20

Fitoplasmas associados às Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal das Palmeiras

MICHEL DOLLET, VIVIANE TALAMINI

Identificação da praga

Nome científico do agente etiológico das “Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal (Lethal yellowing Type Syndromes –LYTS-) ou “amarelecimento letal”:

- *Candidatus* Phytoplasma palmicola – (África Ocidental e Moçambique).
- “*Ca. Phytoplasma palmae*” (espécie candidata para fitoplasmas do Caribe); cinco subgrupos do grupo 16SrDNA IV: A, B, D, E, F.
- Fitoplasmas associados ao Declínio Letal ou “*Ca. Phytoplasma cocostanzania*” (ou Lethal Disease Tanzania – LDT).
- Borgia Coconut Syndrome -BCS- (Papua Nova Guiné).

Somente *Ca. Phytoplasma palmicola* é oficialmente reconhecido como uma espécie (Harrison et al., 2014).

Posição taxonômica

- Domínio: Bactéria.
- Filo: Tenericutes.
- Classe: Mollicutes.
- Ordem: Acholeplasmatales.
- Família: Acholeplasmataceae.

Sinonímias

- Lethal yellowing.
- Coconut lethal yellowing.
- Lethal yellowing of palms.
- Palm lethal yellowing.
- Palm lethal decline.
- Lethal yellowing type-disease.
- Amarelecimento letal.
- Jaunissement mortel du cocotier.
- Amarillamiento letal del cocotero (Mexico, Honduras, Guatemala).
- Cape Saint paul Wilt (Ghana).
- Maladie de Kaïncopé (Togo).
- Awka disease (Nigeria).
- Maladie de Kribi (ou Kribi disease) (Camarões).
- Coconut lethal disease, lethal disease (LD) ou lethal decline Tanzania.

Hospedeiros

Família Arecaceae

- *Acrocomia aculeata*.
- *Adonidia merrillii*.
- *Aiphanes lindeniana*.
- *Allagoptera arenaria*.
- *Arenga engleri*.
- *Bismarkia sp.*
- *Borassus flabellifer*.
- *Caryota mitis*.
- *Caryota rumphiana*.
- *Caryota urens*.
- *Chelyocarpus chuco*.
- *Chrysalidocarpus cabadae* (?).
- *Cocos nucifera*.
- *Coccothrinax readii*.
- *Copernicia alba*.
- *Corypha taliera*.
- *Corypha utan*.
- *Crysochloa warsecewiczii*.
- *Cyphophoenix nucele*.
- *Dictyosperma album*.
- *Dypsis cabadae*.
- *Dypsis decaryi*.
- *Gaussia attenuata*.

- *Howea belmoreana*.
- *Howea forsteriana*.
- *Hyophorbe verschaffeltii* ou *Mascarena verschaffeltii*.
- *Latania lontaroides*.
- *Livistona chinensis*.
- *Livistona rotundifolia*.
- *Nannorrhops ritchiana*.
- *Phoenix canariensis*.
- *Phoenix dactylifera*.
- *Phoenix reclinata*.
- *Phoenix roebelenii*.
- *Phoenix rupicola*.
- *Phoenix sylvestris*.
- *Pritchardia affinis*.
- *Pritchardia maideniana*.
- *Pritchardia pacifica*.
- *Pritchardia remota*.
- *Pritchardia thurstonii*.
- *Ravenea hildebrandtii*.
- *Roystonea regia*.
- *Sabal mexicana*.
- *Sabal palmetto*.
- *Syagrus romanzoffiana*.
- *Syagrus romanzoffiana* x *Butia capitata*.
- *Syagrus schizophylla*.

- *Trachycarpus fortunei*.
- *Thrinax radiata*.
- *Veitchia arecina*.
- *Veitchia macdanielsii*.
- *Washingtonia robusta*.
- *Wodyeta bifurcata*.

Outras famílias

- *Cardulovica palmate* (Cyclanthaceae).

Outros possíveis hospedeiros

- *Agave tequilana* (Agavaceae).
- *Cleome rutidosperma* (Cleomaceae).
- *Cyanthillium cinereum* (Asteraceae).
- *Diplacrum capitatum* (Cyperaceae).
- *Manihot esculenta* – mandioca- (Euphorbiaceae).
- *Macroptilium lathyroides* (Fabaceae).
- *Pandanus utilis* (Pandanaceae).
- *Paspalum vaginatum* (Poaceae).
- *Pennisetum pedicellatum* (Poaceae).
- *Phyllanthus muellerianus* (Phyllanthaceae).
- *Scoparia dulcis*, (Plantaginaceae).
- *Stachytarpheta jamaicensis* (Verbanaceae).

(Brown et al., 2008a, 2011; Candidatus, 2014; Gonzales-Pacheco et al., 2014; Arocha et al., 2016; Cabi, 2018)

Distribuição geográfica da praga

- América do Norte: México e Estados Unidos (nos Estados Flórida e Texas).
- América Central: Belize, Guatemala e Honduras.
- Caribe: Antígua e Barbuda, Bahamas, Ilhas Cayman, Cuba, Haiti, Jamaica, Porto Rico, República Dominicana, São Bartolomeu (Saint-Barthélemy), São Cristóvão e Neves (Saint Kitts and Nevis), São Martinho (Saint Martin e Sint Maarten).
- África Ocidental: Camarões, Costa do Marfim, Gana, Nigéria e Togo.
- África Oriental: Quênia, Moçambique e Tanzânia.
- Pacífico: Papua Nova Guiné (Figura 1) (Candidatus..., 2014; Cabi, 2018).

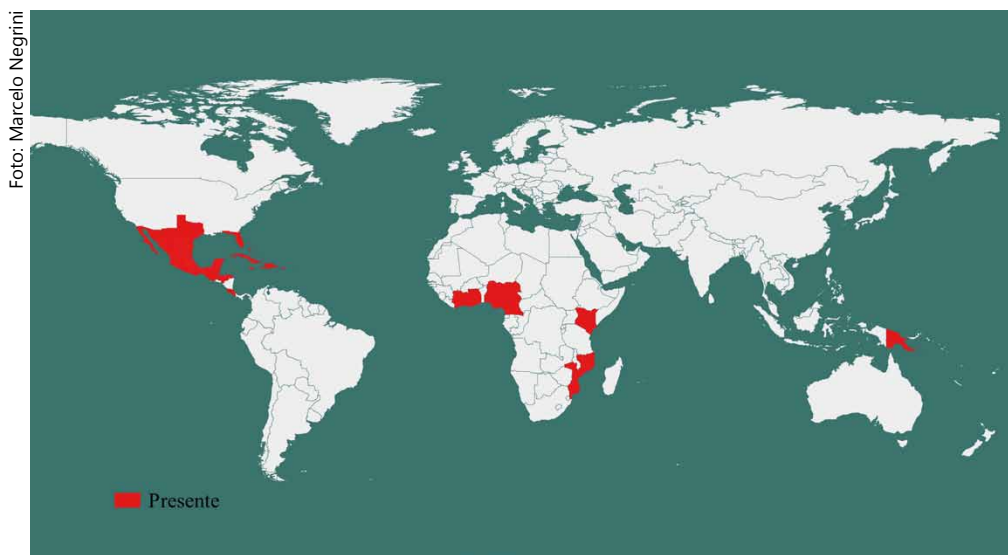


Figura 1. Distribuição geográfica de Síndromes do Tipo Amarelecimento Letal.

Biologia da praga

Ciclo biológico da praga

Os fitoplasmas são bactérias obrigatórias desprovidas de parede celular com alto pleomorfismo, muito suscetíveis à pressão osmótica, colonizadoras e sobreviventes nos tubos crivados do floema das plantas infectadas. Devido ao seu tamanho reduzido, os fitoplasmas somente podem ser visualizados por meio de microscopia eletrônica nos tecidos das plantas infectadas (Figura 2). São microrganismos transmitidos de planta a planta por meio do canal salivar de insetos que se alimentam dos tecidos do floema. No inseto vetor, eles se multiplicam no intestino, nas glândulas salivares e em outros órgãos, o que significa que eles têm a capacidade de se adaptar facilmente a diversos ambientes (Cousin; Boudon-Padieu, 2002; Bai et al., 2006).

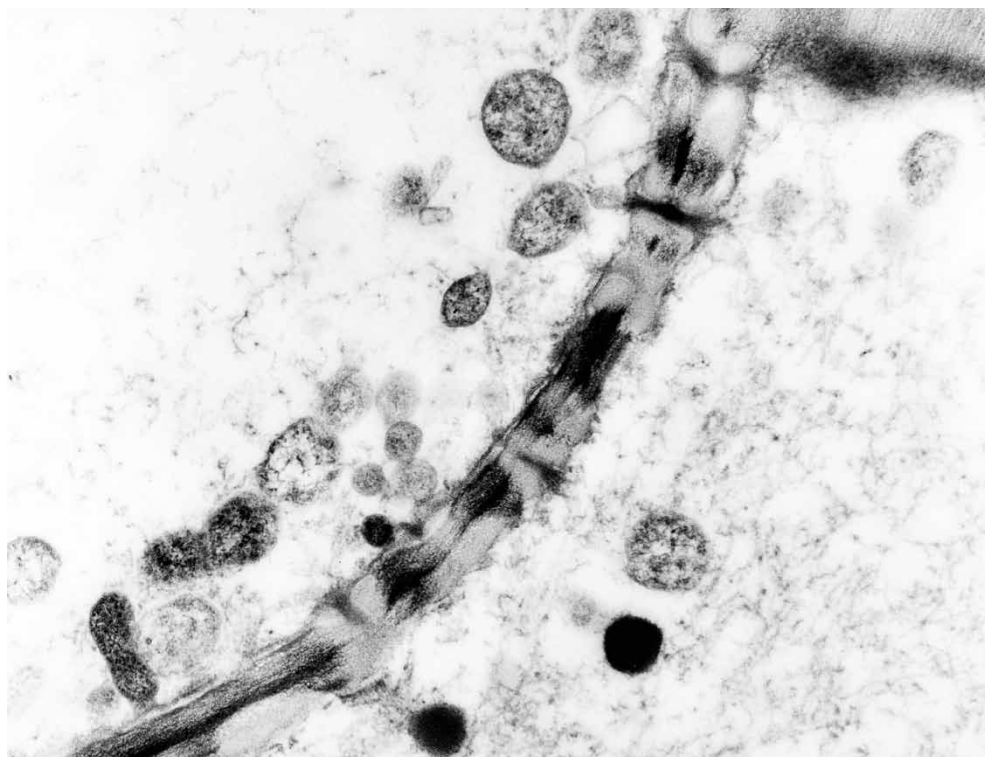


Foto: Michel Dollet

Figura 2. Fitoplasmas dentro dos elementos de tubos crivados de uma inflorescência de coqueiro afetado pela “maladie de Kaincopé” no Togo.

No caso do amarelecimento letal do Caribe (LY), foi provado, na Flórida, que o Cixiidae *Haplaxius crudus* (ex. *Myndus crudus*) (Figuras 3 e 4) é o vetor do fitoplasma (Howard et al., 1983). Plantas de coco (*Cocos nucifera* L.), quando inoculadas em condições controladas, apresentam sintomas do AL somente após um longo período de incubação, estimado para plantas jovens (menos de cinco anos) entre 4 a 18 meses (Howard et al., 1995). No campo, o período de incubação varia entre 7,6 a 15 meses (Dabeck, 1975). A disseminação do AL pode ocorrer durante todo o ano, mas é influenciada pelas condições ambientais da região (estações do ano, regime pluviométrico). Na Jamaica, o período de disseminação do AL mais intenso ocorre entre janeiro a agosto (Dabek, 1975).

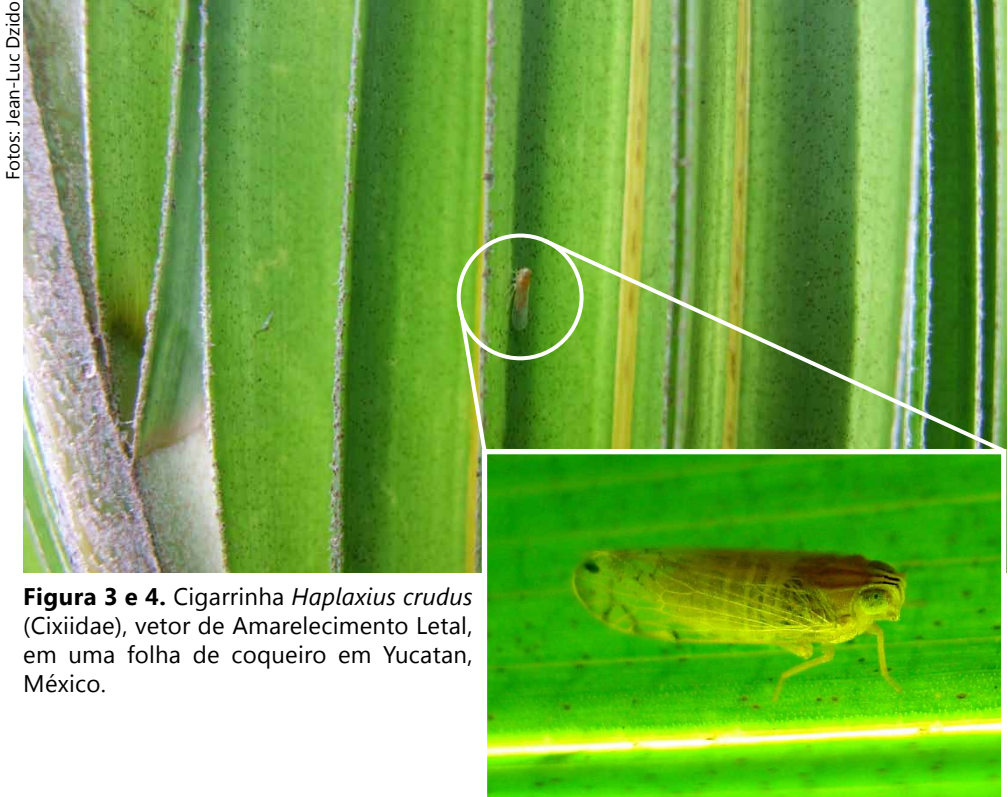


Figura 3 e 4. Cigarrinha *Haplaxius crudus* (Cixiidae), vetor de Amarelecimento Letal, em uma folha de coqueiro em Yucatan, México.

Na Flórida e no Caribe, o grupo 16SrIV (*Candidatus Phytoplasma palmae*) é o agente etiológico do AL. Este grupo inclui cinco subgrupos denominados: A; B; D; E; e, F. No entanto, recentes resultados de caracterização molecular e de diferenças na gama de hospedeiros levam cada vez mais a considerar que existem dois tipos de LYTS no Sul dos Estados Unidos: o AL e o TPD - Texas Phoenix Decline – este último envolvido nas recentes epidemias de LYTS em *Phoenix* spp. e no *Sabal palmetto*, na Flórida (Jeyaprakash et al, 2011; Ntushelo et al., 2013; Halbert, 2014; Harrison; Elliot 2016). Na África Ocidental e Moçambique, as LYTS do coqueiro são causadas pelo fitoplasma do grupo 16SrXXII chamado *Candidatus Phytoplasma palmicola* (Harrison et al., 2014). Na Tanzânia e no Quênia, outro grupo de fitoplasma ainda não identificado causa o LDT (Lethal Disease Tanzânia). Em Papua Nova Guiné, um novo grupo de fitoplasmas foi identificado em associação com a síndrome denominada “Bogia Coconut Syndrome”, esta considerada a primeira LYTS que afeta a região do Pacífico (Kelly et al., 2011; Dollet et al., 2018). Isto significa que existem pelo menos quatro diferentes fitoplasmas em diferentes partes do mundo, envolvidos no desenvolvimento da mesma ou muito semelhante sintomatologia das LYTS em coqueiro. De fato, essas doenças são caracterizadas por uma síndrome que inicia com a queda prematura de todos os frutos, seguida de amarelecimento das folhas da porção inferior da planta, e da necrose da inflorescência. No estágio final da doença, quando restam apenas 6 a 10 folhas amareladas (um número bem menor que em coqueiros sadios) ocorre, com frequência, a podridão do meristema apical, e a planta morre.

Estratégias reprodutivas da praga

Após a inoculação, o fitoplasma invade progressivamente toda a planta durante o período de incubação causando uma infecção sistêmica. Devido ao fato da planta hospedeira do fitoplasma morrer, a persistência desse microrganismo no ambiente ocorre por meio de sua aquisição pelo inseto-vetor, seguida de incubação no intestino desse inseto e da posterior inoculação em outro coqueiro. Assim a doença dissemina-se de planta a planta e, nos focos, é possível visualizar todos os seus estágios da doença. Na maioria dos casos, 100% ou quase 100% dos coqueiros infectados morrem. Outras possíveis fontes de inóculo para as LYTS ainda permanecem desconhecidas. Existem relatos de fitoplasmas do grupo IV sobrevivendo em algumas plantas espontâneas, na Jamaica (Brown et al., 2008a; 2008b). No entanto, existem controversias nesses relatos, pois o uso sistemático da técnica

do Nested-PCR não permitiu confirmação desses resultados (Jeger et al., 2017). Outras plantas espontâneas como: *Paspalum vaginatum* (Poaceae); *Pennisetum pedicellatum* (Poaceae); *Stachytarpheta indica* (Verbenaceae); *Scoparia dulcis* (Plantaginaceae); *Phyllanthus muellerianus* (Phyllanthaceae); *Diplacrum capitatum* (Cyperaceae); *Agave tequilana* e *Manihot esculenta* – mandioca- (Euphorbiaceae), foram confirmadas como hospedeiros dos fitoplasmas do grupo 16SrXXII na Costa do Marfim (Arocha-Rosete et al., 2016; Kra et al., 2017). Nestes estudos não está claro se os resultados foram obtidos com a técnica do Nested-PCR ou pelo teste direto do PCR. No Caribe, Estados Unidos e América Central, o fitoplasma 16SrIV também infecta outras espécies de palmeiras. Cerca de 40 espécies de palmeiras são suscetíveis, incluindo palmeiras economicamente importantes (veja acima no item 2- Hospedeiros) como *Phoenix dactylifera* ou palmeiras ornamentais frequentemente plantadas como *Pritchardia pacifica* (Figuras 5 e 6) ou *Adonidia merrillii* (Figuras 7 e 8). Algumas palmeiras como *Thrinax radiata* tem sido observadas com sintomas de LYTS (Figuras 9 e 10), confirmado por PCR e sequenciamento, durante mais de um ano sem morrer e podem, portanto, desempenhar um papel de reservatório do fitoplasma. *Pandanus sp.* (Pandanaeae) e *Cardulovica palmata* (Cyclantaceae) são também infectadas por fitoplasmas do grupo LY16SrIV.

Fotos: Michel Dollet



Figura 5 e 6. Sintomas de Amarelecimento Letal em *Pritchardia sp.* em Saint Martin, no Caribe.



Fotos: Michel Dollet

Figura 7 e 8. Sintomas de Amarelecimento Letal em *Adonidia merrillii* em Saint Martin, no Caribe.

Foto: Jean Luc Dizdo



Foto: Michel Dollet

Figura 9 e 10. Sintomas de Amarelecimento Letal em *Thrinax radiata* em Yucatan, Mexico.

Na década de 2000, os fitoplasmas do grupo 16SrIV-D (chamado “Texas Phoenix palm decline”) tornaram-se uma grave ameaça para a palmeira nativa *Sabal palmetto* (palmeira-repolho) na Flórida (Harrison et al., 2009; Harrison; Elliot, 2016). *Sabal palmetto* é uma palmeira importante para a ecologia de seu *habitat* e uma planta ornamental com importância cultural em algumas regiões do sul dos Estados Unidos e da América Central.

Sabe-se que nem todas as “cepas” do grupo 16SrIV são a causa das epidemias de LYTS. Por exemplo, em Tabasco (México), fitoplasmas do subgrupo 16SrIV-B foram detectados em coqueiros afetados por uma espécie de “desordem”, com folhas marrom avermelhadas (sem sintoma típico de amarelecimento das folhas) três anos antes de uma epidemia de LY ocorrer (Tymon et al., 1998; Harrison et al., 2002a). Em Colima, Guerrero e Oaxaca (México), os fitoplasmas do subgrupo 16SrIV-D foram associados a sintomas de “amarelecimento das folhas” em coqueiro, mas sem queda dos frutos ou necrose de inflorescências, ambos típicos sintomas de LY. Tais plantas foram detectadas ao acaso na região, sem dispersão da doença ou ocorrência de epidemia (Harrison et al., 2002a, 2002b).

Em Papua Nova Guiné, o fitoplasma mais recentemente identificado associado a uma LYTS ocorre também na palmeira-bétel (*Areca catechu*) e na cultura da bananeira (*Musa* spp.) e estas parecem ser hospedeiros alternativos, pois o mesmo fitoplasma causa murcha severa das plantas infectadas de ambas as espécies (Davis et al., 2012). A existência desses dois hospedeiros, um dos quais é propagado vegetativamente e facilmente transportado por longas distâncias, torna esse fitoplasma uma ameaça real para os coqueiros, e para outras espécies de palmeiras e bananeiras.

Tipo de dispersão

Os fitoplasmas são transmitidos de planta para planta por insetos que se alimentam de floema como os das subordens Auchenorrhyncha e Sternorrhyncha, principalmente das cigarrinhas da família Cicadellidae e da infraordem Fulgoromorpha. Alguns fitoplasmas são transmitidos por psílídeos (Psyllidae) (Weintraub; Beanland, 2006). Na Flórida, foi comprovada a transmissão do AL pelo vetor *H. crudus* (Howard et al., 1983) (Figuras 3 e 4). Em Yucatán (México), demonstrou-se que *H. crudus* transmitiu fitoplasmas de diferentes subgrupos 16SrIV associados ao AL, para a palmeira *Pritchardia* sp.

No entanto, nos mesmos experimentos, nos mesmos lugares e ao mesmo tempo, foi impossível transmitir AL para plantas de coqueiro (Dzido et al., 2012).

Os ensaios de transmissão do AL com *H. crudus*, realizados na Jamaica, sempre falharam. Não se descarta a hipótese de que outros insetos possam transmitir o AL no Caribe. Fitoplasmas associados ao AL foram detectados em outro Cixiidae, *Nymphocixia caribbea*, coletado a partir de um foco de AL em Cuba, onde o *H. crudus* estava ausente, e também na Jamaica (Dollet et al., 2010).

Na Flórida, algumas palmeiras são afetadas por fitoplasmas do grupo 16SrIV na região onde não foi registrada a ocorrência de *H. crudus*, o que significa que a transmissão do microrganismo ocorre por outras espécies de insetos.

Outras famílias de insetos também se alimentam no floema de plantas, e alguns, como *Lincus* spp. (Pentatomidae) são vetores de patógenos restritos a este como o protozoário *Phytomonas* sp., agente causal da “murcha de fitomonas” em coqueiro, também conhecida pelo nome “Hartrot”, de origem holandesa (Louise et al., 1986; Dollet, 2016). Em Moçambique, *Candidatus* *Phytoplasma palmicola* (16SrXXII) associado aos casos de LYTS local, foi detectado em um Pentatomidae, o *Platacantha lutea* (Figura 11) o qual se alimentava de plantas de coqueiro infectadas pela LYTS (Dollet et al., 2011).



Foto: Michel Dollet

Figura 11. Percevejo *Platacantha lutea* (Pentatomidae) hospedeiro dos fitoplasmas do LYTS que ocorrem na Província de Cabo Delgado, em Moçambique.

Existem poucos relatos de transmissão de doenças causadas por fitoplasmas a partir de sementes, e tais resultados são controversos. Com relação ao AL em coqueiro, vários ensaios foram conduzidos em diferentes países e a transmissão a partir de sementes não foi observada. Esses resultados de fato não surpreendem, pois o primeiro sintoma do AL é a queda prematura de todos os frutos da planta independente do grau de maturação. O homem foi, provavelmente, um dos principais “transportadores” do AL nos últimos 40 anos. Mesmo que não haja publicações sobre este tema, muitos elementos sugerem que o AL foi introduzido acidentalmente (e clandestinamente) em Quintana Roo, México (1979/1980), Honduras (1996), Nevis (2006) e São Martinho (2012) por meio das introduções de palmeiras infectadas provenientes da Flórida, ou de insetos-vetores infecciosos, ou ainda, em grama de jardim, uma planta hospedeira de umas etapas do ciclo *H. crudus*, pois as ninfas destes se desenvolvem na raiz de gramíneas.

Quanto ao padrão de dispersão das LYTS em coqueiros verifica-se, frequentemente, a ocorrência de focos distantes um dos outros, como se a doença desse saltos em distância. Ocorrem alguns talhões relativamente grandes contendo plantas de coqueiro sadias entre dois focos da doença. A velocidade de progressão da doença varia de um país para outro ou até mesmo de uma região para outra. Na Flórida, o AL percorreu, infectando plantas pelo caminho, uma distância de 128 km de Miami para West Palm Beach, em cerca de três anos (Harrison; Elliot, 2008).

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas

Com relação às LYTS, não foram feitos estudos sobre os mecanismos de sobrevivência do fitoplasma em condições adversas. O que se verifica é que nas áreas tropicais onde ocorrem as LYTS a temperatura é bastante estável, estando entre 28 °C a 30 °C, e os principais hospedeiros são plantas perenes como as palmeiras. As gramíneas também desempenham papel importante, como por exemplo, a grama-santo-agostinho, (*Stenotaphrum secundatum*) muito utilizada para compor gramados e que serve como reservatório de insetos-vetores como o *H. crudus*.

No sul da Flórida e no Caribe, *H. crudus* está presente, com algum grau de flutuação populacional, durante todo o ano. É razoável imaginar que o mesmo ocorre para outros vetores potenciais das LYTS em todas as áreas

tropicais predispostas a ocorrência desta doença. Os resultados publicados em um estudo recente no Brasil (Silva et al. 2018) estão de acordo com essas pressuposições.

Não existem informações sobre o vetor, ou vetores, na África Ocidental ou Oriental ou em Papua Nova Guiné, onde o *H. crudus* está ausente.

Os fitoplasmas podem se multiplicar em palmeiras hospedeiras durante aproximadamente um ano (período de incubação mais, em média, 4 a 6 meses após o surgimento do primeiro sintoma até a morte da planta). Pode ser provavelmente, mais longo em outras plantas hospedeiras como, por exemplo, em *Thrinax radiata* (Figuras 9 e 10) em Yucatán, no México (ver item 4.2). Apesar de não haver demonstração experimental, acredita-se que *H. crudus* permanece infeccioso desde o momento da aquisição dos fitoplasmas causadores do AL em uma planta infectada, até sua morte.

Condições edafoclimáticas ideais para o desenvolvimento

Haplaxius crudus foi detectado até a latitude 29° Norte na Flórida, região onde a média das temperaturas mensais mínimas está entre 12 °C a 15 °C (Howard, 1980; Halbert et al., 2014). Na fase larval, em raízes de gramináceas, este inseto pode sobreviver a temperaturas mais baixas. Com relação à resistência de *H. crudus* a temperaturas elevadas, verifica-se que esta cigarrinha sobrevive permanentemente em palmeiras em uma região onde a média das máximas pode chegar aos 37 °C, como ocorre em Mérida, Yucatán e México. Na Flórida e em Yucatan ocorreram epidemias severas de AL. Na América ocorreram epidemias de AL entre as latitudes 29° Norte e 15° Norte, abrangendo climas tropicais e subtropicais. As ninfas do *H. crudus* preferem ambientes úmidos para sua sobrevivência (Howard, 2015).

Adaptabilidade: plasticidade

No Caribe e nas Américas do Norte e Central, *Candidatus Phytoplasma palmarum* (16SrIV) infecta principalmente palmeiras e uma Cyclanthaceae, a *Cardulovica palmata*. Ainda não há confirmação se plantas dicotiledôneas são hospedeiras deste fitoplasma. Na África Ocidental e em Moçambique *Candidatus Phytoplasma palmicola* é conhecido em uma única espécie de

planta: o coqueiro (*Cocos nucifera*). A única transmissão do AL, utilizando *H. crudus*, foi obtida nas experiências dos anos oitenta (provavelmente subgrupo 16SrIV-A) na Flórida e, em Yucatán (16Sr IV-A e 16SrIV-D). No entanto, os fitoplasmas causadores do AL foram detectados em outro Cixiidae, *N. caribbea*, em Cuba e na Jamaica. Como o AL é transmitido, provavelmente, de forma persistente, os fitoplasmas relacionados as LYTS, devem se multiplicar nesses insetos da subordem Auchenorrhyncha.

Como alguns subgrupos de fitoplasmas afetam espécies de palmeiras que não são suscetíveis ao *Candidatus Phytoplasma palmae* (16SrIV-A ou "AL"), existe a suspeita de haver outros possíveis vetores na Flórida (Halbert et al., 2014).

Outros insetos que se alimentam no floema da planta, como os da família Pentatomidae não devem ser desconsiderados como possíveis vetores (Dollet et al., 2011; Dollet, 2016).

Sintomas, sinais e danos

Para a grande maioria das LYTS, o primeiro sintoma é a queda de todos os frutos, tanto os maduros quanto os imaturos. No caso do LYTS de Papua Nova Guiné, o BCS, em alguns casos, alguns frutos ainda podem permanecer na planta quando os sintomas de amarelecimento já apareceram.

A presença de frutos de todos os tamanhos e de todas as idades sob o coqueiro é o primeiro sinal de alerta. Após a queda dos frutos, as folhas da porção inferior da planta, ou seja, as mais velhas mostram os primeiros sintomas de amarelecimento que se iniciam na ponta dos folíolos e na extremidade da folha e progride em direção ao estipe (Figuras 12 e 13). Neste momento pode ser visualizado o escurecimento e necrose das ráquulas da última inflorescência aberta (Figura 14). Ao abrir a próxima inflorescência ainda fechada, ou seja, dentro da espata, é possível observar os mesmos tipos de manchas escuras e necrose nas ráquulas, e com o passar do tempo, nas flores masculinas e femininas. As flores masculinas geralmente caem quando a espata é aberta manualmente (Figuras 15, 16 e 17). O amarelecimento da folha atinge progressivamente folhas mais jovens e as folhas mais velhas que foram as primeiras a ficarem amareladas secam e ficam penduradas ao longo do estipe até a queda. As folhas mais jovens ficam menores quando comparadas a

um coqueiro sadio e, finalmente, permanece somente o estipe com cinco a seis folhas amarelas no topo, semelhante a um “tufo”. O apodrecimento da folha flecha ocorre nessa fase de desenvolvimento da doença, ou mesmo antes, de acordo com as condições climáticas, principalmente da umidade relativa do ar. Esse tipo de “tufo” cai, por causa do progresso da podridão ou do vento (McCoy et al., 1983; Dollet et al., 2009; Diniz et al., 2016; Harrison; Elliot, 2016; Dollet et al., 2018) (Figuras 18 e 19).

Foto: Michel Dollet



Figura 12. Primeiros sintomas de LYTS nas folhas inferiores de um coqueiro infectado em Tabasco (México).



Foto: Michel Dollet

Figura 13. Primeiros sintomas de LYTS nas folhas inferiores de um coqueiro infectado por *Ca. Phytoplasma palmicola* responsável pela LYTS na Zambézia (Moçambique).



Figura 14. Eescurecimento e necrose das ráquias da última inflorescência aberta de um coqueiro infectado por *Ca. Phytoplasma palmicola* responsável pela LYTS na Zambézia (Moçambique).



Fotos: Michel Dollet

Figuras 15, 16 e 17. Escurecimento e necrose de ráquias, flores masculinas e femininas de um coqueiro infectado por LY em Cuba (15 e 17) e Moçambique (16).



Figuras 18 a 21. Sintomas avançados de LYTS: na Jamaica (18), Moçambique (19), Gana (20) e República Dominicana (21).

Ressalta-se que a murcha de fitomonas ou hartrot que ocorre nas Américas Latina e Central e no Caribe exibe o mesmo tipo de sintomatologia das LYTS. Em Honduras, por exemplo, a sintomatologia externa não é suficiente para a identificação da doença quando se trata do AL ou do Hartrot (Dollet, 1984; Dollet et al., 2009).

Métodos de controle

Os fitoplasmas são suscetíveis a antibióticos como as tetraciclinas. Coqueiros tratados por endoterapia com tetraciclina em um estágio muito inicial da LYTS, antes da expressão do amarelecimento das folhas, ou em fase muito inicial do amarelecimento, podem ser recuperados (McCoy, 1972; Steiner, 1976). Porém, a remissão dos sintomas não foi obtida em 100% das plantas tratadas e quando ocorreu, 4 a 7 meses depois os sintomas reaparecem. Isso significa que o tratamento deve ser repetido quatro vezes por ano ou mais. Além disso, uma desvantagem importante da endoterapia é a necessidade de realizar perfurações no estipe provocando lesões permanentes no tronco. Isso poderia induzir a ocorrência da resinose ou “stem bleeding” causada por *Ceratocystis paradoxa* (Dade) C. Moreau (anamorfo: *Thielaviopsis paradoxa* (de Seynes) Höhn) ou outras infecções secundárias, enfraquecendo progressivamente o estipe e expondo-o ao risco de quebra em caso de ventos fortes.

Os tratamentos preventivos mostraram-se mais positivos, em termos de controle das epidemias e redução da propagação da doença. A taxa de propagação foi reduzida em cinco vezes quando as plantas foram tratadas por endoterapia com antibióticos, durante 16 meses a cada 4 meses (McCoy et al., 1976). Na Flórida, onde coqueiros e outras espécies de palmeiras suscetíveis ao AL, são cultivadas para a manutenção da paisagem (para manter a “atmosfera tropical” para o turismo na Flórida), foram realizados tratamentos preventivos em larga escala, nas décadas de 1970 e 1980, às vezes combinados com tratamentos com inseticidas. No entanto, em países menos ricos onde o coqueiro é cultivado como fonte de recursos para a subsistência e para alimentação, esse tipo de tratamento não deve ser realizado por ser de alto custo, e pelo risco da contaminação dos seres vivos e desenvolvimento da resistência aos antibióticos.

As doenças causadas por patógenos transmitidos por insetos são de difícil controle, especialmente em regiões tropicais onde o inseto vetor está presente o ano todo. Pulverizações com inseticidas contra *H. crudus* foram testadas várias vezes na Flórida e na Jamaica. Alguns inseticidas reduziram as populações de *H. crudus*, mas não barraram o progresso da doença (Reinert, 1977).

A realização de tratamentos quinzenais contra o *H. crudus*, durante 14 meses, promoveu aparentes reduções na propagação do AL do coqueiro entre 50%-75% (McCoy et al., 1983). A partir deste resultado verifica-se que o tempo para ocorrer morte de todas as palmeiras pode dobrar, mas o resultado final será a morte de quase todas as plantas. Por causa de sua alta capacidade reprodutiva e de mobilidade, sempre haverá *H. crudus* para continuar disseminando a doença. Concluiu-se que o controle químico de *H. crudus* não é um método viável para o controle do AL. No entanto, os tratamentos com inseticidas podem ser utilizados localmente como tratamentos preventivos (quarentena) para evitar que *H. crudus* contaminados se distribuam para novas regiões não afetadas pela doença (Howard, 2015).

Vários inimigos naturais de *H. crudus* foram observados em algumas regiões, até mesmo em locais com incidência do AL, onde mesmo assim se observou progresso da doença demonstrando a ineficácia do controle biológico do vetor nestes casos (McCoy et al., 1983).

Nos anos 50 e 60, coqueiros das variedades Anão-Verde-da-Malásia (AVerdeM), Anão-Amarelo-da-Malásia (AAM) e Anão-Vermelho-da-Malásia (AVM) foram considerados "resistentes" ao AL, na Jamaica. As plantas dessas variedades tiveram menor incidência da doença em comparação à variedade gigante local, o coqueiro Gigante-da-Jamaica. Os testes genéticos, realizados nas três variedades de coqueiro anão confirmaram essa observação (Been, 1981). Todas as novas plantações do final da década de 70 foram feitas com AAM e/ou com o híbrido MAYPAN proveniente do cruzamento do AAM com o Gigante-do-Panamá, considerados "mais resistentes" do que o Gigante-da-Jamaica. No final da década de 1980, ocorreram altas taxas inesperadas de mortalidade e coqueiros dessas variedades por causa de epidemias de AL, tanto na Flórida quanto na Jamaica (Howard

et al., 1987). No início dos anos 2000, muitas dessas plantações foram completamente destruídas pelo AL, em níveis que chegaram a entre 90% e 100% de plantas mortas (Figura 22). As causas dessas taxas de mortalidade, nunca registradas anteriormente, não foram totalmente compreendidas. Acredita-se que ocorreram mutações dos fitoplasmas associados ao AL nesses casos, ou uma alteração no vetor ou, conforme demonstrado, ocorreram heterogeneidades e contaminações no material genético plantado. A questão genética não explica tudo, mas provavelmente desempenhou um importante papel nestas epidemias (Baudoin et al., 2008; Lebrun et al., 2008).



Foto: Michel Dollet

Figura 22. Plantação de coqueiros híbridos MAYPAN mortos por LY na Jamaica em 2001.

Atualmente, tanto o AAM quanto o MAYPAN não podem ser consideradas como “variedades resistentes a AL”. No entanto, as análises de todos os resultados registrados na Jamaica, em Gana e na Tanzânia, demonstram que a melhor chance de encontrar fontes de resistência ao AL é, provavelmente, nas variedades anãs do sudeste asiático (Baudouin et al., 2009). De fato, a variedade mais promissora na luta contra a Cape St. Paul Wilt em Gana - a denominação da LYTS local - causada por um fitoplasma diferente do AL do Caribe, é o coqueiro Anão-Verde-do-Sri-Lanka (SGD) (Dery et al., 2008; Quaicoe et al., 2009). Por exemplo, três palmeiras SGD, que eram remanescentes de um ensaio de 1977 (todas as outras variedades testadas foram mortas pela doença), ainda estavam livres de CSPWD em março de 2008. No entanto, todos os SGD testados na Jamaica foram mortos por LY mesmo se eles foram atacados mais tarde do que outras variedades.

A destruição dos coqueiros doentes (ou de outras palmeiras suscetíveis e infectadas) é comumente usada em algumas plantações na Jamaica. Porém, devido ao longo período de incubação do AL, sem sintomas na planta, os efeitos positivos da erradicação são limitados, exceto se esse procedimento for iniciado assim que os primeiros casos de AL surjam, e se for realizado consistentemente durante todo o ano. Em uma plantação na Jamaica foi possível controlar o AL utilizando essa medida de erradicação, seguida pelo replantio (experiência da fazenda do Black's) (Myrie et al., 2011).

Em conclusão, é amplamente aceito que as LYTS são muito difíceis de controlar e que apenas o manejo integrado, incluindo o uso de mistura das variedades menos suscetíveis, a erradicação das plantas infectadas, o controle do vetor com uso de inseticidas e, eventualmente, o tratamento com antibióticos, podem reduzir ou até mesmo bloquear o progresso da doença, ressaltando-se que estas ações devem ser realizadas assim que os primeiros sintomas aparecerem. Por isso, é de extrema importância realizar um programa de vigilância sanitária epidemiológica em países onde as LYTS ainda não estão presentes.

Métodos de produção de material propagativo

Geralmente é aceito que fitoplasmas, não são transmitidos por sementes, porém recomenda-se que o germoplasma de coqueiro seja, de preferência, transportado por meio de cultivo de embrião (ou pólen) (Frison et al., 1993). Essa metodologia também evita o transporte de outras pragas ou patógenos (fungos, ácaros e insetos, inclusive o vetor) nos sacos, containers ou qualquer outro material que seja utilizado para o transporte do material propagativo.

Processo pós-colheita/transformação primária

Não se aplica.

Condicionamento e transporte

A FAO / IBPGR (Diretrizes técnicas para o movimento seguro do germoplasma de coqueiro) recomenda que o germoplasma de coco seja de preferência transportado em tubos de culturas de embriões (ou pólen) (ver item 6). Se a transferência de germoplasma for por meio dos frutos, o principal risco reside na possível presença de insetos-vetores contaminados nos sacos, containers ou em qualquer outro recipiente utilizado no transporte. O tratamento do material com inseticidas, na partida, bem como na chegada é importante.

Vias de ingresso

A dispersão a longas distâncias ocorreu, geralmente através de introduções clandestinas de material vegetal – coqueiros ou palmeiras jovens ou adultas e ainda por meio de gramíneas - para projetos de paisagismo, como parques, balneários ou campos de golfe ou para projetos urbanos. As plantas transportadas poderiam estar infectadas (ainda no período de incubação sem sintomas externos) e as espécies de insetos já estariam presentes nos locais de importação, ou insetos infecciosos ocultos foram transportados nos recipientes e nas folhas/raízes do material vegetal. Aeroportos e portos

são portas de entrada clássicas. Porém, a introdução de material infectado (plantas ou insetos) pode ocorrer por estradas entre dois países vizinhos, sendo um com a ocorrência de uma LYTS.

Inspeção e detecção

No Brasil, a Instrução Normativa N° 47 de 24 de setembro de 2013 estabelece o “Plano de Contingência para o Amarelecimento Letal do Coqueiro (Coconut Lethal Yellowing)”, porém o Manual de Procedimentos desta IN ainda precisa ser redigido.

O reconhecimento das LYTS no campo baseia-se no reconhecimento do quadro sintomatológico sequencial que a doença provoca (Diniz et al., 2016): queda de todos os frutos, amarelecimento das folhas mais baixas (veja item 4.1). A existência de folhas amareladas, unicamente, não é suficiente para indicar a ocorrência do AL. O amarelado/dourado das folhas pode ter múltiplas causas como: deficiências nutricionais (principalmente Mg, Mn e S); um longo período de seca; falta de drenagem adequada do solo; as características físicas solo; ou até mesmo os danos causados pelo ácaro-vermelho-das-palmeiras (*Raoiella indica*). Além disso, sabe-se que as LYTS podem ser causadas por outras doenças com microrganismos restritos ao floema, presentes na América Latina e América Central, como é o caso do Hartrot também conhecido como “murcha de fitomonas”, no Brasil (Dollet, 1984; 2001; 2016).

O diagnóstico das LYTS na América Latina e no Caribe só pode ser feito após PCR no gene do RNA ribossomal, seguido de clonagem e sequenciamento. A análise é realizada a partir de amostras das inflorescências, da zona meristemática, ou do estipe das plantas submetidas à extração com Cetyltrimethylammonium bromide (CTAB) dos ácidos nucleicos (Doyle; Doyle, 1990; Daire et al., 1997; Harrison et al., 2002a; Dollet et al., 2009). É muito difícil detectar fitoplasmas causadores das LYTS a partir dos folíolos, e, também, devido à ocorrência de muitas fibras nas amostras do coqueiro e de outras palmeiras, não é aconselhável usar Kits com colunas que podem ser rapidamente obstruídas.

Recomenda-se o uso dos *primers* P1 / P7 (Deng; Hiruki, 1991; Smart et al., 1996) para o primeiro diagnóstico de um possível surto do AL. O uso de *primers* mais específicos projetados para subgrupos individuais de fitoplasmas pode induzir falsos negativos.

Situação regulatória no mundo

Existe a recomendação da FAO / IBPGR (Frison et al., 1993) para a transferência de coqueiros através do cultivo de embriões, principalmente por causa do risco de introdução do Coconut Cadang Cadang Viroid e do Coconut Foliar Decay Virus. O cultivo de embriões é uma técnica cara, requer bons equipamentos e estufas à prova de insetos por 18 a 24 meses. Porém, as taxas de recuperação bem sucedidas de plântulas após a transferência dos tubos para os vasos são muito baixas. Além disso, há de se considerar que a probabilidade de transmissão dos fitoplasmas via sementes é extremamente baixa, tendendo a zero.

De fato, o maior risco reside na introdução acidental dos insetos-vetores das LYTS, seja no compartimento de bagagens ou na bagagem da cabine de um avião, ou de um barco ou navio, ou no interior de um veículo de passeio ou caminhão que chega de um país com a ocorrência das LYTS.

Antecedentes de interceptações

Não se aplica.

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

O Brasil possui várias ligações diretas ou indiretas com regiões e países em que as LYTS ocorrem.

O principal perigo diz respeito à região do Caribe, da Flórida e do Texas, e da costa atlântica de Honduras, através das várias ilhas do Caribe. Existem voos regulares que conectam o Brasil à Flórida, uma região onde o vetor

do AL é abundante. As agências de viagens oferecem aos cidadãos brasileiros vários destinos de férias no Caribe, para ilhas, como São Martinho, onde o AL está presente. Além disso, o Brasil tem uma fronteira com as «três Guianas» (Guiana, Suriname e Guiana Francesa) que são regularmente conectadas direta ou indiretamente por aviões e barcos a algumas ilhas gravemente afetadas pelo AL: Guiana com as ilhas de língua inglesa com ocorrência do AL como Jamaica, São Cristóvão e Nevis, Antígua e Barbuda; Suriname com São Martinho (Sint Maarten); a Guiana com São Martinho (Saint Martin) e São Bartolomeu. As fronteiras do Brasil com as três Guianas são pontos de intenso trânsito diário: entre a Guiana e Roraima; entre Suriname e Pará; entre Guiana Francesa e Amapá.

Deve-se ressaltar a importância da fronteira entre Roraima e Venezuela, sendo o último país bastante próximo do Caribe através de Trinidad e Tobago e das ilhas holandesas de Curaçao e Bonaire que podem ser infectadas brevemente por meio das suas ligações com São Martinho. Esta fronteira tem sido usada por milhares de venezuelanos desde 2017, que se mudaram temporariamente ou permanentemente para Roraima e, especialmente, para Boa Vista. É possível que o cenário do ácaro vermelho da palma *-R. Indica-* que passou da Martinica para a Venezuela em pouco tempo, e então, diretamente da Venezuela para Boa Vista (Navia et al., 2015), seja repetido com o LY. Na verdade, os estados de Roraima e Amapá são considerados chave para a introdução de pragas quarentenárias no Brasil (Fantine et al., 2015 ; Malawasi, 2015; Morais et al., 2015; Navia et al., 2015; Sugayama et al., 2015).

A introdução de uma LYTS proveniente da África não deve ser subestimada. Devido ao idioma em comum, o Brasil e Moçambique mantêm comércio regular usando voos passando pela África do Sul, com menos de 24 horas de duração.

O principal risco reside na introdução de insetos-vetores infectados. *H. crudus* (Cixiidae), o vetor identificado na Flórida e no México, sobrevive por até 25 dias e às vezes até 50 dias (Tsai; Kirsh 1978). Este tipo de inseto pode, teoricamente, suportar a duração de um voo intercontinental. A introdução clandestina de plantas infectadas com LYTS no Nordeste do Brasil representa um grande risco, uma vez que já foi confirmada a ocorrência do *H. crudus* no Pará (Celestino Filho et al., 1993; Silva, 2018)

ainda mais, considerando o porto de Belém que apresenta um intensa atividade de transportes por barcos.

Dado o aumento contínuo do comércio mundial via terra, ar e mar, existe, portanto, um risco muito significativo da introdução de uma LYTS no Brasil.

Potenciais consequências econômicas para o Brasil

Várias palmeiras no Brasil são fonte de alimento para seres humanos e animais e podem ser usadas para produção de óleo, fibras, água de coco, dentre outros. As folhas, raízes e madeira podem ser usadas para a construção, combustível, artesanato e fins médicos. O coqueiro, por exemplo, é chamado de “árvore da vida” ou “árvore com cem usos” em vários países. Além disso, palmeiras, com ênfase para o coqueiro, têm uma forte importância ecológica para a composição de paisagens de áreas naturais e como ornamentação do litoral, principalmente do nordeste, das cidades, avenidas, praças, e jardins sendo, portanto, de forte importância para o turismo nacional.

A Amazônia abriga aproximadamente 50% dos gêneros e 30% das palmeiras neotropicais. Muitas espécies de palmeiras são de elevada importância socioeconômica para as comunidades locais da Amazônia (Kahn; Granville 1992; Henderson et al., 1995).

O coqueiro é a quarta árvore frutífera perene mais plantada no Brasil, com uma área de 257.000 ha. O Brasil é o quinto maior produtor de coco seco, e o primeiro produtor de água de coco, e apresenta um crescimento sem precedentes no consumo e na demanda pela água de coco em nível mundial. A água de coco é uma das mais importantes histórias de sucesso na cadeia agroalimentar no Brasil nos últimos 15 anos. Importantes empresas do setor agroindustrial estão investindo na produção de água de coco e instalando áreas de plantio e fábricas para o processamento dos frutos no Norte e no Nordeste do Brasil. As Síndromes de Tipo de Amarelo Letal (LYTS), como os seus nomes indicam, são letais, em 100% dos casos. Elas se propagam de forma rápida e podem destruir uma plantação de cocos em menos de dois anos (Figuras 22, 23 e 24). Essas doenças poderiam levar ao desaparecimento da indústria do coco no Brasil, e para os pequenos agricultores as consequências seriam devastadoras,

causando deslocamentos brutais de populações rurais e até mesmo levando a suicídios. Não há tratamento contra as LYTS. É muito difícil, senão impossível, controlar o(s) inseto(s)-vetore(s). Não existe variedade de coqueiro com resistência ao AL do Caribe.

Diante disso, o AL foi classificado pelo MAPA, em 2014, como uma praga quarentenária ausente no Brasil, de alta prioridade.

O AL é atualmente uma doença reemergente no Caribe e na América Central. Na Jamaica, dizimou um milhão de coqueiros em cerca de 13 anos. Em Honduras, em menos de 10 anos (entre os anos de 1990 a 2000), 90% dos coqueiros da costa atlântica morreram devido a epidemias do AL (Figura 25). Nos últimos dez anos, o AL se disseminou para o Leste e para o Sudeste do Caribe, chegando a São Cristóvão e Nevis, São Martinho, e o vetor foi detectado em Guadalupe em 2013.

Foto: Michel Dollet



Figura 23. Plantação de coqueiros mortos por LYTS (Cape Saint paul Wilt) em Gana.

Figura 24. Plantação de coqueiros mortos por LY em Gana.



Foto: Michel Dollet



Foto: Michel Dollet

Figura 25. Plantação de coqueiros mortos por LY da costa atlântica em Honduras.

O AL também representa risco para, pelo menos, 35 outras espécies de palmeiras. A lista de hospedeiros suscetíveis não é exaustiva, porque é baseada apenas nas espécies de palmeiras que existiam em um jardim botânico na Flórida, quando ocorreu uma grave epidemia do AL na década de 1970. Inclusive, algumas palmeiras brasileiras estavam na lista de espécies suscetíveis. Então, o AL também pode ser considerado como uma ameaça de alto risco para palmeiras usadas pelos indígenas na região amazônica. Muitas dessas palmeiras têm vários usos: as folhas para telhados, fabricação de farinha, óleo, sucos de frutas, aproveitamento do palmito e outras. Algumas dessas palmeiras são importantes em setores agroindustriais e comerciais como o açaí (*Euterpe oleracea* Mart.). Esta palmeira é uma importante fonte de subsistência para os indígenas e pequenos agricultores da região amazônica, e também apresenta propriedades medicinais. Por causa de suas propriedades, nos últimos anos o açaí se tornou uma espécie de "alimento funcional", com demanda crescente. A palmeira de buriti (*Mauritia flexuosa* L.), o babaçu (*Attalea speciosa* Mart.), a pupunha (*Bactris gasipaes* Kunth), entre outras, também são fontes importantes de alimentos, e a demanda por seus produtos continua a crescer. A introdução do AL seria desastrosa para os povos indígenas na Amazônia.

Referências

- AROCHA ROSETE, Y.; ATTA DIALLO, H.; KONAN KONAN, J. L.; KOUAMÉ, A. E. P.; SÉKA, K.; KRA, K. D.; TOUALY, M. N.; KWADJO, K. E.; DARAMCOUM, W. A. M. P.; BEUGRÉ, N. I.; OUATTARA, B. W. M.; KOUADJO ZAKA, C. G.; ALLOU, K.; FURSY-RODELEC, N. D.; DOUDJO-OUATTARA, O. N.; YANKEY, N.; DERY, S. A.; MAHARAJ, A.; SALEH, M.; SUMMERBELL, R.; CONTALDO, N.; PALTRINIERI, S.; BERTACCINI, A.; SCOTT, J. Detection and identification of the coconut lethal yellowing phytoplasma in weeds growing in coconut farms in Côte d'Ivoire. **Canadian Journal of Plant Pathology**, v. 38, n. 2, p. 164-173, 2016.
- BAI, X.; ZHANG, J.; EWING, A.; MILLER, S. A.; JANCOSO-RADEK, A.; SHEVCHENKO, D. V.; TSUKERMAN, K.; WALUNAS, T.; LAPIDUS, A.; CAMPBELL, J. W.; HOGENHOUT, S. A. Living with genome instability: the adaptation of phytoplasmas to diverse environments of their insect and plant hosts. **Journal of Bacteriology**, v. 188, n. 10, p. 3682-3696, 2006.
- BAUDOUIN, L.; LEBRUN, P.; BERGER, A.; MYRIE, W.; BEEN, B.; DOLLET, M. The Panama Tall and the Maypan hybrid coconut in Jamaica: Did genetic contamination cause a loss of resistance to Lethal Yellowing? **Euphytica**, v. 161, n. 3, p. 353-360, 2008.
- BAUDOUIN, L.; PHILIPPE, R.; QUACO, R.; DERY, S.; DOLLET, M. General overview of genetic research & experimentation on Coconut varieties tolerant/resistant to LY. **Oléagineux, Corps gras et Lipides**, v. 16, n. 2, p. 127-131, 2009.
- BEEN B. O. Observations on field resistance to lethal yellowing in coconut varieties and hybrids in Jamaica. **Oléagineux**, v. 36, n. 1, p. 9-11, 1981.
- BEEN B. O. Integrated pest management for the control of lethal yellowing: quarantine, cultural practices and optimal use of hybrids. In: OROPEZA, F. W.; HOWARD; ASHBURNER, G. R. (Ed.). **Lethal Yellowing: Research and practical aspects**. Kluwer Academic Publishers, 1995. p. 101-109.
- BROWN, S. E.; BEEN, B. O.; MCLAUGHLIN, W. A. First report of the presence of the lethal yellowing group (16Sr IV) of phytoplasmas in the weeds *Emilia fosbergii* and *Synedrella nodiflora* in Jamaica. **Plant pathology**, v. 57, n. 4, p. 770, 2008a.
- BROWN, S. E.; BEEN, B. O.; MCLAUGHLIN, W. A. First report of lethal yellowing group (16Sr IV) of phytoplasmas in *Vernonica cinerea* in Jamaica. **Plant disease**, v. 92, n. 7, p. 1132-1132, 2008b.
- BROWN, S. E.; MCLAUGHLIN, W. A. Identification of lethal yellowing group (16SrIV) of phytoplasmas in the weeds *Stachytarpheta jamaicensis*, *Macroptilium lathyroides* and *Cleome ruidosperma* in Jamaica. **Phytopathogenic Mollicutes**, v. 1, p. 27-34, 2011.

CABI. *Candidatus Phytoplasma palmae* (lethal yellowing of coconut).

In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018.
Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 22 ago. 2018.

CANDIDATUS *Phytoplasma palmae* and related strains. Last Updated, June 13, 2014. Disponível em: <<http://download.ceris.purdue.edu/file/1910>>. Acesso em: 03 set. 2018.

CELESTINO FILHO, P.; LOUISE, C.; LUCCHINI, F. Estudos de transmissão do amarelecimento fatal do dendezeiro (*Elaeis guineensis*, Jacq.), com insetos suspeitos. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, Piracicaba, SP. **Resumos...** Piracicaba: SEB, 1993. p.194.

COUSIN, M. T.; BOUDON-PADIEU, E. Phytoplasma and phytoplasma diseases: vectors, control, and research topics. **Cahiers Agricultures**, v. 11, p. 115-26, 2002.

DABEK, A. J. The incubation period, rate of transmission and effect on growth of coconut lethal yellowing disease in Jamaica. **Phytopathologische Zeitschrift**, v. 84, n. 1, p. 1- 9, 1975.

DAIRE, X.; CLAIR, D.; REINERT, W.; BOUDON-PADIEU, E. Detection and differentiation of grapevine yellows phytoplasmas belonging to the elm yellows group and to the stolbur subgroup by PCR amplification of non-ribosomal DNA. **European journal of plant pathology**, v. 103, p. 507-514, 1997.

DAVIS, R. I. ; KOKOA, P. ; JONES, L. M. ; MACKIE, J. ; CONSTABLE, F. E. ; RODONI, B. C. ; GUNUA, T. G. ; ROSSEL, J. B. A new wilt disease of banana plants associated with phytoplasmas in Papua New Guinea (PNG). **Australasian Plant Disease Notes**, v. 7, p. 791-97, 2012.

DENG, S.; HIRUKI C. Amplification of 16S rRNA genes from culturable and unculturable Mollicutes. **Journal of Microbiological Methods**, v. 14, p. 53-61, 1991.

DERY, S. K.; PHILIPPE, R.; BAUDOUIN, L.; QUAICOE, R. N.; NKANSAH POKU, J., OWUSU NIPAH, J.; ARTHUR, R.; DARE, D.; YANKEY, N.; DOLLET, M. Genetic diversity among coconut varieties for susceptibility to Cape St Paul Wilt Disease. **Euphytica**, v. 164, p. 1-11, 2008.

DINIZ, L. E. C.; TALAMINI, V.; DOLLET, M. **Alerta! Amarelecimento letal. A doença do coqueiro que pode chegar ao Brasil em breve.** Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2016. Folder. Disponível em: <<https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/bitstream/doc/1042953/1/folderamarelecimentoletal.pdf> >. Acesso em: 06 set. 2018.

DOLLET, M. Plant diseases caused by flagellate protozoa (*Phytomonas*). **Annual Review of Phytopathology**, v. 22, p. 115-32, 1984.

DOLLET, M. Phloem-restricted trypanosomatids form a clearly characterized monophyletic group among trypanosomatids from plants. **International Journal of Parasitology**, v. 31, p. 459-467, 2001.

DOLLET, M. Heteroptera and plant Trypanosomatids (*Phytomonas spp.*). In: BROWN JUDITH, K. (Ed.). **Vector-mediated transmission of plant pathogens**. Saint Paul: APS Press, 2016. p. 379-397.

DOLLET, M.; LLAUGER, R.; FABRE, S.; JULIA, J. F.; GONZALES, C.; CUETO J. *Nymphocixia caribbea* (Fennah) (Homoptera: Cixiidae) potential candidate as coconut lethal yellowing vector in the Caribbean. Meeting, Current status and perspectives of phytoplasma disease research and management. Cost Action FA087: Integrated management of Phytoplasma Epidemics in different crop Systems. **Sitges**, Spain, v. 1, n. 2, fev., 2010.

DOLLET, M.; MACOME, F.; VAZ, A.; FABRE, S. Phytoplasmas, identical to coconut lethal yellowing phytoplasmas from Zambesia (Mozambique) found in a pentatomid bug in Cabo Delgado province. **Bulletin of Insectology**, v. 64, Supl., p. S47-S48, 2011.

DOLLET, M.; QUAIKOE, R.; PILET, F. Review of coconut "Lethal Yellowing" type diseases. Diversity, variability and diagnosis. **Oléagineux Corps Gras Lipides**, v. 16, n. 2, p. 97-101, 2009.

DOYLE, J.; DOYLE J. Isolation of plant DNA from fresh tissue. **Focus**, v. 12, p. 13-15, 1990.

DZIDO, J. L.; SANCHEZ BORGES, R.; NARVAEZ, M.; JULIA, J. F.; OROPEZA, C.; DOLLET, M. Transmission of phytoplasmas associated with Texas *Phoenix* palm decline (16SrIV-D) to *Pritchardia pacifica* by the planthopper *Haplaxius crudus* (Cixiidae) in Yucatan, Mexico. American Phytopathology Society, Caribbean Division. South Padre Island, Texas, 16 -18 April. **Phytopathology**, v. 102, n. 11, supl.6, p. S2, 2012.

FANTINE, A. K.; SUGAYAMA, R. L.; VILELA, E. F. Acaro-hindustânico-dos-citros, *Schizotetranychus hindustanicus* (Hirst). In: VILLELA, E. F.; ZUCCHI, R. A. **Pragas Introduzidas no Brasil**. Insetos e Ácaros. Piracicaba: FEALQ, 2015. p. 472-480.

FRISON, E. A.; PUTTER, C. A. J.; DIEKMANN, M. Safe movement of coconut germplasm. Rome: FAO/IBPGR, 1993. 47 p.

GONZÁLEZ-PACHECO, B. E.; ROJAS-MARTÍNEZ, R. I.; OCHOA-MARTÍNEZ, D. L.; SILVA-ROSALES, L. First report of a 16SR IV group phytoplasma associated

with lethal yellowing in *Agave tequilana*. **Journal of Plant Pathology**, v. 96, n. 3, p. 603, 2014.

HALBERT, S. **Texas Phoenix palm decline**. Pest alert. Florida Department of Agriculture and Consumer Services, 2014. Disponível em: <https://www.freshfromflorida.com/content/download/39805/867712/TPPD_Update_Texas_Phoenix_Palm_Decline.pdf>. Acesso em: 22 ago. 2018.

HALBERT, S. E.; WILSON, S. W.; BEXTINE, B.; YOUNGBLOOD, S. B. Potential Planthopper Vectors of Palm Phytoplasmas in Florida with a Description of a New Species of the Genus *Omoligna* (Hemiptera: Fulgoroidea). **Florida Entomologist**, v. 97, n. 1, p. 90-97, 2014.

HARRISON, N. A.; DAVIS, R. E.; OROPEZA, C.; HELMICK, E. E.; NARVAEZ, M.; EDEN-GREEN, S.; DOLLET, M.; DICKINSON, M. *Candidatus* Phytoplasma palmicola, associated with a lethal yellowing-type disease of coconut (*Cocos nucifera* L.) in Mozambique. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v. 64, n. 6, p. 1890-1899, 2014.

HARRISON, N. A.; ELLIOT, M. L. **Lethal yellowing of palms**. 2008. Disponível em: <<https://www.apsnet.org/edcenter/intropp/lessons/prokaryotes/Pages/LethalYellowing.aspx>>. Acesso em: 22 ago. 2018.

HARRISON, N. A.; ELLIOT, M. L. **Texas Phoenix Palm Decline**. Document PP243, Plant Pathology Department, UF/IFAS Extensio, 2016. Disponível em: <<http://edis.ifas.ufl.edu/pp163>>. Acesso em: 22 ago. 2018.

HARRISON, N.; HELMICK, E. E.; ELLIOT, M. L. First report of a phytoplasma-associated lethal decline of *Sabal palmetto* in Florida. **Plant Pathology**, v. 58, p. 792, 2009.

HARRISON, N. A.; MYRIE, W.; JONES, P.; CARPIO, M. L.; CASTILLO, M.; DOYLE, M. M.; OROPEZA, C. 16S rRNA interoperon sequence heterogeneity distinguishes strain populations of palm lethal yellowing phytoplasma in the Caribbean region. **Annals of Applied Biology**, v. 141, p. 183-196, 2002a.

HARRISON, N. A.; NARVAEZ, M.; ALMEYDA, H.; CORDOVA, I.; CARPIO, M. L.; OROPEZA, C. First report of group 16SrIV phytoplasmas infecting coconut palms with leaf yellowing symptoms on the Pacific coast of Mexico. **Plant Pathology**, v. 51, n. 6, p. 608, 2002b.

HENDERSON, A. **The palms of the Amazon**. Oxford, 1995. p. 374. ISBN: 0195083113

HOWARD, F. W. Population densities of *Myndus crudus* Van Duzee (Homoptera: Cixiidae) in relation to coconut lethal yellowing distribution in Florida. **Principes**, v. 24, n. 4, p. 174-178, 1980.

HOWARD, F. W. Lethal yellowing vector studies. I. Methods of experimental transmission. In: OROPEZA, C.; HOWARD, F. W.; ASHBURNER, G. R. **Lethal Yellowing: research and practical aspects**. Kluwer Academic Publishers, 1995. p. 43-57.

HOWARD, F. W. American Palm Cixiid, *Myndus crudus* Van Duzee (Insecta: Hemiptera: Auchenorrhyncha: Fulgoroidea: Cixiidae). EENY-389, Entomology and Nematology Department, UF/IFAS Extension 2015.

HOWARD, F. W.; ATILANO, R.; BARRANT, C. I.; HARRISON, N. A.; THEOBOLD, W. F.; WILLIAMS, D. S. Unusually high lethal yellowing disease incidence in Malayan dwarf coconut palms on localized sites in Jamaica and Florida. **Journal of Plantation Crops**, v. 15, n. 2, p. 86-100, 1987.

HOWARD, F. W.; NORRIS, R. C.; THOMAS, D. C. Evidence of transmission of palm Lethal Yellowing agent by a planthopper, *Myndus crudus* (Homoptera: Cixiidae). **Tropical Agriculture (Trinidad)**, v. 60, p. 168-71, 1983.

JEGER, M.; BRAGARD, C.; CANDRESSE, T.; CHATZIVASSILIOU, E.; DEHNEN-SCHMUTZ, K.; GILIOLI, G.; GREGOIRE, J. C.; ANTON, J.; MIRET, J.; MACLEOD, A.; NAVAJAS NAVARRO, M.; NIERE, B.; PARNELL, S.; POTTING, R.; RAFOSS, T.; ROSSI, V.; UREK, G.; VAN BRUGGEN, A.; VAN DER WERF, W.; WEST, J.; WINTER, S.; DICKINSON, M.; MARZACHI, C.; HOLLO, G.; CAFFIER, D. Pest categorization of palm lethal yellowing phytoplasmas. **EFSA Journal**, v. 15, n. 10, p. 5028, 2017.

JEYAPRAKASH, A.; SUTTON, B. D.; HALBERT, S. E.; SCHUBERT, T. S. First report of a 16SrIV-D phytoplasma associated with Texas Phoenix palm decline on pigmy date palm (*Phoenix roebelinii*) in Florida. **Plant Disease**, v. 95, n. 11, p. 1475, 2011.

KHAN, F.; DE GRANVILLE, J. J. **Palms in forest ecosystems of Amazonia**. Springer Verlag. Berlin: Ecological studies, 1992. v. 95.

KELLY, P. L.; REEDER, R.; KOKOA, P.; AROCHA, Y.; NIXON, T.; FOX, A. First report of a phytoplasma identified in coconut palms (*Cocos nucifera*) with lethal yellowing-like symptoms in Papua New Guinea. **New Disease Reports**, v. 23, n. 9, 2011.

KONAN, J. L.; ALLOU, K.; ATTA DIALLO, H.; SARAKA YAO, D.; KOUA, B.; KOUASSI, N.; BENABID, R.; MICHELUTTI, R.; SCOTT, J.; AROCHA-ROSETE, Y. First report on the molecular identification of the phytoplasma associated with a lethal yellowing-type disease of coconut palms in Cote d'Ivoire. **New Disease Reports** v. 28, n. 3, 2013.

- KRA, K. D.; TOUALY, Y. M. N.; KOUAMÉ, A. C.; DIALLO, H. A.; AROCHA ROSETE, Y. First report of a phytoplasma affecting cassava orchards in Cote d'Ivoire. **New Disease Reports**, v. 35, n. 21, 2017.
- LEBRUN, P.; BAUDOUIN, L.; MYRIE, W.; BERGER, A.; DOLLET, M. Recent Lethal Yellowing outbreak: why is the Malayan Yellow Dwarf Coconut no longer resistant in Jamaica? **Tree genetics and genome**, v. 4, p. 125-31, 2008.
- LOUISE, C.; DOLLET, M.; MARIAU, D. Research into Hartrot of the coconut, a disease caused by *Phytomonas* (Trypanosomatidae) and into its vector *Lincus* sp. (Pentatomidae) in Guiana. **Oléagineux**, v. 41, n. 10, p. 437-449, 1986.
- MALAWASI, A. Mosca-da-carambola, *Bactrocera carambolae* Drew & Hancock. In: VILLELA, E. F.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Pragas Introduzidas no Brasil**. Insetos e Ácaros. Piracicaba: FEALQ, 2015. p. 173-184.
- MCCOY, R. E. Remission of lethal yellowing in coconut palm treated with tetracycline antibiotics. **Plant Diseases Report**, v. 56, p. 1019-21, 1972.
- MCCOY, R. E.; CAROLL, V. J.; POUCHER, C. P.; GWIN, G. H. Field control of coconut lethal yellowing with oxytetracycline hydrochloride. **Phytopathology**, v. 66, p. 1148-1150, 1976.
- MCCOY, R.; HOWARD, F.; TSAI, J.; DONSELMAN, H.; THOMAS, D.; BASHAM, H.; ATILANO, R.; ESKAFI, F.; BRITT, L.; COLLINS, M. **Lethal yellowing of palms**. Florida: University of Florida, IFAS 834, 1983.
- MORAIS, E. F. G.; PERONTI, A. L. B. G.; MARSARO JUNIOR, A. L.; AMARO, G. C. Cochonilha-rosada, *Maconellicoccus hirsutus*. In: VILLELA, E. F.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Pragas Introduzidas no Brasil**. Insetos e Ácaros. Piracicaba: FEALQ, 2015. p. 328-344.
- MYRIE, W.; OROPEZA, C.; SÁENZ, L.; HARRISON, N.; ROCA, M. M.; CÓRDOVA, I. KU, S.; DOUGLAS, L. Reliable improved molecular detection of coconut lethal yellowing phytoplasma and reduction of associated disease through field management strategies. **Bulletin of Insectology**, v. 64, Sup. p. S203-S204, 2011.
- NARVAEZ, M.; VAZQUEZ EUAN, R.; HARRISON, N. A.; NIC MATOS, G.; JULIA, J. F.; DZIDO, J. L.; FABRE, S.; DOLLET, M.; OROPEZA, C. Presence of 16SrIV phytoplasmas of subgroups A, D and E in planthopper *Haplaxius crudus* Van Duzee insects in Yucatán, Mexico. **3 Biotech**, v. 8, p. 61, 2018.
- NAVIA, D.; MORAIS, E. G. F.; MENDOÇA, R. S. de; GONDIM JÚNIOR, M. G. C. Acaro vermelho-das-palmeiras, *Raoiella indica* Hirst. In: VILLELA, E. F.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Pragas Introduzidas no Brasil**. Insetos e Ácaros. Piracicaba: FEALQ, 2015. p. 418- 452.

NTUSHELO, K.; HARRISON, N. A.; ELLIOTT, M. L. Differences between the Texas Phoenix palm phytoplasma and the coconut lethal yellowing phytoplasma revealed by restriction fragment length polymorphism (RFLP) analysis of the NUSA and HFLB genes. **African Journal of Biotechnology**, v. 12, n. 25, p. 3934-3939, 2013.

QUAICOE, R. N.; DERY, S. K.; PHILIPPE, R.; BAUDOUIN, L.; NIPAH, J. O.; NKANSAH-POKU, J.; ARTHUR, R.; DARE, D.; YANKEY, E. N.; PILET, F.; DOLLET, M. Resistance screening trials on coconut varieties to Cape Saint Paul Wilt Disease in Ghana. **OCL**, v. 16, n. 2, p. 132-136, 2009.

REINERT J. A. Field biology and control of *Haplaxius crudus* on St Augustine grass and Christmas palm. **Journal of Economic Entomology**, v. 70, n. 1, p. 54-56, 1977.

SILVA, F. G. **Composição e diversidade de cigarrinhas (Hemiptera: Auchenorrhyncha) potencialmente vetoradas de fitoplasma em coqueirais no Brasil**. 2018. 78f. Tese (Doutorado) - Universidade Federal de Sergipe.

SILVA, F. G.; PASSOS, E. M.; DINIZ, L. E. C.; FARIAS, A. P.; TEODORO, A. V.; FERNANDES, M. F.; DOLLET, M. Rainfall and Coconut Accession Explain the composition and abundance of the community of potential Auchenorrhyncha Phytoplasma Vectors in Brazil. **Environmental Entomology**, v. 47, n. 2, p. 318-324, 2018.

SMART, C.; SCHNEIDER, B.; BLOMQUIST, C.; GUERRA, L.; HARRISON, N.; AHRENS, U.; LORENZ, H.; SEEMÜLLER, E.; KIRKPATRICK, C. Phytoplasma specific PCR primers based on sequences of the 16S-23S rRNA spacer region. **Applied Environmental Microbiology**, v. 62, p. 2988-2993, 1996.

STEINER, K. G. Remission of symptoms following tetracycline treatment of coconut palms affected with Kainkopé disease. **Plant Disease reporter**, v. 60, p. 617-620, 1976.

SUGAYAMA, R. L.; STANCIOLI, A. R.; VILELA, E. F. Ameaças fitosanitárias para o Brasil: entender o passado para prever o futuro. In: VILLELA, E. F.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Pragas Introduzidas no Brasil**. Insetos e Ácaros. Piracicaba: FEALQ, 2015. p.67-108.

TSAI, J. H.; KIRSCH, O. H. Bionomics of *Haplaxius crudus*. **Environmental Entomology**, v. 7, n. 2, p. 305-308, 1978.

TYMON, A. M.; JONES, P.; HARRISON, N. A. Phylogenetic relationships of coconut phytoplasmas and the development of specific oligonucleotide PCR primers. **Annals of Applied Biology**, v. 132, n. 3, p. 437-452, 1998.

WEINTRAUB, P. G.; BEANLAND, L. Insect vectors of phytoplasmas. **Annual Review of Entomology**, v. 51, p. 91-111, 2006.

Capítulo 21

Pantoea stewartii subsp. *stewartii* (Enterobacteriales: Enterobacteriaceae)

OLINDA MARIA MARTINS, SÉRGIO EUSTÁQUIO DE NORONHA

Identificação da praga

Nome científico

- *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii* (Smith, 1898)
Mergaert, Verdonck and Kersters 1993.

Posição taxonômica (Cabi, 2018; Eppo, 2014)

- Bacteria.
- Proteobacteria.
- Gammaproteobacteria.
- Enterobacteriales.
- Enterobacteriaceae.
- *Pantoea*.

- *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii* (Smith 1898) Mergaert, Verdonck and Kersters 1993.

Sinonímias (Bradbury, 1986; Cabi, 2018; Eppo, 2014)

- *Erwinia stewartii* (Smith, 1898) Dye 1963.
- *Pseudomonas stewartii* Smith 1898.
- *Bacterium stewartii* Smith (Smith) 1905.
- *Aplanobacter stewartii* (Smith) McCulloch 1918.
- *Bacillus stewartii* (Smith) Holland 1920.
- *Phytomonas stewartii* (Smith) Bergey et al. 1923.
- *Pseudobacterium stewartii* (Smith) Krasil'nikov 1923.
- *Xanthomonas stewartii* (Smith) Dowson 1939.

Hospedeiros

O principal hospedeiro é o milho (*Zea mays* L.), especialmente cultivares de milho-doce (Rand;Cash, 1933; Stewart,1897). A bactéria afeta ainda gramíneas forrageiras como *Tripsacum dactyloides* e o teosinto (*Zea mexicana*), parente selvagem do milho. Outras gramíneas foram citadas como hospedeiras secundárias, tais como o *Agrostis gigantea*, *Dactylis glomerata*, *Panicum* spp., *Poa pratensis*, *Setaria lutescens* e *Sorghum sudanense* (Poos, 1939; Bradbury, 1986; Janse, 2005; Cabi, 2018) e, ainda, *Coix lacryma-jobi*, *Euchlaena perennis*, *Schlerachne punctata* (Bradbury, 1986; Cabi, 2018). *Setaria pallidifusca* é considerada hospedeira alternativa (Eppo, 2014). A ornamental *Dracaena sanderiana* apresentou sintomas de murcha em casa de vegetação em plantas importadas pela Coréia do Sul (Choi; Kim, 2013). O arroz (*Oryza sativa* L.) foi relatado como hospedeiro (Kini et al., 2017a, 2017b). A bactéria foi isolada de cebola em Porto Rico (Alameda; Rivera-Vargas, 2010). O besouro do milho *Chaetocnema pulicaria* Melsh (Coleoptera: Chrysomelidae) desempenha importante papel na dispersão da bactéria (Rand; Cash, 1933).

Distribuição geográfica da praga

Pantoea stewartii subsp. *stewartii* (Smith, 1898) Mergaert et al. (1993) é uma praga quarentenária ausente do território brasileiro (Brasil, 2008). A bactéria foi relatada primeiramente nos Estados Unidos da América afetando o milho (*Zea mays* L.) e sua distribuição concentra-se na América do Norte (Clafin, 2010). Relatos posteriores sobre a introdução da bactéria por meio de sementes contaminadas ocorreram em vários países ou continentes (Clafin, 2010; Eppo, 2016; Smith, 1909). A distribuição geográfica da praga (Figura 1) está bastante associada ao seu vetor *C. pulicaria* Melsh, o besouro do milho (Rand; Cash, 1933).

A praga está assim distribuída (Figura 1):

- **África:** Benin, Togo (Cabi, 2018; Eppo, 2014; Kini et al., 2017a, 2017b).
- **América Central e Caribe:** Costa Rica, Porto Rico (Alameda; Rivera-Vargas, 2010; Bradbury, 1986; Cabi, 2018; Janse, 2005).
- **América do Norte:** Canadá (Ontário), Estados Unidos da América e México (Cabi, 2018; Janse, 2005).
- **América do Sul:** Argentina, Bolívia, Guiana, Peru (Albarracín Orio et al., 2012; Bradbury, 1986; Cabi, 2018; Eppo, 2014; Janse, 2005).
- **Ásia:** Coréia, Índia (Cabi, 2018; Choi; Kim, 2013; Eppo, 2014) e no Distrito de Bogor, na Indonésia (Rhama et al., 2014).



Figura 1. Distribuição geográfica de *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii*, que causa a murcha bacteriana ou a doença de Stewart no milho.

Biologia da praga

Ciclo biológico da praga

A bactéria tem como vetor primário o besouro do milho, *C. pulicaria* e quando associada à fase adulta do inseto, sobrevive durante o inverno (Rand; Cash, 1937; Claflin, 2010). O besouro, que hospeda a bactéria no seu trato digestivo, pode se alimentar em plântulas de milho suscetíveis e transmiti-la, causando murcha, nanismo e morte (Pataky, 2003; Claflin, 2010; Cabi, 2018). A colonização sistêmica da bactéria em plântulas pode resultar na infecção de espigas em variedades suscetíveis (Block et al., 1998). O segundo ciclo de infecção ocorre no verão quando a bactéria é transmitida pela primeira geração do vetor, causando sintomas de queima das folhas em campos de milho ou murcha em plântulas de milho doce (Pataky, 2003). Gerações posteriores do vetor alimentam-se em plantas infectadas e a bactéria sobrevive durante o inverno no trato digestivo do inseto, assegurando a fonte de inóculo para a infectar nas estações seguintes (Pataky, 2003; Cabi, 2018).

Estratégias reprodutivas da praga

Pantoea stewartii subsp. *stewartii* é uma bactéria anaeróbica facultativa, Gram-negativa, sem flagelos ou mobilidade, não forma esporos (Bradbury, 1986; Cabi, 2018) e é facilmente cultivável em meio de cultura (Figura 2). A bactéria pode ser isolada de plantas de milho infectadas e cultivada *in vitro* em meio de cultura sólido LB (Luria-Bertani), CPG (casaminoácido, peptona e glucose) e 523 (Figura 2) com incubação em câmara de crescimento de 27 °C a 29 °C por 48 h (Kado; Heskett, 1970; Coplin; Kado, 2001).



Foto: Kado; Heskett

Figura 2. Características morfológicas de colônias de *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii* EmbN83 (NCPB3379) cultivadas em meio de cultura 523 (Kado; Heskett, 1970).

A célula bacteriana reproduz-se por fissão binária, ou seja, uma célula replica-se em duas células geneticamente iguais (Janse, 2005).

Tipo de dispersão

O besouro do milho, *C. pulicaria*, é conhecido como o mais importante vetor de *P. stewartii* subsp. *stewartii*. O vetor que abriga a bactéria no seu trato digestivo é o responsável por sua dispersão e sobrevivência de uma estação para outra (Claflin, 2010). Parece pouco provável que o seu estabelecimento e dispersão possam ocorrer sem a presença do inseto (Cabi, 2018). A transmissão de *P. stewartii* subsp. *stewartii* por sementes infectadas foi comprovada por Rand e Cash (1933). No entanto, de acordo com testes em casa de vegetação, verificou-se que a taxa de transmissão da bactéria a partir de sementes de espigas infectadas é baixa (2% a 13%) (Block et al., 1998). Em alguns estudos, a bactéria foi recuperada somente de sementes provenientes de plantas com infecção sistêmica de murcha (Khan et al., 1996; Cabi, 2018).

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas

Durante o inverno, a bactéria sobrevive no trato digestivo do besouro-do-milho, o vetor *C. pulicaria* (Pataky, 2003; Cabi, 2018). Na primavera, quando as temperaturas do solo atingem 18 °C a 21 °C, o inseto vetor emerge da hibernação e novos ciclos de infecção da bactéria se iniciam (Pataky, 2003). O ciclo de vida da bactéria depende da sobrevivência do vetor em temperaturas baixas no inverno que, ao emergir após o período de hibernação, favorece o processo de infecção pela bactéria na primavera (Pataky, 2003; Claflin, 2010). Segundo Claflin (2010), mesmo que a bactéria fosse introduzida numa área nova, seria praticamente improvável o seu estabelecimento na ausência do vetor, o agente necessário para a sua sobrevivência e dispersão.

Condições edafoclimáticas para o desenvolvimento da doença

Nos países do hemisfério Norte, se a média diária de temperaturas durante o inverno for acima de 1 °C, o inseto sobrevive dando continuidade ao ciclo biológico, atuando como vetor na transmissão da bactéria, quando

se observa elevado grau de infecção em híbridos suscetíveis de milho (Janse, 2005). Invernos muito frios são desfavoráveis à ocorrência da doença devido à ausência do vetor (Agrios, 1988; Claflin, 2010). Temperaturas elevadas favorecem a sobrevivência da bactéria e adubações ricas em nitrogênio e fósforo aumentam a incidência e severidade da doença (Pataky, 2003; Claflin, 2010). Porém, altos níveis de cálcio e potássio são desfavoráveis ao seu desenvolvimento (Claflin, 2010). Segundo Jeger et al. (2018), a bactéria encontra-se adaptada em diferentes regiões dos hemisférios Norte e Sul e parece indicar que condições climáticas não são fatores limitantes ao seu estabelecimento.

Sintomas, sinais e danos

Quando cultivares suscetíveis de milho são infectadas em estádios iniciais de crescimento, a murcha evolui rapidamente (Cabi, 2018). Em estágios iniciais da doença, estrias de coloração verde-claras e amarelo-esbranquiçadas são visíveis em híbridos de milho-doce, seguidas de murcha e, em estágios posteriores, se tornam amarronzadas (Janse, 2005). Os tecidos vasculares da planta podem ser totalmente infectados e a bactéria pode colonizar raízes, caules, folhas, pendões, espigas, palhas e o endosperma de sementes, sem afetar o embrião (Janse, 2005). Nanismo e amarelecimento ocorrem em plantas com infecção sistêmica (Bradbury, 1986). Pode-se verificar exsudação em tecidos infectados (Bradbury, 1986; Janse, 2005).

Métodos de controle

Um sistema de alerta desenvolvido por Stevens (1934) tem sido eficiente para prevenir e controlar a doença nos Estados Unidos da América. Pulverizações com antibióticos reduzem significativamente a incidência da doença (Lockwood; Williams, 1956). No entanto, o uso de antibióticos não tem sido recomendável. Tratamentos de sementes com inseticida são eficientes para eliminar o vetor (Pataky et al., 2000; Pataky, 2003). Práticas de manejo para reduzir a população do vetor têm impacto positivo no controle da bactéria (Pataky, 2003).

O uso de variedades de milho com baixa suscetibilidade ou resistentes e o uso de pulverizações preventivas com inseticidas para controlar populações

do vetor têm sido as formas mais eficientes de controle (Janse, 2005). Na América do Norte, a doença tem sido controlada pelo plantio de híbridos de milho resistentes (Cabi, 2018). De acordo com alguns testes em campo, a população da bactéria associada ao vetor poderia ser reduzida ou eliminada por meio da ação de bacteriófagos virulentos (Woods et al., 1981; Cabi, 2018).

Segundo Rand e Cash (1933), tratamentos com sulfato de cobre ou soluções comerciais por 15 minutos foram efetivos na descontaminação de sementes. Em outros estudos, Guo et al. (1991) demonstraram que a imersão de sementes de milho em vários tipos de soluções de antibióticos a uma temperatura de 40 °C a 47 °C por 1 hora e 50 minutos foi suficiente para eliminar a bactéria. Os mesmos tratamentos realizados em temperatura ambiente não foram efetivos na descontaminação. O emprego de tratamentos químicos, em muitos casos, é eficiente para controlar a murcha em plântulas, mas não em plantas adultas (Cabi, 2018).

Processos pós-colheita/transformação primária: fumigação para eliminar possível inseto vetor

Vários procedimentos devem ser seguidos na pré e pós-colheita. A fumigação ou expurgo é uma medida empregada para eliminar quaisquer infestações de pragas em sementes e grãos armazenados mediante o uso de gás. Deve ser realizada sempre que houver infestação, seja em produto recém-colhido infestado na lavoura, ou mesmo após um período de armazenamento em que houve infestação no armazém. Esse processo pode ser realizado nos mais diferentes locais, desde que seja observada a perfeita vedação do local a ser expurgado e as normas de segurança para os produtos em uso. O inseticida indicado para expurgo é a fosfina, pela eficácia, facilidade de uso, segurança de aplicação e versatilidade (Mantovani et al., 2015).

Acondicionamento e transporte

Para Mantovani et al. (2015), o acondicionamento do milho pode ser em sacaria ou a granel, com um teor de umidade baixa para evitar a deterioração dos grãos. Dados de perdas durante o transporte são escassos e variam muito em função das estradas, do veículo transportador ou da distância. O transporte de milho por navios ou aéreos devem ser feitos em contêineres bem

vedados e, preferentemente, refrigerados até os pontos de entrada ou inspeção. Durante o transporte, a qualidade da commodity deve ser preservada e não deve haver escape de eventual praga associada ao milho (Ebbels, 2003).

Vias de ingresso

As principais vias de ingresso são portos, aeroportos por meio da importação da commodity ou de sementes, de embalagens e produtos artesanais de palha que possam abrigar a bactéria e o vetor *C. pulicaria*.

Inspeção e detecção

A Eppo (2016) harmonizou um protocolo para diagnose da doença. Reconhecer os sintomas da murcha após a infecção sistêmica da bactéria, que obstrui o xilema, e a queima das folhas é fundamental para o início da diagnose. Amostragens de cinco a dez folhas, espigas, pendões, sementes oriundas de plantas com sintomas típicos devem ser submetidas aos testes de laboratório. Isolamentos da bactéria em meios de cultura sólidos podem ser feitos a partir de amostras coletadas de plantas com sintomas para estudos da morfologia das colônias e da célula bacteriana, exigências nutricionais e testes bioquímicos. Para sementes, o protocolo recomenda uma amostra de 400 sementes que deve ser dividida em sub-amostras de até 100 sementes. Após a obtenção da bactéria pelo método de embebição de sementes em tampão fosfato ou a partir do suco de plantas infectadas, alíquotas devem ser submetidas aos testes de IF e PCR em tempo real. Como o número de células viáveis decresce rapidamente nos macerados, diluições devem ser feitas a partir de extratos de plantas ou sementes para a obtenção de cultura pura da bactéria em meios de cultura sólidos. Em caso de resultado positivo, testes de identificação devem ser realizados pelas técnicas de IF, ELISA, moleculares e perfil de ácidos graxos. Se no mínimo dois destes testes forem positivos, deve-se fazer o teste de patogenia para cumprir os Postulados de Koch.

Situação regulatória no mundo

Restrições fitossanitárias são impostas por países importadores de sementes, que solicitam certificado fitossanitário que garanta que as sementes sejam procedentes de áreas livres da bactéria (Clafin, 2010).

A bactéria é quarentenária regulamentada ausente e medidas de prevenção devem ser adotadas para evitar a sua introdução e estabelecimento no território nacional (Brasil, 2008). Logo, todo material importado com potencial de hospedar e/ou veicular a bactéria deve ser inspecionado e analisado por laboratórios de quarentena credenciados pelo MAPA (Brasil, 2016a) e materiais importados para fins de pesquisa devem seguir prescrições estabelecidas (Brasil, 2016b).

Em muitos países da Europa, a bactéria fez parte da lista de pragas presentes e posteriormente regulamentadas como ausentes (Janse, 2005). Segundo Cabi (2018), a bactéria não se encontra no continente europeu e o trânsito comercial e a quarentena são regulamentados pela EPPO. Na Austrália, onde a bactéria possui *status* quarentenário ausente, o serviço de inspeção e quarentena é coordenado pelo Departamento de Agricultura do Governo Australiano/AQIS e na Nova Zelândia, pelo MAF (Serviço de Quarentena).

Antecedentes de interceptações

No Brasil, houve um relato de *P. stewartii* subsp. *stewartii* em milho na região de Avaré, SP (Pereira; Zagatto, 1968). Entretanto, este relato não se confirmou e a bactéria consta como ausente (Cabi, 2018) e de *status* quarentenário no país (Brasil, 2008).

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

Apesar do baixo índice de transmissão da bactéria por sementes (Khan et al., 1996; Block et al., 1998), o risco de introdução pela importação da commodity ou pelo intercâmbio de germoplasma, mesmo que baixo, existe. Dentre as medidas preventivas, ressalta-se o papel da Estação Quarentenária Vegetal. A bactéria foi relatada em países vizinhos, constando como presente na Argentina, Bolívia, Guiana e com distribuição restrita no Peru (Cabi, 2018). Assim, medidas preventivas devem ser adotadas, em relação ao trânsito ou comércio da commodity e intercâmbio de germoplasma de milho principalmente com países fronteiriços da América do Sul e América do Norte (Brasil, 2016a, 2016b). Com relação ao potencial de introdução por *C. pulicaria*, aparentemente não há relatos da existência dessa espécie no Brasil (Plantwise,

2017). Um estudo sobre o gênero *Chaectonema* foi realizado em arroz de várzea na Amazônia. Contudo, não houve especificação da espécie (Carneiro; Galvão, 1984). Devido à baixa taxa de transmissão da bactéria via sementes e ao não registro do vetor em território brasileiro, mesmo que a bactéria fosse introduzida, teria pouca chance de se dispersar.

Potenciais consequências econômicas para o Brasil

De janeiro a setembro de 2017, o Brasil exportou 37.977 t de milho para os países de Livre Comércio da América do Norte (NAFTA) e importou 24,3 t de milho do mesmo bloco econômico (Brasil, 2017). A introdução e dispersão da praga no território brasileiro afetariam a produção, a qualidade dos grãos e o saldo da balança comercial devido às exigências dos países importadores (Brasil, 2017). Ressaltam-se ainda os potenciais impactos negativos para a indústria, alimentação humana e animal.

Referências

- AGRIOS, G. N. **Plant pathology**. 3rd. ed. San Diego: Academic Press, 1988. 803 p.
- ALAMEDA, M.; RIVERA-VARGAS, L. I. Seed-borne endophytic and pathogenic bacteria isolated from onion in Puerto Rico. **Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico**, v. 94, n. 3-4, p. 289-291, 2010.
- ALBARRACÍN ORIO, A. G.; BRÜCHER, E.; PLAZAS, M. C.; SAYAGO, P.; GUERRA, F.; DE ROSSI, R.; DUCASSE, D. A.; GUERRA, G. D. First report of Stewart's wilt of maize in Argentina caused by *Pantoea stewartii*. **Plant Disease**, v. 96, n. 12, p. 1819, 2012.
- BLOCK, C. C.; HILL, J. H.; MCGEE, D. C. Seed transmission of *Pantoea stewartii* in field and sweet corn. **Plant Disease**, v. 82, n. 7, p. 775-780. 1998.
- BRADBURY, J. F. **Guide to plant pathogenic bacteria**. Wallingford, UK: CAB International, 1986. 332 p.
- BRASIL. Ministério da Agricultura. Instrução Normativa Nº 41 de 01 de julho de 2008. Ementa: Altera os Anexos I e II da Instrução Normativa nº 52, de 20 de novembro de 2007. **Diário Oficial da União**, 02 jul. 2008. Seção 1, p. 8. Disponível em: <<http://extranet.agricultura.gov.br/sislegisconsulta/consultarLegislacao.do?opcao=visualizar&id=18888>>. Acesso em: 11 out. 2017.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução Normativa nº 164, de 25 de agosto de 2016. **Diário Oficial da União**, 25 ago. 2016a. Seção 1, p. 8-10. Disponível em: <<http://www.in.gov.br/autenticidade.html>>. Acesso em: 12 set. 2017.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução Normativa nº 242, de 1º de dezembro de 2016. **Diário Oficial da União**, 19 dez. 2016b. Seção 1, p. 11-13. Disponível em: <<http://www.in.gov.br/autenticidade.html>>. Acesso em: 12 set. 2017.

BRASIL. Ministério da Indústria e Comércio Exterior. Secretaria do Comércio Exterior – SECEX. **Importação-exportação**. Disponível em: <<http://www.mdic.gov.br/comercio-exterior/estatisticas-de-comercio-exterior/>>. Acesso em: 24 out. 2017.

CABI. ***Pantoea stewartii* (bacterial wilt of maize)**. In: Crop Protection Compendium. Wallingford, UK: CAB International 2018. Disponível em: <<http://www.cabi.org.ez103.periodicos.capes.gov.br/cpc/datasheet/21939>>. Acesso em: 29 ago. 2018.

CARNEIRO, J. S.; GALVÃO, E. U. P. **Efeitos causados pela pulguinha *Chaectonema sp.* na cultura do arroz em áreas de várzea no Amazonas**. Manaus, AM: UEPAE de Manaus, 1984. 2 p. (Embrapa-UEPAE de Manaus. Comunicado Técnico, 41).

CHOI, O.; KIM, J. *Pantoea stewartii* causing Stewart's wilt on *Dracaena sanderiana* in Korea. **Journal of Phytopathology**, v. 161, p. 578-581, 2013.

CLAFLIN, L. E. Stewart's bacterial wilt. In: WHITE, D. G. **Compendium of corn diseases**. St. Paul: The American Phytopathological Society, 2010. p. 3-4.

COPLIN, D. L.; KADO, C. I. Gram-negative bacteria. In: SCHAAD, N. W.; JONES, J. B.; CHUN, W. **Laboratory guide for identification of plant pathogenic bacteria**. 3rd. ed. St. Paul: The American Phytopathological Society Press, 2001. p. 73-83.

EBBELS, D. L. **Principles of plant health and quarantine**. London: Cab Publishing, 2003. 302 p.

EPPO. **PQR Database**. Paris, France: European and Mediterranean Plant Protection Organization, 2014. Disponível em: [//www.eppo.int/DATABASE/pqr.htm](http://www.eppo.int/DATABASE/pqr.htm)>. Acesso em: 14 out. 2017.

EPPO. PM 7/60 (2) *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii*. OEPP/EPPO. **Bulletin**, v. 46, n. 2, p. 226-236, 2016.

GUO, Y. F.; LIANG, Z. Q.; HUANG, H. Elimination of bacterial wilt from imported corn seeds with agricultural antibiotics. **Chinese Journal of Biological Control**, v. 7, n. 1, p. 30-33, 1991.

JANSE, J. D. (Ed.). **Phytopacteriology**: principles and practice. Wallingford: CABI Publishing, 2005. 360 p.

JEGER, M.; BRAGARD, C.; CANDRESSE, T.; CHATZIVASSILIOU, E.; DEHNEN-SVHMUTZ, K.; GILIOLI, G.; GRÉGOIRE, J.-C.; MIRET, J. A. J.; MACLEOD, A.; NAVARRO, M. N.; NIRE, B.; PARNELL, S.; POTTING, R.; RAFOSS, T.; ROSSE, V.; UREK, G.; BRUGGEN, A. VAN.; WERF, W. VAN DER.; WEST, J.; WINTER, S.; MANCEAU, C.; PAUTASSO, M.; CAFFIER, D. Pest categorisation of *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii*. *Erwinia stewartii*. **EFSA Journal**, v. 16, n. 7, 2018.

KADO, C. I.; HESKETT, M. G. Selective media for isolation of *Agrobacterium*, *Corynebacterium*, *Erwinia*, *Pseudomonas* and *Xanthomonas*. **Phytopathology**, v. 60, p. 969-976, 1970.

KHAN, A.; REIS, S. M.; PATAKY, J. K. Transmission of *Erwinia stewartii* through seed of resistant and susceptible field and sweet corn. **Plant Disease**, v. 80, p. 398-403, 1996.

KINI, K.; AGNIMONHAN, R.; AFOLABI, O.; SOGLONOU, B.; SILUÉ, D.; KOEBNIK, R. First report of a new bacterial leaf blight of rice caused by *Pantoea ananatis* and *Pantoea stewartii* in Togo. **Plant Disease**, v. 101, n. 1. p. 241, 2017a.

KINI, K.; AGNIMONHAN, R.; AFOLABI, O.; MILAN, B.; SOGLONOU, B.; GBOGBO, KOEBNIK, R. V.; SILUÉ, D. First report of a new bacterial leaf blight of rice caused by *Pantoea ananatis* and *Pantoea stewartii* in Benin. **Plant Disease**, v. 101, n. 1. p. 242, 2017b.

LOCKWOOD, J. L.; WILLIAMS, L. E. Field experiments for control of bacterial wilt of sweet corn by antibiotic and Tween 20 sprays. **Plant Disease Reporter**, v. 40, p. 622-625, 1956.

MANTOVANI, E. C.; LORINI, I.; SANTOS, J. P. dos; PIMENTEL, M. A. G.; FONSECA, M. J. de O. Colheita e pós-colheita. In: PEREIRA FILHO, I. A. (Ed.). **Cultivo do milho**. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2015. (Embrapa Milho e Sorgo. Sistema de Produção, 184). Disponível em: <https://www.spo.cnptia.embrapa.br/conteudo?p_p_lifecycle=0&p_p_id=conteudoportlet_WAR_sistemasdeproducao6_1ga1ceportlet&p_p_col_count=1&p_p_col_id=column-1&p_p_state=normal&p_r_p_-76293187_sistemaProducaoId=7905&p_r_p_-996514994_topicoId=1316&p_p_mode=view>. Acesso em: 31 out. 2017.

PATAKY, J. K.; MICHENER, P.M.; FREEMAN, N. D.; WEINZIERL, R. A.; TEYKER, R. H. Control of Stewart's wilt in sweet corn with seed treatment insecticides. **Plant Disease**, v. 84, n. 10, p. 1104-1108, 2000.

PATAKY, J. K. Stewart's wilt of corn. **APSnet Features**, 2003. Disponível em: <<http://www.apsnet.org/publications/apsnetfeatures/Pages/StewartsWilt.aspx>>. Acesso em: 16 out. 2017.

PEREIRA, A. L. G.; ZAGATTO, A. G. Ocorrência de "bacteriose" em milho na zona de Avaré. **O Biológico**, v. 34, p. 34, 1968. Disponível em: <<http://germo.apta.sp.gov.br/fitobacterias/index.asp>>. Acesso em: 26 out. 2017.

PLANTWISE. **Plantwise Technical Factsheet**: corn flea beetle (*Chaetocnema pulicaria*). Disponível em: <<http://www.plantwise.org/KnowledgeBank/Datasheet.aspx?dsid=12534>>. Acesso em: 27 out. 2017.

POOS, F. W. Host plants harboring *Aplanobacter stewartii* without showing external symptoms after inoculation by *Chaetocnema pulicaria*. **Journal of Economic Entomology**, v. 32, n. 6, p. 881-882, 1939.

RAND, F. V.; CASH, L. C. Bacterial wilt of corn. **Technical Bulletin. USDA**, n. 362, p. 32, 1933.

RHAMA, H.; SINAGA, M. S.; SURAHMAN, M.; GIYANTO. First report of Stewart's wilt of maize caused by *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii* in Bogor District, Indonesia. **Journal of International Society for Southeast Asian Agricultural Sciences**, v. 20, n. 2, p.131-141, 2014.

SMITH, E. F. Seed corn as a means of disseminating *Bacterium stewartii*. **Science**, v. 30, p. 223-224, 1909.

STEVENS, N. E. Stewart's disease in relation to winter temperatures. **Plant Disease Reporter**, v. 18, p. 141-149, 1934.

STEWART, F. C. A bacterial disease of sweet corn. **New York State Agricultural Experiment Station Bulletin**, n. 130, p. 422-439, 1897.

WOODS, T. L.; ISRAEL, H. W.; SHERF, A. F. Isolation and partial characterization of a bacteriophage of *Erwinia stewartii* from the corn flea beetle, *Chaetocnema pulicaria*. **Protection Ecology**, v. 3 n. 3, p. 229-236, 1981.

Capítulo 22

Xanthomonas oryzae pv. *oryzae* (Xanthomonadales: Xanthomonadaceae)

MÁRCIO ELIAS FERREIRA, PAULO HIDEO NAKANO RANGEL

Identificação da praga

Nome científico:

- *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* (Ishiyama, 1922) Swings et al. (1990).

Posição taxonômica:

- Classe: Gammaproteobacteria.
- Ordem: Xanthomonadales.
- Família: Xanthomonadaceae.

Sinonímias:

- *Pseudomonas oryzae* Ishiyama.
- *Xanthomonas campestris* pv. *oryzae* (Ishiyama) Dye.

- *Xanthomonas itoana* (Tachinai) Dowson.
- *Xanthomonas kresek* Schure.
- *Xanthomonas oryzae* (Ishiyama) Dowson.
- *Xanthomonas translucens* f.sp. *oryzae* (Ishiyama) Pordesimo.

Nome comum:

- Crestamento ou murcha bacteriana (Português).
- Enfermedad bacteriana de las hojas del arroz (Espanhol).
- Bacterial leaf blight (BLB), Kresek disease, bacterial blight (BB) (Inglês).
- Maladie bactérienne des feuilles du riz (Francês).

Abreviação: Xoo**Hospedeiros**

A principal espécie agrícola infectada por *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* (Xoo) é o arroz (*Oryza sativa* L.). A bactéria causa doença também em várias outras gramíneas, como *Cynodon dactylon*, *Cyperus* spp., *Leersia* spp., *Leptochloa* spp., *Panicum maximum*, *Paspalum scrobiculatum*, *Zizania* spp., *Zoysia* spp., e espécies silvestres de arroz (*Oryza* spp.) (Ou, 1985; Mew, 1987). Muitas outras gramíneas apresentam compatibilidade com a bactéria quando inoculadas artificialmente (Bradbury, 1970a; 1970b). O nível de suscetibilidade varia bastante entre as espécies submetidas a inoculação.

Distribuição geográfica da praga

O crestamento bacteriano do arroz é endêmico da Ásia e África Ocidental. A doença foi também descrita na Austrália e em vários países da América Latina e do Caribe (Mew et al., 1993). A bactéria foi detectada nas regiões destacadas na Figura 1:

- **América do Norte:** México.
- **América Central e Caribe:** Costa Rica, El Salvador, Honduras, Nicarágua, Panamá.
- **América do Sul:** Bolívia, Equador, Venezuela.
- **África:** Nigéria, Camarões, Madagascar, Benin, Togo, Egito, Burquina Faso, Gabão, Mali, Gâmbia, Senegal.
- **Ásia:** China, Japão, Índia, Irã, Paquistão, Bangladesh, Coreia do Sul, Coreia do Norte, Vietnã, Camboja, Indonésia, Filipinas, Laos, Malásia, Nepal, Tailândia, Taiwan, Birmânia, Ceilão.
- **Eurásia:** Rússia, Ucrânia.
- **Oceania:** Austrália.

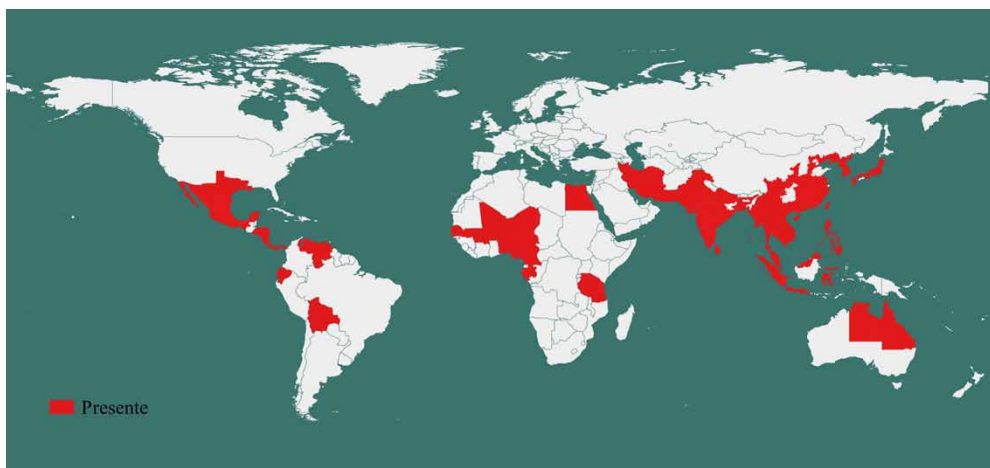


Figura 1. Países onde a bactéria *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* foi detectada infectando arroz e outras gramíneas.

Biologia da praga

Xanthomonas oryzae pv. *oryzae* é responsável por uma das mais importantes doenças de arroz. O potencial destrutivo e o impacto econômico da doença inclui o seu agente causal entre os dez mais importantes patógenos bacterianos de plantas (Mansfield et al., 2012). A doença foi descrita

inicialmente no Japão em 1889 (Gnanamanickam et al., 1999) em áreas que registraram forte epidemia com os sintomas típicos da doença. Desde então o agente etiológico vem sendo estudado e classificado em diferentes gêneros e espécies até atingir a classificação atual (Swings et al., 1990).

Trata-se de uma bactéria em forma de bastão, grã-negativa, com células individuais medindo 0,7 a 2,0 μm de comprimento e 0,4 a 0,7 μm de largura. A bactéria se desloca em meio líquido por movimento de um único flagelo em sua extremidade (Ou, 1985; Mew, 1987). As colônias em meio sólido exsudam o pigmento amarelado conhecido como xantomonadina ou EPS (*extracellular polysaccharide*), típico do gênero, que auxilia a sua propagação e a protege de dessecação. As colônias são circulares, convexas e lisas. A bactéria é aeróbica obrigatória e não forma esporos. A temperatura ideal de crescimento varia entre 25 a 30 °C.

Ciclo biológico da praga

A infecção da planta com a bactéria pode ser iniciada de diferentes formas. O material de plantio infectado é a principal fonte potencial de inóculo da bactéria. Contudo, ferramentas agrícolas, hospedeiros alternativos, palha e restos culturais, também são fontes comuns de inóculo inicial. A penetração da bactéria geralmente ocorre nas aberturas naturais nas folhas das plantas, como estômatos e hidatódios (Tabei, 1977). No estômato é comum a multiplicação inicial do patógeno na região das células-guarda, onde se inicia o processo de infecção. Nos hidatódios, a exsudação de fluido (gutação) durante a noite também facilita a movimentação da bactéria para outras partes da planta. Ao amanhecer, à medida em que a temperatura aumenta e o fluido de gutação reflui para os hidatódios e é absorvido pela planta, a bactéria penetra na folha de forma passiva. É comum a detecção de células bacterianas no fluido de exsudação dos hidatódios de plantas doentes, que serve de fonte secundária de inóculo. Condições ambientais favoráveis, principalmente alta temperatura e humidade, facilitam o desenvolvimento da doença.

Estratégias reprodutivas da praga

A infecção se instala pela multiplicação bacteriana nas camadas externas do parênquima foliar até atingir o xilema, quando se espalha sistemicamente

do sistema vascular para outras áreas da folha. Em interações compatíveis, observa-se a multiplicação da bactéria dentro da planta, seguida de infecção dos tecidos.

A movimentação da bactéria na planta é realizada de forma passiva pelo fluxo de fluidos e, também, pelo movimento flagelar. Em poucos dias, células bacterianas e o polissacarídeo que elas produzem preenchem os vasos xilemáticos e exsudam dos hidatódios, colonizando a superfície foliar. Este é um sinal claro do estabelecimento da doença e de fonte de inóculo secundário (Niño-Liu et al., 2006). As folhas infectadas ou o exsudato podem atingir a água de irrigação e possibilitar a dispersão da bactéria. A movimentação de material infectado pela água de um campo para outro maximiza o alcance do patógeno e propicia o desenvolvimento de epidemias.

Tipo de dispersão

A bactéria é disseminada pelo vento, pela chuva e água de irrigação, persistindo em restos culturais de safras anteriores (Dath; Devadath, 1983). É comum também a disseminação por ação humana através da movimentação de pessoas nas áreas de plantio (Niño-Liu et al., 2006).

A estação de chuva é o período mais propício para a dispersão da doença pela ação do vento e da água. A ocorrência de granizo facilita a dispersão pelo grande número de lesões causadas na planta. Epidemias severas geralmente ocorrem após chuvas com ventos fortes. No campo, a movimentação da bactéria ocorre em pequenas distâncias, em geral através da água. A água de irrigação é considerada a forma mais comum de disseminação da doença em grandes áreas. As folhas infectadas ou o exsudato podem atingir a água de irrigação e possibilitar a dispersão da bactéria. A movimentação de material infectado pela água de um campo para outro maximiza o alcance do patógeno e propicia o desenvolvimento de epidemias.

Restos culturais também possuem relevante papel na dispersão do patógeno e são considerados importante fonte de inóculo primário (Mew et al., 1993). Xoo pode ser isolada de sementes de plantas artificialmente infectadas (Xie; Mew, 1998), mas a importância da transmissão por sementes na disseminação da doença e o tempo de sobrevivência da bactéria no grão

ainda são pontos de controvérsia (Kauffman; Reddy, 1975; Devadath; Thri Murty, 1984; Mew; Misra, 1994; Sakthivel et al., 2001; Vera Cruz et al., 2013). A transmissão por insetos or por pássaros não parece importante, embora relatos desse modo de disseminação estejam registrados na literatura. Hospedeiros alternativos, por outro lado, têm papel importante na disseminação da doença, especialmente em regiões tropicais.

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas

A bactéria não produz esporos ou estruturas de sobrevivência de longo prazo. Mas pode sobreviver por períodos curtos no solo ou em sementes infectadas. A bactéria sobrevive na água de irrigação por algum tempo nas regiões tropicais, mas por período curto, geralmente não mais do que 15 dias (Gnanamanickam et al., 1999).

A sobrevivência em restos culturais é bem documentada, especialmente em touceiras e raízes de plantas infectadas. A sobrevivência em soca ou palha seca também foi demonstrada extensivamente. Dependendo das condições de umidade e acidez do solo, a bactéria pode sobreviver em folhas infectadas em decomposição no solo por alguns meses, apesar do solo não ser considerado como fonte importante de inóculo (Ou, 1985).

Xoo sobrevive e pode ser facilmente isolada de sementes de plantas infectadas. O tempo de sobrevivência em sementes é controverso, com evidências de que diminui após poucos meses (Mew, 1987). É comum a multiplicação da bactéria em hospedeiros alternativos do gênero *Cyperus*, *Zizania* e *Leersia*, considerados uma das principais formas de manutenção de fontes de inóculo no campo.

A combinação de mecanismos alternativos de sobrevivência justifica o cuidado que se deve ter com a supressão de fontes de inóculo da bactéria para minimizar epidemias e, conseqüentemente, os danos causados pela doença.

Condições edafoclimáticas ideais para o desenvolvimento

O crestamento bacteriano é favorecido por temperaturas elevadas (25 a 30 °C), alta umidade, chuva e plantio irrigado. A doença é também favorecida

por ventanias capazes de causar ferimentos na planta e pela aplicação de nitrogênio em excesso (Gnanamanickam et al., 1999).

Alguns estudos indicam que o solo e a adubação pode ter efeito no desenvolvimento do crestamento bacteriano. Plantas cultivadas em solos com alto conteúdo de potássio (>180 ppm) apresentam maior tolerância à bactéria (Gnanamanickam et al., 1999). Adubação complementar com fósforo aparentemente também diminui o desenvolvimento da doença, assim como plantas adubadas com nitrogênio durante o perfilhamento apresentam mais vigor e aparente tolerância. Estas observações, contudo, não são suficientes para adotar tais procedimentos como medida de controle.

Adaptabilidade: plasticidade

Xoo adapta-se facilmente a condições ambientais que facilitam o seu desenvolvimento (alta temperatura e alta humidade). A doença foi descrita em condições ambientais bastante variáveis na Ásia, África, Eurásia e Américas, o que indica que possui uma capacidade de adaptação muito grande a variações ambientais.

Há uma grande diversidade de raças fisiológicas do patógeno. O número total de raças atinge dezenas em diferentes países. A classificação racial é baseada em um conjunto de linhagens com o mesmo *background* genético (linhagens quase-isogênicas) que diferem para genes de resistência à doença (genes *Xa*) (Mew, 1987; Ogawa et al., 1991). Alguns dos genes de resistência a Xoo foram introgrididos na cultivar IR24 (suscetível, tipo *indica*) para o desenvolvimento de linhagens quase-isogênicas com diferentes genes de resistência (Ogawa et al., 1991; Brar; Khush, 1997). Essas linhagens fazem parte da série de linhagens quase-isogênicas denominadas IR-BB (*International Rice-Bacterial Blight*). Cada linhagem contém um gene de resistência a uma raça específica da doença (ex. IR-BB 1 apresenta resistência à raça 1 do patógeno). Linhagens quase-isogênicas de arroz *japonica* também foram desenvolvidas para uso na diferenciação racial de isolados de Xoo (Noda et al., 1996; Lee et al., 1999; Jeung et al., 2006). Essas linhagens quase-isogênicas têm sido usadas para desenvolver estudos básicos da interação patógeno-hospeiro, e empregadas como fonte de genes de resistência ao patógeno pelos programas de melhoramento genético.

Novas raças de Xoo vêm constantemente sendo descritas em diferentes países, associadas à quebra de resistência genética em cultivares comerciais. Conhecer a composição racial das epidemias de Xoo é importante para definir o emprego dos genes de resistência conhecidos no desenvolvimento de novos cultivares. A adoção de um painel internacional de linhagens quase-isogênicas para diferenciação de raças de Xoo em diferentes países e utilizando a mesma metodologia seria importante para caracterizar e estudar a interação patógeno-hospedeiro em uma escala global.

A capacidade da bactéria de se adaptar ao hospedeiro e quebrar resistência é um dos grandes desafios do controle da doença. A severidade da doença depende da virulência do isolado presente e da compatibilidade com o hospedeiro.

Sintomas, sinais e danos

O crestamento bacteriano resulta de uma infecção sistêmica do sistema vascular da planta de arroz, causando lesões que variam do amarelo-acinzentado ao branco, visíveis nas nervuras das folhas (Figura 2). Sintomas claros de infecção são tipicamente observados na fase de perfilhamento, quando pequenas manchas aquosas são detectadas nas margens e nas pontas das folhas mais desenvolvidas, que coalescem formando manchas maiores, inicialmente cloróticas e mais tarde necróticas (Mew, 1987; Niño-Liu et al., 2006). A exsudação de fluido bacteriano pode ser observada em lesões jovens causadas pela bactéria. Por fim, lesões contínuas que se estendem da ponta da folha na direção da base, geralmente pelas margens da folha, apresentam coloração amarelo ou branco-acinzentadas e aspecto opaco, que caracterizam a infecção pela bactéria. Tais lesões podem ser co-colonizadas por fungos saprofíticos oportunistas. Quando a bactéria atinge os internódios ou coroa da planta, mas as folhas ainda não foram infectadas, é comum a observação de coloração levemente amarelada das folhas das plantas atingidas. A ocorrência de listras amareladas nas folhas com este tipo de infecção também é comum. Glumas infectadas apresentam lesões circulares com bordas aquosas em epidemias severas. A infecção do sistema radicular pela bactéria causa o entupimento do xilema e leva à murcha da planta. Sementes mal-desenvolvidas, apresentando descoloração da epiderme, baixo peso e baixa qualidade, são observadas em plantas infectadas.



Foto: Donald Groth, Louisiana State University AgCenter; Bugwood.org

Figura 2. Sintomas da infecção causada por *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* em plantas de arroz.

A inoculação artificial de plantas com a bactéria em condições controladas desenvolve sintomas similares aos descritos acima. A inoculação artificial é geralmente realizada com pulverizador ou vaporizador, produzindo uma nuvem de inóculo na superfície inferior da folha para facilitar a penetração pelos estômatos. Os estômatos são encontrados em maior densidade na superfície inferior da folha. São comuns ainda os ensaios de avaliação de resistência ao patógeno utilizando corte de folhas com tesoura molhada em inóculo (Kauffman et al., 1973), ou a imersão das folhas em solução de inóculo.

Lesões causadas pelo vento, por impacto ou por insetos também são pontos propícios de penetração na planta. A síndrome de “kresek” ou murcha bacteriana, por exemplo, é geralmente associada com infecção de plântulas por ferimentos causados durante as operações de transplântio. Neste caso, a infecção ocorre através de raízes danificadas quando as plântulas são retiradas do viveiro para efetuar o transplântio no campo. Além disso, é comum no transplântio o agricultor podar a ponta das folhas para diminuir

a perda d'água e o estresse hídrico, provocando aberturas propícias à infecção bacteriana. As folhas infectadas apresentam uma coloração acinzentada, enrolam em si mesmas e toda a planta murcha. A maioria das plantas acaba morrendo, levando à perda total da lavoura.

É importante notar que Xoo pode estar presente em tecido que não apresenta qualquer sintoma inicial até o patógeno atingir concentração suficiente para iniciar o processo de infecção (Barton-Willis et al., 1989; Zhao et al., 2011; He et al., 2010; Verdier et al., 2012), a depender da resistência ou suscetibilidade do hospedeiro.

Métodos de controle

Medidas de controle da doença vêm sendo testadas há décadas. Práticas culturais como desinfecção de sementes, eliminação de ervas daninhas e restos culturais, drenagem adequada na produção de mudas ou remoção de plantas infectadas no campo, são adotadas em vários países onde a bactéria é endêmica. Estas práticas contribuem para minimizar os danos causados pelo patógeno, mas não são suficientes para evitar as quebras de produção.

O emprego de produtos químicos para a desinfecção de sementes ou o tratamento de campos infectados, embora adotado por alguns países, não tem efeito prático. Vários produtos foram testados ao longo do tempo (ex. calda bordalesa, cloranfenicol, carbamatos, entre outros), mas nenhum deles é até agora reconhecido como efetivo no controle da bacteriose.

Antibióticos, como derivados de estreptomicina, foram analisados no controle da doença e, em alguns casos, recomendados para controle. Contudo, o controle efetivo da doença por antibióticos esbarra em dúvidas sobre a eficácia e custo-benefício comprovado para a diminuir o dano causado pela bactéria em campos comerciais. O mesmo se aplica ao emprego de controle biológico para diminuir as perdas causadas pela bactéria, apesar dos esforços de pesquisa com diferentes agentes de controle, como *Pseudomonas fluorescens* e diferentes isolados de *Bacillus* (Gnanamanickam et al., 1999; Johri et al., 2003).

A maneira mais eficiente de controlar a doença é através do emprego de genes de resistência pelos programas de melhoramento genético. O desafio

é grande pois o surgimento de novas raças do patógeno é constante, conforme comentado anteriormente. A diversidade racial do patógeno dificulta o desenvolvimento de resistência durável ao patógeno.

A resistência a Xoo tem sido tipificada como gene-a-gene (Flor, 1971), onde o produto de um gene de resistência do hospedeiro (gene R) interage com o produto do gene de avirulência (gene Avr) do patógeno. Este modelo tem sido usado para a identificação e caracterização de um número significativo de raças e de genes de resistência e de avirulência na interação entre o arroz e a bactéria (Song et al., 1997; Yoshimura et al., 1998; Meyers et al., 1999; Iyer; McCouch, 2004; Sun et al., 2004; Gu et al., 2005; Chu et al., 2006). Genes ou locos de efeito quantitativo (QTLs – *quantitative trait loci*) também foram identificados (Koch; Parlevliet, 1991; Li et al., 2006).

O estudo da genética da interação da bactéria com o arroz possibilitou até o momento a identificação de mais de 30 genes de resistência ao patógeno (Niño-Liu et al., 2005; Corral et al., 2013). A grande maioria destes genes é dominante (ex. *Xa1*, *Xa21* e *Xa26*), isto é, a sua presença em apenas uma cópia em uma cultivar é suficiente para estabelecer uma reação de resistência a isolado(s) do patógeno. Contudo, alguns genes recessivos também foram descritos (ex. *xa5*, *xa13*). O estágio de desenvolvimento em que os genes de resistência são expressos é variável, alguns apresentando expressão somente na fase adulta (ex. *Xa21*) e outros durante todo o desenvolvimento da planta (ex. *Xa1*, *xa5*). O espectro de resistência também é diverso, sendo alguns genes raça-específicos ou efetivos contra um número limitado de raças (ex. *Xa1*), enquanto outros são reconhecidamente de amplo espectro (ex. *Xa21*, *Xa26*).

A estrutura de cada gene de resistência é bem variada, assim como a localização do produto gênico na célula de arroz. Alguns genes de resistência pertencem à família de quinases receptoras de proteína, com um domínio rico em leucina extra-celular (LRR – *Leucine Rich Repeat*), um domínio trans-membrana, e um domínio quinase na porção citoplasmática (ex. *Xa21*). Outros não têm ainda um produto protéico previsto com base na sequência do gene, mas se sabe que resistência ou suscetibilidade são causados por mutação observada na região promotora do gene (ex. *Xa27*). Um dos genes de resistência, *xa5*, por sua vez, codifica uma sub-unidade de um fator de transcrição.

Grandes avanços no conhecimento da interação patógeno-hospedeiro foram observados desde a clonagem de alguns dos genes de resistência à bactéria [ex. *Xa21* (Song et al., 1997), *Xa1* (Yoshimura et al., 1998), *xa5* (Iyer; McCouch, 2004), *Xa26* (Sun et al., 2004), *Xa27* (Gu et al., 2005) e *xa13* (Chu et al., 2006)]. A clonagem de genes de avirulência do patógeno também vem contribuindo para o aprofundamento do conhecimento em nível molecular e fisiológico da interação. Exemplos de genes de avirulência de Xoo já clonados incluem *avrXa7* e *avrXa10* (Hopkins et al., 1992).

Através de retrocruzamento convencional, retrocruzamento assistido por marcadores moleculares ou engenharia genética (Wang et al., 1996; Huang et al., 1997; Davierwala et al., 2001; Kottapalli et al., 2010), algumas linhagens de arroz resistentes a Xoo foram desenvolvidas com sucesso. Quando linhagens quase-isogênicas foram utilizadas para pirimidizar genes de resistência ao patógeno, observou-se um aparente efeito sinérgico da presença de vários genes no mesmo *background* genético, com um espectro de resistência maior do que a resistência observada na linhagem doadora do gene de resistência (Wang et al., 1996).

O efetivo controle da doença inclui o emprego de métodos eficientes de detecção e diagnóstico, monitoramento das raças e da variabilidade do patógeno, bem como o desenvolvimento de cultivares resistentes à bactéria. Em caso de introdução do patógeno e após a confirmação do diagnóstico, medidas de contenção devem ser tomadas imediatamente para a erradicação da doença, incluindo a remoção e destruição do hospedeiro. Medidas regulatórias que impeçam a movimentação de material biológico contaminado para outras áreas dentro ou entre os estados devem ser adotadas em sincronia por autoridades municipais, estaduais e federais.

Métodos de produção de material propagativo

O tratamento de sementes infectadas com água quente e/ou produtos químicos, embora recomendado em alguns países, não tem efeito prático significativo. O emprego de sementes sadias de cultivares resistentes é a maneira mais eficaz de produzir material propagativo de alta qualidade para plantio.

Processo pós-colheita/transformação primária

A bactéria diminui a produtividade e afeta a qualidade do grão. Mas não há produção de toxina ou metabólitos secundários pela bactéria em plantas infectadas que inviabilizem os grãos produzidos para consumo humano ou animal. Não há necessidade de tratamento específico pós-colheita para consumo humano ou de animais domésticos.

Condicionamento e transporte

O transporte de isolados do patógeno é restrito e deve seguir as recomendações internacionais para condicionamento, importação e movimentação de material biológico quarentenário. A importação de material biológico de regiões onde a doença é endêmica deve seguir a legislação de defesa sanitária e as diretrizes internacionais de controle quarentenário.

Vias de ingresso

O intercâmbio de mudas e partes de arroz entre países é muito limitado. As sementes infectadas com a bactéria são a principal via de ingresso da doença em um país. Na semente, a bactéria pode ser encontrada na superfície externa, bem como no endosperma. Métodos uniformes adotados internacionalmente para a detecção e diagnóstico da bactéria, além de infraestrutura e recursos humanos adequados, devem estar disponíveis para a contenção, tratamento e erradicação da doença em caso de suspeita de introdução.

Inspeção e detecção

A identificação da bactéria é realizada através de um conjunto de métodos diretos e indiretos. Anticorpos monoclonais são há muito empregados na detecção através de ensaios ELISA (*Enzyme-Linked Immuno Sorbent Assay*) pela análise de imunofluorescência das colônias que reagem com anticorpos (Gnanamanickam et al., 1999). O ensaio apresenta evidência da presença da bactéria na amostra biológica testada, mas pode não ser sensível o suficiente para pequenas quantidades da bactéria e pode também apresentar reação cruzada com outras espécies de *Xanthomonas* (Souza Junior et al., 2015).

O emprego da reação de polymerase em cadeia (PCR) com primers que amplificam regiões específicas da bactéria é o método mais recomendado em casos de contaminação incipiente (Lang et al., 2010; Vera Cruz et al., 2013), assim como o emprego de qPCR na detecção e identificação da bactéria (Zhao et al., 2007; Souza Junior et al., 2015).

Há grande confusão na literatura entre *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* (Xoo) e *X. oryzae* pv. *oryzicola* (Xoc), o agente causal da *estria bacteriana da folha* (*bacterial leaf stripe*). Xoc é também considerada praga quarentenária no Brasil. Os sintomas das duas bactérias, no entanto, são bem distintos nos estágios iniciais da doença, consequência dos diferentes modos de infecção de cada patógeno. Os sintomas de estria bacteriana em geral iniciam com pequenas manchas aquosas em diferentes partes da folha, entre as nervuras. As manchas se espalham ao longo das nervuras, que agem como barreiras. A junção das manchas causa a formação de listras longitudinais de aspecto retilíneo ao longo da folha. As listras são geralmente amareladas e translúcidas, e mais tarde acinzentadas. Com o progresso da doença, no entanto, os sintomas das causados pelos dois patovares se assemelham. A ocorrência simultânea das duas doenças é comum no campo, dificultando a identificação dos sintomas. Contudo, os dois patovares podem ser facilmente separados utilizando diferentes metodologias, como características fenotípicas, eletroferogramas protéicos, anticorpos monoclonais, hibridização DNA-DNA, perfil de ácidos graxos e polimorfismo de DNA (Swings et al., 1990). O sequenciamento do genoma dos dois patovares permitiu o desenvolvimento de ensaio PCR baseado em painéis de marcadores específicos para o diagnóstico e detecção de Xoo e Xoc (Lang et al., 2010; Wonni et al., 2011; Triplet et al., 2011). O emprego desses marcadores moleculares, no entanto, não permite a diferenciação das raças fisiológicas do patógeno.

Situação regulatória no mundo

Medidas quarentenárias importantes foram adotadas pelos países onde Xoo ainda não foi relatada, como o Brasil. A bactéria é classificada com A1 (ausente no país) e de alto risco para a orizicultura brasileira, com potencial de grande impacto negativo na produção de arroz.

Xoo é uma bactéria ainda ausente nas regiões produtoras de arroz da Europa, classificada como praga quarentenária EPPO A1 pela *European and Mediterranean Plant Protection Organization* (OEPP/EPPO, 1979; 1980) e praga quarentenária significativa para o *Comite Regional de Sanidad Vegetal para el Cono Sur* (COSAVE), *Caribbean Plant Protection Commission* (CPPC), *Inter African Phytosanitary Council* (IAPSC) and *North American Plant Protection Organization* (NAPPO). Normas da OEPP/EPPO sugerem que os países livres da doença proibam a importação de sementes de arroz de países onde a doença foi detectada (OEPP/EPPO, 1990). Contudo, adota-se como medida alternativa a importação de sementes após inspeção *in loco* durante a estação de plantio e subsequente teste para a presença da bactéria antes e após a importação. Este procedimento tem sido seguido por vários países, inclusive o Brasil.

A bactéria foi relatada nos Estados Unidos na década de 1980 (Jones et al., 1989). Contudo, este relato não foi comprovado posteriormente e a bactéria associada com a doença analisada na ocasião não foi confirmada como Xoo (Ryba-White et al., 1995). Portanto, *X. oryzae* pv *oryzae* é considerada ausente nos Estados Unidos (Corral et al., 2013). Existe ainda um terceiro grupo de *X. oryzae*, conhecido como Xo-USA, comumente encontrado em Louisiana e no Texas, que causa uma doença com sintomas bem fracos que se assemelham ao crestamento, mas que é geneticamente distinto de *X. oryzae* pv. *oryzae*. Atualmente não há designação de patovar para este grupo (Corral et al., 2013). Xoo está incluída na lista de agentes seletos e de toxinas do FSAP (*Federal Select Agent Program*), um programa coordenado pelo CDC (*Center for Disease Control*) e APHIS (*Animal and Plant Health Inspection Service*). O programa regula nos Estados Unidos a posse, uso e transferência de agentes biológicos e toxinas que têm o potencial de causar ameaça severa à saúde da população, de animais, de plantas, ou de produtos vegetais e animais. Na lista encontram-se outros organismos de alta periculosidade, como os que causam a peste bubônica, sarampo, antrax, além de outras doenças e toxinas.

Na América do Sul há relatos da presença de crestamento bacteriano em vários países que fazem fronteira com o Brasil ou estão próximos, como Bolívia, Colômbia, Venezuela e Equador. É interessante observar que mesmo

em países onde Xoo ocorre há medidas quarentenárias em vigor para impedir a entrada de novas raças virulentas do patógeno, que podem causar grandes prejuízos econômicos ao se instalar em áreas produtivas de arroz.

Antecedentes de intercepções

No Brasil há relatos de intercepção quarentenária do patógeno em veículos de imprensa (Hamm, 2007) e de detecção de *Xanthomonas* (mas não de Xoo) em amostras de sementes de arroz oriundas de outros países (Souza Junior et al., 2015). Há carência, contudo, de relatos oficiais de intercepção feitos diretamente pelos órgãos responsáveis. Os dados de intercepção são importantes para a formulação de políticas públicas que visam minimizar o risco de introdução de organismos quarentenários no país (Silva et al., 2016).

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

Apesar das medidas quarentenárias em vigor no país, o fato da bactéria ser encontrada em vários países vizinhos do Brasil indica que cedo ou tarde o patógeno será detectado em território nacional. Nesta situação, o estabelecimento de um plano de contingência para a contenção do patógeno assim como a disponibilidade de material genético resistente e adaptado às condições de produção do país poderá ter alto impacto no controle da doença e na minimização do seu dano econômico.

É possível que a eventual introdução tenha maior impacto imediato na produção de arroz irrigado do que arroz de sequeiro, visto que a água é um dos modos mais importantes de dispersão da bactéria. As condições edafoclimáticas das maiores regiões de plantio de arroz irrigado no Brasil (Rio Grande do Sul, Santa Catarina, Tocantins) são favoráveis ao crescimento de Xoo. Apesar de não haver um estudo sistemático de simulação do risco de dispersão da bactéria no Brasil, é possível supor com base em dados da literatura científica coletados em diferentes países que a doença encontraria condições favoráveis ao seu desenvolvimento no país.

Potenciais consequências econômicas para o Brasil

A produção de arroz tem grande importância no Brasil pois é alimento diário e uma das principais fontes de carboidratos dos brasileiros. A cadeia produtiva de arroz, pelo impacto social e econômico, é uma das mais importantes da agricultura brasileira. O arroz é o segundo cereal mais plantado no Brasil (atrás apenas do milho), com uma área anual de 2,5 milhões de hectares (IBGE, 2016). Os danos causados por Xoo podem ser muito significativos se a bactéria for introduzida no Brasil, especialmente em áreas de arroz irrigado onde a abundância de água favorece o desenvolvimento da doença. Cerca de 70% do arroz produzido no Brasil é oriundo de sistemas irrigados, especialmente no Rio Grande do Sul, Santa Catarina e Tocantins. Cultivares modernos de arroz de sequeiro, com baixa estatura e responsivos à adubação nitrogenada, também podem favorecer o desenvolvimento da doença, visto que o nitrogênio em abundância estimula o desenvolvimento do crestamento bacteriano. Perdas por epidemias de Xoo em países que convivem com a doença variam de 20% a 30% da produção (Ou, 1985), mas se a infecção ocorrer logo após o transplante em arroz irrigado, as perdas podem atingir 60%-75% da produção (Ou, 1985; Reddy et al., 1979). É importante mencionar que além das perdas em produtividade, a bacteriose também afeta a qualidade do grão, reduzindo o valor do que sobra da produção após uma epidemia.

Referências

BARTON-WILLIS, P. A.; ROBERTS, P. D.; GUO, A.; LEACH, J. E.; Growth dynamics of *Xanthomonas campestris* pv. *oryzae* in leaves of rice differential cultivars.

Phytopathology, v. 79, p.573-578, 1989

BRADBURY, J. F. ***Xanthomonas oryzae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 239**. Wallingford, UK: CAB International,. 1970a

BRADBURY, J. F. ***Xanthomonas oryzicola*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 240**. Wallingford, UK: CAB International, 1970b

BRAR, D. S.; KHUSH, G. S. Alien introgression in rice. **Plant Molecular Biology**, v. 35, p. 35-47, 1997.

CHU, Z.; YUAN, M.; YAO, J.; GE, X.; YUAN, B.; XU, C.; LI, X.; FU, B.; LI, Z.; BENNETZEN, J. L.; ZHANG, Q.; WANG, S. Promoter mutations of an essential gene for pollen development result in disease resistance in rice. **Genes & Development**, v. 20, p. 1250-1255, 2006.

CORRAL, R.; LEACH, J. E.; VERDIER, V.; VERA CRUZ, C. M. Recovery Plan for *Xanthomonas oryzae* causing Bacterial Blight and Bacterial Leaf Streak of Rice. Bulletin, NPDRS, 2013, 22.

DATH, A. P.; DEVADATH, S. Role of inoculum in irrigation water and soil in the incidence of bacterial blight of rice. **Indian Phytopathology**, v. 36, p. 142-144, 1983

DAVIERWALA, A. P.; REDDY, A. P.; LAGU, M. D.; RANJEKAR, P. K.; GUPTA, V. S. Marker assisted selection of bacterial blight resistance genes in rice. **Biochemical Genetics**, v. 39, n. 7-8, p. 261-78, Aug., 2001.

DEVADATH, S.; THRI MURTY, V. S. Role of seed in survival and transmission of *Xanthomonas campestris* pv. *oryzae* causing bacterial blight of rice. **Journal of Phytopathology** v. 110, p. 15-19, 1984.

FLOR, H.H. Current status of the gene-for-gene concept. **Annual Review of Phytopathology**, v. 9, p. 275-296, 1971.

GNANAMANICKAM, S. S.; PRIYADARISINI, V. B.; NARAYANAN, N. N.; VASUDEVAN, P.; KAVITHA, S. An overview of bacterial blight disease of rice and strategies for its management. **Current Science**, v. 77, n. 11, p. 1435-1444, 1999.

GU, K. Y.; YANG, B.; TIAN, D. S.; WU, L. F.; WANG, D. J.; SREEKALA, C.; YANG, F.; CHU, Z. Q.; WANG, G. L.; WHITE, F. F.; YIN, Z. C. R gene expression induced by a type-III effector triggers disease resistance in rice. **Nature**, v. 435, p.112-1125, 2005.

HAMM, S. Fiscalização encontra carga de arroz com sementes contaminadas. **Agência Estado**, 18 dez. 2007. Disponível em: <https://www.planetaarroz.com.br/noticias/4713/Fiscalizacao_encontra_carga_de_arroz_com_sementes_contaminadas>. Acesso em: 11 nov. 2018.

HE, Y. W.; WU, J.; CHA, J. S.; ZHANG, L. H. Rice bacterial blight pathogen *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* produces multiple DSF-family signals in regulation of virulence factor production. **BMC Microbiology**, v. 10, p. 187, 2010.

HOPKINS, C. M.; WHITE, F. F.; CHOI, S. H.; GUO, A. LEACH, J. E. Identification of a family of avirulence genes from *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae*. **Molecular Plant-Microbe Interaction**, v. 5, p. 451-459, 1992.

HUANG, N.; ANGELES, E. R.; DOMINGO, J.; MAGPANTAY, G.; SINGH, S.; ZHANG, G.; KUMARAVADIVEL, N.; BENNETT, J.; KHUSH, G. S. Pyramiding of bacterial blight resistance genes in rice: markers assisted selection using RFLP and PCR. **Theoretical Applied Genetics**, v. 95, p. 313-320, 1997.

IBGE. **Anuário Estatístico do Brasil**. Rio de Janeiro: Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, 2016. v. 76.

IYER, A. S.; MCCOUCH, S. R. The rice bacterial blight resistance gene *xa5* encodes a novel form of disease resistance. **Molecular Plant-Microbe Interaction**, v. 17, p. 1348-1354, 2004.

JEUNG, J. U.; HEU, S. G.; SHIN, M. S.; VERA CRUZ, C. M.; JENA, K. K. Dynamics of *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* populations in Korea and their relationship to known bacterial blight resistance genes. **Phytopathology**, v. 96, p. 867-875, 2006.

JOHRI, B. N.; SHARMA, A.; VIRDI, J. S. Rhizobacterial diversity in India and its influence on soil and plant health. **Advances in Biochemical Engineering/Biotechnology**, p. 49–89, 2003.

JONES, R. K.; BARNES, L. W.; GONZALEZ, C. F.; LEACH, J. E.; ALVAREZ, A. M.; BENEDICT, A. A. Identification of low virulence strains of *Xanthomonas campestris* pv. *oryzae* from rice in the United States. **Phytopathology**, v. 79, p. 984-990, 1989.

KAUFFMAN, H.; REDDY, A.; HSIEK, S.; MERCA, S. An improved technique for evaluating resistance of rice varieties to *Xanthomonas oryzae*. **Plant Disease Reporter**, v. 57, p. 537-541, 1973.

KAUFFMAN, H. E.; REDDY, A. P. K. Seed transmission studies of *Xanthomonas oryzae* in rice. **Phytopathology**, v. 65, n. 6, p. 663-666, 1975.

KOCH, M.; PARLEVIET, J. E. Genetic analysis of, and selection for, factors affecting quantitative resistance to *Xanthomonas campestris* pv. *oryzae* in rice. **Euphytica**, v. 53, p. 235-245, 1991.

KOTTAPALLI, K. R., LAKSHMI NARASU, M. JENA, K. K. Effective strategy for pyramiding three bacterial blight resistance genes into fine grain rice cultivar, Samba Mahsuri, using sequence tagged site markers. **Biotechnology Letters**, v. 32, n. 7, p. 989-96, Jul. 2010.

LANG, J. M.; HAMILTON, J. P.; DIAZ, M. G. Q.; VAN SLUYS, M. A.; BURGOS, M. R. G.; CRUZ, C. M. V.; BUELL, C. R.; TISSERAT, N. A.; LEACH, J. E. Genomics-based diagnostic marker development for *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* and *X. oryzae* pv. *oryzicola*. **Plant Disease**, v. 94, p. 311-319, 2010.

LEE, S. W.; CHOI, S. H.; HAN, S. S.; LEE, D. G.; LEE, B. Y. Distribution of *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* strains virulent to *Xa21* in Korea. **Phytopathology**, v. 89, p.928-933, 1999.

LI, Z. K.; ARIF, M.; ZHONG, D. B.; FU, B.Y.; XU, J. L.; DOMINGO-REY, J.; ALI, J.; VIJAYAKUMAR, C. H. M.; YU, S. B.; KHUSH, G. S. Complex genetic networks underlying the defensive system of rice (*Oryza sativa* L.) to *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae*. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 103, n. 21, p.7994-7999, 2006.

MANSFIELD, J.; GENIN, S.; MAGORI, S.; CITOVSKY, V.; SRIARIYANUM, M.; RONALD, P.; DOW, M.; VERDIER, V.; BEER, S. V.; MACHADO, M. A.; TOTH, I.; SALMOND, G.; FOSTER, G. D. Top 10 plant pathogenic bacteria in molecular plant pathology. **Molecular Plant Pathology**, v. 13, n. 6, p. 614-629, 2012.

MEW, T. W. Current status and future prospects of research on bacterial blight of rice. **Annual Review of Phytopathology**, v. 25, p.359-382, 1987.

MEW, T. W.; ALVAREZ, A. M.; LEACH, J. E.; SWINGS, J. Focus on bacterial blight of rice. **Plant Disease**, v. 77, p.15-12, 1993.

MEW, T. W.; MISRA, J. K. **A Manual of Rice Seed Health Testing**. Philippines: International Rice Research Institute, 1994.

MEYERS, B. C.; DICKERMAN, A. W.; MICHELMORE, R. W.; SIVARAMAKRISHNAN, S.; SOBRAL, B. W.; YOUNG, N. D. Plant disease resistance genes encode members of an ancient and diverse protein family within the nucleotide-binding superfamily. **Plant Journal**, v. 20, p. 317-332, 1999.

NIÑO-LIU, D.; RONALD, P. C.; BOGDANOVA, A. J. *Xanthomonas oryzae* pathovars: model pathogens of a model crop. **Molecular Plant Pathology**, v. 7, n. 5, p. 303-324, 2005.

NODA, T.; YAMAMOTO, T.; KAKU, H.; HORINO, O. Geographical distribution of pathogenic races of *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* in Japan in 1991 and 1993. **Annals of the Phytopathological Society of Japan (Japan)**, v. 62, 1996.

OGAWA, T.; YAMAMOTO, K.; KHUSH, G.; MEW, T. Breeding of near-isogenic lines of rice with single genes for resistance to bacterial blight pathogen (*Xanthomonas campestris* pv. *oryzae*). **Japanese Journal of Breeding**, v. 41, p. 523-529, 1991.

OU, S. H. **Rice Diseases**. 2. ed. Surrey, England: Association Applied Biology, 1985.

REDDY, A. P. K.; MACKENZIE, D. R.; ROUSE, D. I.; RAO, A. V. Relationship of bacterial leaf-blight severity to grain-yield of rice. **Phytopathology**, v. 69, p. 967-969, 1979.

RYBA-WHITE, M.; NOTTEGHEM, J. L.; LEACH, J. E. Comparison of *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* strains from Africa, North America, and Asia by restriction fragment length polymorphism analysis. **International Rice Research News**, v. 20, p. 25-26, 1995.

SAKTHIVEL, N.; MORTENSEN, C. N.; MATHUR, S. B. Detection of *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* in artificially inoculated and naturally infected rice seeds and plants by molecular techniques. **Applied & Environmental Microbiology**, v. 56, p. 435-441, 2001.

SILVA, M. L.; BENITO, N. P.; SANCHES, M. M.; MARQUES, A. S. A.; NÁVIA, D.; GONZAGA, V.; MENDES, M. A. S.; MARTINS, O. M.; URBEN, A. F.; FERNANDES, F. R. Interceptações de pragas quarentenárias e ausentes não regulamentadas em material vegetal importado. Pesquisa agropecuária brasileira, v. 51, n. 5, p. 494-501, 2016.

SONG, W. Y.; WANG, G. L.; CHEN, L. L.; KIM, H. S.; PI, L.Y.; HOLSTEN, T.; GARDNER, J.; WANG, B.; ZHAI, W. X.; ZHU, L. H.; FAUQUET, C.; RONALD, P. C. A receptor kinase-like protein encoded by the rice disease resistance gene, *Xa21*. **Science**, v. 270, p. 1804-1806. 1995

SOUZA JÚNIOR, I. T.; SANTOS, M. O.; OLIVEIRA, A. M. R.; MORAES, M. G.; DUARTE, V. Caracterização de isolados de *Xanthomonas* sp. associados a sementes de arroz e diferenciação de estirpes de *Xanthomonas oryzae*. **Ciência Rural**, v. 45, n. 12, p. 2099-2105, 2015.

SUN, X.; CAO, Y.; YANG, Z.; XU, C.; LI, X.; WANG, S.; ZHANG, Q. *Xa26*, a gene conferring resistance to *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* in rice encodes an LRR receptor kinase-like protein. **Plant Journal**, v. 37, p. 517-527, 2004.

SWINGS, J.; VAN DEN MOOTER, M.; VAUTERIN, L.; HOSTE, B.; GILLIS, M.; MEW, T. W.; KERSTERS, K. Reclassification of the causal agents of bacterial blight *Xanthomonas campestris* pathovar *oryzae* and bacterial leaf streak *Xanthomonas campestris* pathovar *oryzicola* of rice as pathovars of *Xanthomonas oryzae* new species Ex Ishiyama 1922 Revived Name. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v. 40, p. 309–311, 1990.

TABEI, H. Anatomical studies of rice plant affected with bacterial leaf blight, *Xanthomonas oryzae* (Uyeda et Ishiyama Dowson). **Bulletin Kyushu Agricultural Experimental Station**, v. 19, p. 193-257, 1977.

VERA CRUZ, C. M.; COTTYN, B.; NGUYEN, M. H.; MEW, T. W.; LEACH, J. E. Detection of *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* and *X. oryzae* pv. *oryzicola* in rice seeds. In: M'BAREK, F. (Ed.). **APS Manual on Detection of Plant Pathogenic Bacteria in Seed and Planting Material**. Minneapolis: APS Press, 2013.

- VERDIER, V.; VERA CRUZ, C.; LEACH, J. E. Controlling rice bacterial blight in Africa: needs and prospects. **Journal of Biotechnology**, v. 159, p. 320-328, 2012.
- WANG, G. L.; SONG, W. Y.; RUAN, D. L.; SIDERIS, S. RONALD, P. C. The cloned gene, *Xa21*, confers resistance to multiple *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* isolates in transgenic plants. **Molecular Plant Microbe Interaction**, v. 9, p. 850-855, 1996.
- WONNI, I.; DETEMMERMAN, L.; DAO, S.; OUEDRAOGO, L.; SOUNGALO, S.; KOITA, O.; SZUREK, B.; KOEBNIK, R.; TRIPLETT, L.; COTTYN, B.; VERDIER, V. Genetic diversity of *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzicola* from West Africa. **Phytopathology**, v. 101, n. 6 p.S193-S193, 2011.
- XIE, G. L.; MEW, T.W. A leaf inoculation method for detection of *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzicola* from rice seed. **Plant Disease**, v. 82, p. 1007-1011, 1998.
- YOSHIMURA, S.; YAMANOUCHI, U.; KATAYOSE, Y.; TOKI, S.; WANG, Z. X.; KONO, I.; KURATA, N.; YANO, M.; IWATA, N. SASAKI, T. Expression of *Xa1*, a bacterial blight-resistance gene in rice, is induced by bacterial inoculation. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 95, p. 1663-1668, 1998.
- ZHAO, W. J.; ZHU, S. F.; LIAO, X. L.; CHEN, H. Y.; TAN, T. W. Detection of *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* in seeds using a specific TaqMan probe. **Molecular Biotechnology**, v. 35, n. 2, p. 119-127, 2007.
- ZHAO, Y.; QIAN, G.; YIN, F.; FAN, J.; ZHAI, Z.; LIU, C.; HU, B.; LIU, F. Proteomic analysis of the regulatory function of DSF-dependent quorum sensing in *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzicola*. **Microbial Pathogenesis**, v. 50, p. 48-55, 2011.

Capítulo 23

Xylella fastidiosa subsp. *fastidiosa* (Xanthomonadales: Xanthomonadaceae)

ABI SOARES DOS ANJOS MARQUES, LUCAS DA RESSURREIÇÃO GARRIDO

Identificação da praga

O “mal-de-Pierce” da videira é causado pela bactéria *Xylella fastidiosa* subsp. *fastidiosa*. Durante muitos anos, acreditou-se ser um vírus o agente causal da doença. Essa situação permaneceu desde o final da década de 1930 até o início de 1970, quando experimentos demonstraram que havia supressão de sintomas pelo uso de antibióticos e erradicação do agente causal por tratamento térmico (Pearson; Goheen, 1988). Nos anos seguintes, estudos com microscopia eletrônica (Mollenhauer; Hopkins, 1974) permitiram a visualização de bactérias no xilema de plantas infectadas e em 1978 a bactéria foi cultivada (Davis et al., 1980), possibilitando completar os postulados de Koch. A bactéria é gram-negativa, limitada ao xilema da planta, apresenta crescimento lento e é nutricionalmente fastidiosa, requerendo fatores de crescimento. As células

bacterianas em forma de bastonete são muito pequenas, medindo 0,1-0,5 µm x 1,0-5,0 µm, não formam esporos, são imóveis e não flageladas (Wells et al., 1987). O processo de infecção é sistêmico, limitando-se ao xilema da planta (Pearson; Goheen, 1988).

Nome científico

- *Xylella fastidiosa* subsp. *fastidiosa*.

Posição taxonômica

- Domínio: Bacteria.
- Filo: Proteobacteria.
- Classe: Gammaproteobacteria.
- Ordem: Xanthomonadales.
- Família: Xanthomonadaceae.
- Gênero: *Xylella*.
- Espécie *Xylella fastidiosa*.
- Subespécie *Xylella fastidiosa* subsp. *fastidiosa*.

Situação taxonômica da espécie

A taxonomia de *X. fastidiosa* tem sido revisada, baseada em dados da diversidade genética obtida por técnicas de sequenciamento multiloco (Yuan et al., 2010). Esses estudos demonstram que a bactéria é geneticamente diversa e consiste de, provavelmente, seis subespécies (*fastidiosa*, *multiplex*, *pauca*, *sandyi*, *tashke* e *morus*), das quais as subespécies *fastidiosa* e *multiplex* foram, inicialmente, consideradas nomes válidos. As demais continuaram sob estudos comparativos (Bull et al., 2012). Posteriormente, quatro subespécies foram aceitas, distribuídas em regiões geográficas distintas para cada subespécie e mostrando um alto grau de especificidade de hospedeiro (Almeida; Nunney, 2015). Recentemente, uma revisão das subespécies de *X. fastidiosa* foi proposta, baseada em análise genômica comparativa (Marceletti; Schortichini, 2016).

Acredita-se que a subespécie *fastidiosa* seja nativa do sul da América Central (Nunney et al., 2010), associada principalmente com o mal-de-Pierce em videiras (Pierce's disease) e com a escaldadura-das-folhas-da-amendoeira (Almond leaf scorch). A subespécie *multiplex*, nativa de regiões temperadas e subtropicais da América do Norte, está associada com queimas em diversas árvores, incluindo o nanismo-do-pessegueiro (Phony peach disease) e a escaldadura-das-folhas-da-ameixeira (Plum leaf scorch). Enquanto isso, sugere-se que a subespécie *pauca* seja nativa da América do Sul, compreendendo as estirpes causadoras da clorose-variegada-citrus (CVC) e da atrofia-dos-ramos-do-cafeeiro (Nunney et al., 2012). A última subespécie *sandyi*, possivelmente origina-se da região sul dos Estados Unidos (Yuan et al., 2010) e está associada com a escaldadura-das-folhas-do-Eleandro (Oleander leaf scorch).

Sinonímias

- *X. fastidiosa* subsp. *piercei* (Schaad et al., 2004a; 2004b).

Hospedeiros

X. fastidiosa subsp. *fastidiosa* infecta diferentes espécies vegetais além da videira (*Vitis vinifera*), incluindo a amendoeira (*Prunus dulcis*), a alfafa (*Medicago sativa*), *Acer* spp., entre outras (Schuenzel et al., 2005). Isolados provenientes de videira foram transmitidos com sucesso para 75 de 100 espécies testadas (Janse; Obradovic, 2010). De acordo com European Food Safety Authority (EFSA, 2016), a lista atual de espécies de plantas para *X. fastidiosa* consiste de 359 espécies de plantas incluindo híbridos de 204 gêneros e 75 diferentes famílias botânicas. Esse relatório menciona como hospedeiros da subespécie *fastidiosa*, em plantas naturalmente infectadas, as seguintes espécies: *Sambucus canadenses*, *Ambrosia artemisiifolia*, *Ratibida columnifera*, *Humulus scandens*, *Diplocyclos palmatus*, *Mallotus paniculatus*, *Cercis occidentalis*, *Lupinus aridorum*, *Medicago sativa*, *Spartium junceum*, *Magnolia grandiflora*, *Morus rubra*, *Metrosideros* sp., *Prunus avium*, *Prunus dulcis*, *Prunus pérsica*, *Coffea arábica*, *Citrus sinensis*, *Citrus* sp. e, da família *Vitaceae* *Ampelopsis brevipedunculata*, *Vitis aestivalis*, *Vitis giardiana*, *Vitis labrusca*, *Vitis rotundifolia*.

Distribuição geográfica da praga

O mal-de-Pierce, causado por *X. fastidiosa* subsp. *fastidiosa*, tem sido confirmado, nos Estados Unidos, em todos os estados banhados pelo Golfo do México, da Flórida ao Texas, além do Novo México, Arizona e Califórnia. Está relatada no norte do México e Costa Rica, mas provavelmente já esteja espalhada por toda América Central, assim como na Venezuela (Cabi, 2018) e Taiwan (Su et al., 2013) (Figura 1). Por outro lado, a distribuição das demais subespécies de *X. fastidiosa* é bem mais abrangente. Sua presença era conhecida nas Américas, mas nos dois últimos anos, foi registrada ocorrência na Ásia e na Europa (França, Itália, Alemanha e Espanha) (Cabi, 2018).

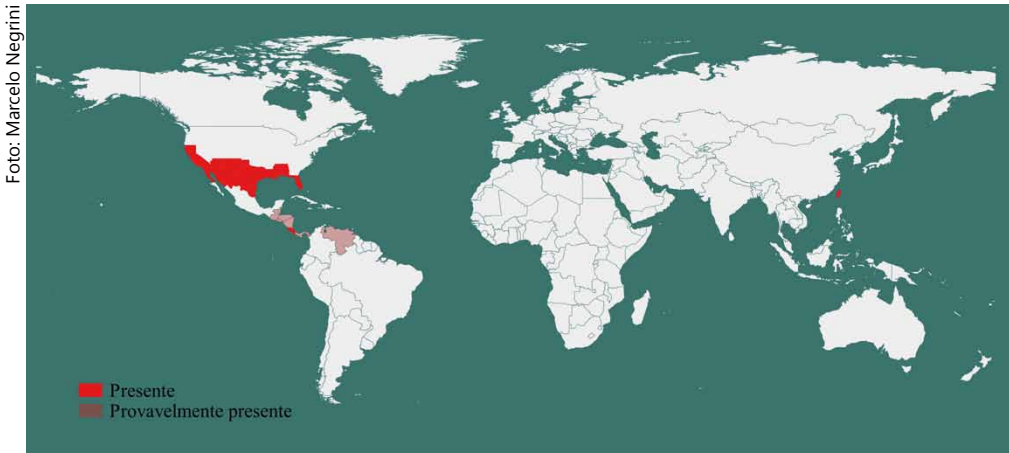


Figura 1. Distribuição geográfica de *Xylella fastidiosa* subsp. *fastidiosa*.

Biologia da praga

De modo geral assume-se, para *X. fastidiosa* subsp. *fastidiosa*, aspectos da biologia da praga descritos para a espécie.

Ciclo biológico da praga

A bactéria é inoculada no xilema da planta hospedeira por insetos que se alimentam da seiva do xilema, onde prolifera, seja nas raízes, ramos e

folhas. Os vasos são bloqueados pelos agregados bacterianos, além de tiloses e gomoses formados pela planta. Outros fatores que contribuem para o desenvolvimento dos sintomas são: a produção de exopolissacarídeos e poligalacturonases, responsáveis pela degradação de membranas e oclusão do xilema; interferência no transporte de água; desbalanceamento do regulador do crescimento e produção de fitotoxinas (Tyson et al., 1985; Goodwin; Purcell, 1992; Leite et al., 2002; Janse; Obradovic, 2010; Nascimento et al., 2016). Severin (1949) citado em Cabi (2018) mostrou que estirpes do patógeno causador do mal-de-Pierce são eficientemente adquiridas pelos insetos vetores, não requerendo um período latente e persistindo na forma infecciosa em insetos adultos indefinidamente. O patógeno pode se perpetuar em diversas plantas hospedeiras, incluindo plantas infestantes.

Sendo *X. fastidiosa* uma bactéria limitada ao xilema, a translocação pelo sistema vascular da planta hospedeira é um fator essencial para sua sobrevivência e pode estar relacionado com a sua virulência, pois isolados dos patógenos avirulentos, apresentam uma taxa de multiplicação e de translocação menor comparado aos isolados virulentos do patógeno (Hopkins, 1989). O mecanismo pelo qual o patógeno se movimenta dentro dos vasos do xilema não é bem conhecido. A velocidade de translocação parece estar relacionada à estirpe da bactéria, à resistência e idade da planta (Fry; Milholland, 1990).

Estratégias reprodutivas da praga

Nenhuma espécie de videira (*Vitis* spp.) é conhecida por ser imune a estirpes causadoras do mal-de-Pierce, mas espécies americanas usadas como porta-enxerto (*V. aestivalis*, *V. berlandieri*, *V. candicans* e *V. rupestris*) e híbridos derivados dessas são tolerantes e algumas podem até mostrar alto grau de resistência, como *V. rotundifolia* (Pearson & Goheen, 1988). Amendoeira e alfafa podem ser hospedeiras de estirpes que atacam a videira, mas a doença causada por *X. fastidiosa* nas três espécies de cultura, são independentes nas áreas da Califórnia, EUA, sugerindo que diferenças biológicas ainda não foram identificadas (Purcell, 1980). Alta percentagem (> 75% daquelas testadas) de culturas, plantas silvestres e espécies de plantas invasoras podem carregar a estirpe causadora do mal-de-Pierce sem apresentar sintomas (gramíneas silvestres, tiririca, lírios, arbustos e árvores) (Cabi, 2018). Plantas

hospedeiras podem ser classificadas quanto à multiplicação, translocação do patógeno e expressão de sintomas como: propagativa ou não propagativa, sistêmica ou não-sistêmica e sintomática ou assintomática (Purcell; Saunders, 1999). Espécies propagativa e sistêmica são os melhores hospedeiros para aquisição da bactéria pelo vetor eficiente. A eficiência da aquisição é proporcional à população das células bacterianas dentro do tecido da planta (Hill; Purcell, 1997).

Todos os insetos vetores do patógeno apresentam aparelho bucal sugador alimentando-se diretamente no xilema das plantas, adquirindo a bactéria rapidamente em menos de duas horas de alimentação. A bactéria adere-se às partes bucais e é liberada diretamente quando o inseto se alimenta a seguir. Multiplica-se no vetor, mas não circula em sua hemolinfa. Por meio da microscopia eletrônica de varredura foram encontrados agregados de bactérias sobre o forro cuticular de várias porções do tubo digestivo anterior (estomodeo) da cigarrinha *Graphocephala atropunctata*. Os insetos jovens perdem a capacidade de transmitir a bactéria após a ecdise, o que foi atribuído à troca da cutícula interna do estomodeo que ocorre durante este processo (Purcell, 1989).

Tipo de dispersão

A transmissão por insetos, a qual se dá de forma persistente, é considerada o principal fator da disseminação de *X. fastidiosa* subsp. *fastidiosa*. Nessa forma de transmissão, as ninfas e adultos, ao se alimentar da seiva do xilema de uma planta infectada tornam-se capazes de transmitir a bactéria durante toda a vida, a qual se multiplica e permanece no aparelho bucal dos insetos (Almeida, et al., 2005). Por outro lado, a dispersão a longas distâncias e entrada em novas áreas deve-se ao movimento de plantas e materiais de propagação vegetativa, infectados.

A bactéria tem um amplo espectro de hospedeiros, assim como de vetores, o que aumenta sua capacidade de dispersão e dificulta prevenir a introdução via partes da planta. A bactéria é transmitida naturalmente para as plantas por cigarrinhas (Hemiptera: Cicadellidae e Cercopidae). Em plantas como pessegueiro e videira, *X. fastidiosa* é transmitida pelas cigarrinhas

da subfamília Cicadellinae (Janse; Obradovic, 2010). Uma grande diferença na eficiência de transmissão de *X. fastidiosa* é observada entre as cigarrinhas que ocorrem em *Citrus* (CVC) e as cigarrinhas de videira (mal-de-Pierce). Os vetores de *X. fastidiosa* em videira apresentam até 90% de eficiência, enquanto que em citros, a eficiência máxima verificada foi de 12% (Yamamoto et al., 2002). Hill e Purcell (1997) constataram que, para a aquisição e subsequente transmissão de *X. fastidiosa* por *G. atropunctata* em videira, é necessária uma população de aproximadamente 10^4 unidades formadoras de colônias (UFC) /g de tecido do ramo da planta fonte. Almeida et al. (2001) constataram que a população de células viáveis de *X. fastidiosa* em plantas de laranja doce é cerca de 100 a 1000 x mais baixa que a relatada em videira e sugeriram que esse fator poderia reduzir a eficiência do patógeno pelos vetores em citros.

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas

A *X. fastidiosa* subsp. *fastidiosa* sobrevive nos habitats dos insetos-vetores onde plantas hospedeiras adequadas ocorrem. As estirpes do mal-de-Pierce podem ser encontradas na vegetação marginal dos vinhedos, pastagens, campos de feno ou outras plantas ornamentais da paisagem. Na Califórnia, EUA, espécies como *Draeculacephala minerva* e *Carneocephala fulgida* habitam permanentemente pastagens ou em plantas infestantes no vinhedo, enquanto que *G. atropunctata*, multiplica-se em videira, mas sobrevive, durante o inverno, em hospedeiros silvestres (Cabi, 2018).

A colonização de um hospedeiro por *X. fastidiosa* nem sempre equivale ao desenvolvimento da doença e, foi sugerida a existência de uma fase endofítica (Chatterjee et al., 2008). Assim, hospedeiros não sintomáticos ou aqueles cujo desenvolvimento de sintomas é lento, limitam a efetividade de procedimentos de quarentena e podem se constituir em reservatório para a manutenção da praga no ambiente.

Condições edafoclimáticas ideais para o desenvolvimento

A modelagem da distribuição de *X. fastidiosa* na Califórnia, EUA (Hoddle, 2004) permitiu construir um modelo para prever o seu potencial de disseminação para outras regiões do mundo. Baixa temperatura no inverno foi

considerada como o fator limitante para o estabelecimento da bactéria. Por outro lado, pode tornar-se um problema sério, nas regiões quentes da UE. O mal-de-Pierce ocorre apenas em áreas com inverno moderado, presumivelmente devido à sobrevivência da bactéria em plantas hospedeiras (Purcell, 1980). Invernos úmidos promovem a sobrevivência de altas populações de vetores e favorecem a disseminação da doença para a região com verão seco. Em clima temperado com temperaturas moderadas no inverno, as infecções de *X. fastidiosa* subsp. *fastidiosa*, estabelecidas nas videiras no início da estação de crescimento, tendem a persistir até o ano seguinte (Purcell, 1981). Os vetores que sobrevivem durante o inverno são importantes para o sucesso de infecções no início da estação seguinte. A falta de vetores potenciais que consigam sobreviver no estágio adulto e capazes ocasionar novas infecções em plantas lenhosas, pode explicar a ausência da disseminação natural para as regiões de clima temperado.

Adaptabilidade: plasticidade

X. fastidiosa tem presumivelmente alcançado o limite de sua distribuição natural na América do Norte, tal que material infectado para plantio apresenta baixo risco de introdução e estabelecimento. Contudo, no Brasil devido ao clima tropical e subtropical, com invernos amenos, diversidade de espécies hospedeiras e de vetores, este patógeno pode se representar em um grande risco para a vitivinicultura nacional. Da mesma forma, na Europa há grandes áreas de videiras suscetíveis que estão em risco, caso a bactéria seja introduzida, via material vegetativo ou em outras espécies assintomáticas de plantas, das quais o vetor possa se alimentar. Estacas de videira com o mal-de-Pierce podem apresentar-se viáveis e aparentemente "sadias" por três meses e ainda ser positiva nos testes utilizando PCR-tempo-real para detecção *X. fastidiosa* subsp. *fastidiosa* (Montague et al., 2016). Outro ponto de grande importância, na prevenção do estabelecimento dessa subespécie em novas regiões, é o cuidado de não introduzir o inseto-vetor que sobreviva durante o inverno, capaz de carregar o patógeno, durante o período de dormência das plantas e disseminar novas infecções na primavera. A cigarrinha, *Homalodisca vitripennis*, é um exemplo desse risco, em pouco tempo invadiu a Califórnia, EUA, e depois rapidamente tornou-se abundante na Polinésia Francesa e no Hawaii (Mizell et al., 2008). Essa cigarrinha tem uma

extensa gama de hospedeiros e os modelos predizem que poderá estabelecer-se no sul da Europa e nas regiões subtropical e tropical da África e Ásia (Hoddle, 2004).

Sintomas, sinais e danos

Na videira, os sintomas do mal-de-Pierce variam, dependendo do cultivar e das condições climáticas. Apresentam-se como a súbita seca de grande parte da folha, tornando-se marrons a necróticas e, a periferia dos tecidos torna-se amarelada com faixas avermelhadas. A necrose é frequentemente presente na margem das folhas, ocasionado a sua posterior queda, mas deixando o pecíolo ligado aos ramos. Outros sintomas são desfolha, reduções no crescimento, maturação irregular dos frutos e ramos, perda de vigor e morte da planta (Pearson; Goheen, 1988). Os cachos murcham ou tornam-se mumificados e os ramos secam a partir das extremidades. Plantas severamente afetadas podem morrer em um a dois anos (EPPO, 2016).

Nos EUA, entre 1994 e 2000, mais de (400 ha) de vinhedos no norte da Califórnia foram afetados, resultando em \$ 30 milhões em danos, segundo Webster & Nation, (2000) citado por Bruening et al. (2014). Nas áreas onde *X. fastidiosa* subsp. *fastidiosa* ocorre naturalmente, *V. vinifera* e *V. labrusca* não podem ser cultivadas porque são rapidamente infectadas, devido à alta taxa de disseminação natural sendo a principal limitação da produção de uvas no sul dos Estados Unidos. O manejo das atividades visando o controle da doença pelos produtores de uvas da Califórnia é estimado em \$ 104 milhões/ano e pela indústria de citros do Brasil em \$120 milhões/ano (IPCC, 2017).

Métodos de controle

As medidas fitossanitárias e preventivas devem ser reforçadas com outras ações profiláticas baseada na experiência de países com histórico da doença, considerando a ampla gama de hospedeiros, inúmeros insetos-vetores, presença de plantas com a bactéria em estado latente e grande movimento global de material vegetativo. O controle químico curativo da bactéria não é possível, devendo ser priorizada a utilização de cultivares resistentes, adoção de medidas culturais e higiênicas, além do controle químico e biológico dos

insetos-vetores com parasitoides de ovos, *Gonatocerus* sp., que pode ser utilizado, mas sua população fortemente diminuída no inverno na Califórnia, quando a produção dos ovos dos insetos-vetores é baixa. A remoção de plantas doentes contribui apenas em parte para a solução do problema, pois a introdução do patógeno pode ocorrer de áreas vizinhas ou vir de outros hospedeiros. Outras práticas culturais estão descritas por Janse e Obradovic (2010), como a redução do estresse da planta por meio da sanidade, manejo da copa, adequada nutrição, a redução ou imobilização do ferro que proporciona uma forma de reduzir a severidade da doença prevenindo a formação do biofilme nos vasos do xilema, eliminação de plantas hospedeiras e de plantas doentes e a realização da poda após a remoção anterior.

Métodos de produção de material propagativo

As inspeções nos vinhedos no Hemisfério Norte são realizadas durante o final do verão e início do outono, enquanto plantas mantidas em ambientes internos podem ser inspecionadas ou monitoradas o ano inteiro. As amostras para testes de laboratório devem conter ramos ou estacas com folhas maduras (10 a 25 folhas). Amostras de plantas assintomáticas podem ser coletadas na proporção de 4 a 10 ramos. Procedimentos de higiene é importante quando se coleta amostras para análise. Em particular as ferramentas devem ser desinfetadas entre as amostras coletadas. A amostragem de hemípteros na Europa deve ser realizada entre o final da primavera e início do outono. Depois da coleta os insetos nas armadilhas, os mesmos devem ser enxaguados com uma solução de álcool/acetona para remoção de resíduos da cola. Se os insetos não forem processados imediatamente por PCR devem ser armazenados em 95%-99% de etanol ou em -20 °C (Eppo, 2016) e para identificação morfológica etanol 70%.

Durante a produção de mudas, o método de proteção cruzada com estirpes fracas do patógeno pode ser utilizado para imunização de plantas. No início do verão de 1997, um plantio de Carbernet Sauvignon enxertadas no porta-enxerto Freedom foi estabelecido na Flórida utilizando estirpes avirulentas de *X. fastidiosa*. Após quarenta e oito meses todas as plantas do controle não imunizadas estavam mortas, enquanto que apenas uma planta

imunizada havia morrido (Hopkins; Purcell, 2002). O tratamento com água quente (50 °C/20 min, 45 °C/180 min) elimina o patógeno de estacas de videira (Goheen et al., 1973). Tratamento de videiras com antibióticos não é efetivo o bastante para uso comercial e tem características desfavoráveis a saúde e ao ambiente.

Processo pós-colheita/transformação primária

Vetores podem também ser carregados por longas distâncias em plantas ou frutos de videira, pessegueiro ou outras plantas. Ovos de vetores inseridos dentro de tecidos de plantas são difíceis para detecção visual, porém a bactéria não é transmitida através dos ovos do vetor. Logo, deve-se evitar o transporte de insetos-vetores adultos no material vegetativo ou frutas. Tratamentos em pré-colheita e ou pós-colheita são recomendados para o controle de insetos vetores (Kamas, 2010).

Condicionamento e transporte

A preservação e transporte de amostras para análise deve ser realizada adotando-se os procedimentos: agitar os ramos a fim de garantir que os mesmos não transportem espécies vetores adultos ou juvenis que possam escapar para fora da região de coleta; colocar as amostras em containers fechados; manter em temperatura fria para evitar a desidratação; transportar as amostras ao laboratório o mais breve possível (Eppo, 2016).

Vias de ingresso

Os países produtores de uvas devem proibir ou severamente restringir a importação de material para plantio de videira oriundos de países, onde a *X. fastidiosa* subsp. *fastidiosa* ocorre. Como recomendado pela EPPO (Cabi, 2018), se material vegetativo for importado sob licença, o mesmo deve ser mantido em quarentena pós-entrada por dois anos e deve mostrar-se livre do patógeno. Plantas importadas e frutas devem estar livres de vetores, possivelmente pelo uso de um tratamento apropriado.

O risco apresentado pela bactéria em outros hospedeiros ainda terá que ser avaliado mais profundamente e os serviços de inspeções devem estar conscientes que hospedeiros sintomáticos e assintomáticos também constituem um risco (Cabi, 2018). Logo, a análise de germoplasma importando deve contemplar as informações da distribuição da doença pelo mundo, a lista de espécies hospedeiras do patógeno, entre outras medidas. Torna-se importante o cruzamento de informações, a fim de evitar a entrada do patógeno por hospedeiros secundários provenientes de áreas endêmicas da doença.

Inspeção e detecção

O método mais sensível e confiável para detecção de *X. fastidiosa* é pela PCR (Minsavage et al., 1994). Pooler et al. (1997) demonstraram que uma amostra muito maior de tecido da planta pode ser processada por PCR, evitando problemas com inibidores e a distribuição irregular da bactéria na planta, o que pode afetar a detecção quando se utiliza pequenas amostras. Li et al. (2013) desenvolveram dois ensaios baseado na TAqMan, um alvo da região 16S rDNA, para identificação de *X. fastidiosa* a nível de espécies hospedeiras e estirpes. Sondas de hibridização de DNA e primers específicos para *X. fastidiosa* foram desenvolvidos (Firrao; Bazzi, 1994; Minsavage et al., 1994). O patógeno pode também ser detectado em seus insetos vetores (Yonce; Chang, 1987). A caracterização e identificação de estirpes principalmente empregando métodos moleculares (Chen et al., 1992; Henderson et al., 2001; Colleta-Filho; Machado, 2001; Colleta-Filho; Machado, 2003) avançará indefinidamente com o progresso tecnológico, tornando as técnicas mais precisas e baratas. Diferentes métodos de diagnóstico usados ou desenvolvidos para detecção e identificação de *X. fastidiosa* são detalhados em Janse (2010). Recentes avanços incluem detecção molecular "on-site" usando PCR em tempo real (Yaseen et al., 2015).

O patógeno pode ser detectado, microscopicamente (luz ou eletrônica), em vasos em secções cruzadas de pecíolos (French et al., 1977), por exame da seiva do xilema espremida ou mesmo a coloração de ramos ou pecíolos em lâminas de microscopia (Lima et al., 1996). A coleta da seiva do xilema de estacas ou brotos com uma bomba de pressão de Scholander permite testar

tamanhos maiores de amostras e evitar inibidores para PCR (Bextine; Miller, 2004). Esta técnica consiste em retirar a seiva dos vasos do xilema, após a remoção da região do floema, coloca-se a seguir a extremidade do material através do furo da bomba e então submetida à pressão adequada para extração da seiva. O material coletado pode então ser utilizado diretamente na análise de ELISA ou extração do DNA / PCR. Métodos como a enxertia em plantas indicadoras suscetíveis ou testes de vetores são ainda disponíveis e pode ter seu lugar em esquemas de certificação em que indicadores lenhosos são rotineiramente utilizados. O cultivo em meio PW (Davis et al., 1983) também pode ser empregado. A identificação da bactéria pode ser confirmada por SDS-PAGE (Bazzi et al., 1994). Métodos serológicos são menos sensíveis (10 a 100 vezes) do que a cultura, mas são o meio mais rápido de detectar e identificar a bactéria, por ELISA ou o uso de anticorpos fluorescentes (Sherald; Lei, 1991). As estirpes diferem em reação quantitativa ao antígeno e em facilidade e eficiência da cultura.

Situação regulatória no mundo

A EPPO considera *X. fastidiosa* subsp. *fastidiosa* como uma praga quarentenária ausente (A1) (Cabi/Eppo, 2018) e também é considerada uma praga quarentenária para o COSAVE. No Brasil, esta praga exótica e de extrema importância, não faz parte da lista A1, possivelmente por existir subespécies que infectam outros hospedeiros (p.ex. citrus, café e ameixeira) e não a videira. A UE está consciente, que a entrada deste patógeno na região ocasionará grande mortalidade de plantas de videira e tornará extensas áreas inadequadas para o cultivo de *V. vinifera*. Os insetos-vetores da América do Norte não ocorrem na UE, porém, como a capacidade de candidatos a vetores é tão inespecífica, é certo que algum Cicadellinae europeu (*Cicadella viridis*) ou Cercopidae possa transmitir a bactéria caso a estirpe que infecta videira seja introduzida. No Brasil existem potenciais cigarrinhas-vetores do patógeno ocorrendo nos vinhedos do Vale do São Francisco, como *Homalodisca spootii* (Ringenberg et al., 2014), além de espécies que ocorrem em pomares de citros, ameixeira e plantações de cafeeiro, *Bucephalagonia xanthophis*, *Dilobopterus costalimai*, *H. ignorata*, *Oncometopia facialis*, *Hortensia similis*, *Acrogonia virescens* (Marucci et al., 2002; Yamamoto et al., 2002).

Modelos de distribuição de espécies sugerem que *X. fastidiosa* na Itália tem o potencial para espalhar por extensas áreas da Itália. O clima mediterrâneo é particularmente adequado para o estabelecimento da *X. fastidiosa* em Portugal, Espanha, Corsa, Albânia, Montenegro, Grécia e Turquia, tão bem, como em todos os países do norte da África e do meio leste (Bosso et al., 2016).

Antecedentes de intercepções

Não há antecedentes de intercepção de *X. fastidiosa* subsp. *fastidiosa*, pelas Estações Quarentenárias brasileiras, credenciadas pelo Mapa.

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

A bactéria *Xylella fastidiosa* ocorre em um grande número de plantas cultivadas, árvores, ornamentais e outras plantas silvestres. No Brasil *Xylella fastidiosa* subsp. *pauca* é responsável por doenças importantes como a clorose-variegada-dos-citrus (CVC), o atrofiamento-dos-ramos-do-cafeeiro, pela escaldadura-das-folhas-da-amexeira, entre outras doenças. Também são encontradas algumas espécies de cigarrinhas vetoras que poderão transmitir estirpes de *X. fastidiosa* subsp. *fastidiosa*. Até o momento, não existem relatos da ocorrência do mal-de-Pierce nos vinhedos do Brasil, contudo, acredita-se que estirpes patogênicas à videira estejam na iminência de entrar no país. O risco de introdução em material vegetativo de videira ou outra espécie hospedeira, especialmente na forma latente não deve ser subestimado, bem como a introdução de vetores com o material propagativo não deve ser excluída (Janse; Obradovic, 2010).

A introdução de novos vetores pode radicalmente mudar a epidemiologia da doença causada por *X. fastidiosa*, como demonstrado no sul da Califórnia no final dos anos 1990 (Blua et al., 1999; Purcell; Saunders, 1999). Abundância de vetores, preferência de plantas hospedeiras, eficiência de transmissão e de voo do inseto-vetore inverno ameno são componentes chave da taxa de disseminação e sobrevivência de *X. fastidiosa*.

Potenciais consequências econômicas para o Brasil

A praga, *Xylella fastidiosa* subsp. *fastidiosa*, é considerada de alto risco para a viticultura brasileira, pelo potencial destrutivo em condições extremamente favoráveis como as encontradas na região do Vale São Francisco, bem como no sul e sudeste do Brasil. A vitivinicultura brasileira está alicerçada em duas espécies *V. labrusca* e *V. vinifera*, ambas suscetíveis à doença em questão. Como no Brasil não há invernos rigorosos a distribuição da doença poderá ocorrer rapidamente após a sua introdução. O impacto econômico e social será significativo, tendo em vista que a atividade é desenvolvida na sua maioria por pequenos produtores. Um monitoramento de insetos vetores (Hemiptera, Cicadellidae, Cicadellinae; Hemiptera, Cercopidae) de *X. fastidiosa* em vinhedos do Vale São Francisco revelou que *Homalodisca spooiti* prevaleceu sobre as demais espécies e pode se tornar um importante vetor da bactéria, caso essa seja introduzida no país, além disso ocorre durante todo ano e alimentar-se nas partes verdes da copa da videira (Ringenberg et al., 2014).

Referências

- ALMEIDA, R. P. P.; PEREIRA, E. F.; PURCELL, A. H.; LOPES, J. R. S. Multiplication and movement of a citrus strain of *Xylella fastidiosa* within sweet orange. **Plant Disease**, v. 85, n. 4, p. 382-386, 2001.
- ALMEIDA, R. P. P.; BLUA, M. J.; LOPES, J. R. S.; PURCELL, A. H. Vector transmission of *Xylella fastidiosa*: Applying fundamental knowledge to generate disease management strategies. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 98, p. 775-786, 2005.
- ALMEIDA, R. P. P.; NUNNEY L. How do plant diseases caused by *Xylella fastidiosa* emerge? **Plant Disease**, v. 99, n. 11 p.1457-1467, 2015.
- BAZZI, C.; STEFANI, E.; ZACCARDELLI, M. SDS-PAGE: a tool to discriminate *Xylella fastidiosa* from other endophytic grapevine bacteria. **Bulletin OEPP**, v. 24, n. 1, p.121-127, 1994.
- BEXTINE, B. R.; MILLER, T. A. Comparison of whole-tissue and xylem fluid collection techniques to detect *Xylella fastidiosa* in grapevine and oleander. **Plant Disease**, v. 88, p. 600-604, 2004.

BLUA, M. J.; PHILLIPS, P. A.; REDAK, R. A. A new sharpshooter threatens both crops and ornamentals. **California Agriculture**, v. 53, n. 2, p. 22-25, 1999.

BOSSO, L.; FEBBRARO, M. D. I.; CRISTINZIO, G.; ZOINA, A.; RUSSO, D. Potential distribution of *Xylella fastidiosa* in Italy: a maximum entropy model. **Phytopathologia Mediterranea**, v. 55, n. 1, p. 62-72, 2016.

BRUENING, G.; KIRKPATRICK, B.C.; ESSER, T.; WEBSTER, R.K. Cooperative efforts contained spread of Pierce's disease and found genetic resistance. **California Agriculture**, v. 68, n. 4, p. 134-141, 2014.

BULL, C. T.; De BOER, S. H.; DUNNY, T. P.; FIRRAO, G.; FISCHER-LE SAUX, M.; SADDLER, G. S.; SCORTICHINI, M.; STEAD, D. E.; TAKIKAWA, Y. List of new names of plant pathogenic bacteria (2008-2010). **Journal of Plant Pathology**, v. 94, p. 21-27, 2012.

CABI. ***Xylella fastidiosa* (Pierce's disease grapevines)**. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018. Disponível em: <www.cabi.org/isc/datashhet/57195>. Acesso em: 15 fev. 2018.

CABI/EPPO. ***Xylella fastidiosa***. In: Data Sheets on Quarantine Pests. Disponível em: <https://www.eppo.int/QUARANTINE/data_sheets/bacteria/XYLEFA_ds.pdf>. Acesso em: 08 mar. 2018.

CHATTERJEE, S.; ALMEIDA, R. P. P.; LINDOW, S. Living in two worlds: The plant insect lifestyles of *Xylella fastidiosa*. **Annual Review of Phytopathology**, v. 46, p. 243-271, 2008.

CHEN, J.; CHANG, C. J.; JARRET, R. L.; GAWEL, N. Genetic variation among *Xylella fastidiosa* strains. **Phytopathology**, v. 82, n. 9, p. 973-977, 1992.

COLLETA FILHO, H. D.; MACHADO, M. A. Hospedeiros, transmissão e técnicas de diagnóstico da bactéria *Xylella fastidiosa*. **Laranja**, v. 22, p. 121-132, 2001.

COLLETA FILHO, H. D.; MACHADO, M. A. Geographical genetic structure of *Xylella fastidiosa* from *Citrus* in São Paulo State, Brazil. **Phytopathology**, v. 93, n. 1, p. 28-34, 2003.

DAVIS, M. J.; PURCEL, A. H.; THOMSON, S. V. Isolation media for the Pierce's disease bacterium. **Phytopathology**, v. 70, n. 5, p. 425-429, 1980.

DAVIS, M. J.; RAJU, B. C.; BRLANSKY, R. H.; LEE, R. F.; TIMMER, L. W.; NORRIS, R. C.; MCCOY, R. E. Periwinkle wilt bacterium: axenic culture, pathogenicity and relationships to other Gram-negative, xylem-inhabiting bacteria. **Phytopathology**, v. 73, n. 11, p. 1510-1515, 1983.

LIMA, J. E. O. de; MIRANDA, V. S.; ROBERTO, S. R.; CARLOS, E. F. Distribuição de *Xylella fastidiosa* no cafeeiro, nas regiões cafeeiras, eseu isolamento *in vitro*. **Fitopatologia**, v. 21, n. 3, p. 392-393, 1996.

EPPO. PM 3/82 (1) Inspection of places of production for *Xylella fastidiosa*. **EPPO Bulletin**, v. 46, n. 3, p. 407-418, 2016. Disponível em: <<http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/epp.12328/full>>. Acesso em: 01 mar. 2018.

EFSA. Update of a database of host plants of *Xylella fastidiosa*: 20 November 2015. **EFSA Journal**, v. 14, n. 2, p. 4378, 2016. Disponível em: <<http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.2903/j.efsa.2016.4378/epdf>>. Acesso em: 15 fev. 2018.

FIRRAO, G.; BAZZI, C. Specific identification of *Xylella fastidiosa* using the polymerase chain reaction. **Phytopathologia Mediterranea**, v. 33, n. 1, p. 90-92, 1994.

FRENCH, W. J.; CHRISTIS, R. G.; STASSI, D. L. Recovery of rickettsialike bacteria by vacuum infiltration of peach tissues affected with phony disease. **Phytopathology**, v. 67, n. 7, p. 945-948, 1977.

FRY, S. M.; MILHOLLAND, R. D. Multiplication and translocation of *Xylella fastidiosa* in petioles and stems of grapevines resistant, tolerant, and susceptible to Pierce's disease. **Phytopathology**, v. 80, p. 6165, 1990.

GOHEEN, A. C.; NYLAND, G.; LOWE, S. K. Association of a rickettsialike organism with Pierce's disease of grapevines and alfalfa dwarf and heat therapy of the disease in grapevines. **Phytopathology**, v. 63, n. 3, p. 341-345, 1973.

GOODWIN, P.; PURCELL, A. H. Pierce's disease. In: FLAHERTY, D. L. (Ed.). **Grape Pest Management**. 2. ed. Oakland: University of California, Division of Agriculture and Natural Resources, 1992. p. 76-84.

HENDSON, M.; PURCELL, A. H.; CHEN, D. Q.; SMART, C.; GUILHABERT, M.; KIRKPATRICK, B.; Genetic diversity of Pierce's disease strains and other pathotypes of *Xylella fastidiosa*. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 67, n. 2, p. 895-903, 2001.

HILL, B. L.; PURCELL, A. H. Populations of *Xylella fastidiosa* in plants required for transmission by an efficient vector. **Phytopathology**, v. 87, n. 12, p. 1197-1201, 1997.

HODDLE, M. S. The potential adventive geographic range of glassy-winged sharpshooter, *Homalodisca coagulata* and the grape pathogen *Xylella fastidiosa*: implications for California and other grape growing regions of the world. **Crop Protection**, v. 23, p. 691-699, 2004.

HOPKINS, D. L. *Xylella fastidiosa*: xylem-limited bacterial pathogen of plants. **Annual Review of Phytopathology**, v. 27, p. 271-90, 1989.

HOPKINS, D. L.; PURCELL, A. H. *Xylella fastidiosa*: cause of Pierce's disease of grapevine and other emergent diseases. **Plant Disease**, v. 86, n. 10, p. 1056-1066, 2002.

IPCC. **Facing the treat of *Xylella fastidiosa* together**. Italy, Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nations; International Plant Protection Convention, 2017. Disponível em: <<http://www.fao.org/documents/card/en/c/57b015e7-bbe3-458e-a26b-c5c2e55e7d46>>. Acesso em: 02 mar. 2018.

JANSE, J D.; OBRADOVIC, A. *Xylella fastidiosa*: its biology, diagnosis, control and risks. **Journal of Plant Pathology**, v. 92, S1.35-S1.48, 2010.

JANSE, J. D. Diagnostic methods for phytopathogenic bacteria of stone fruits and nuts in COST 873. **EPPO Bulletin**, v. 40, n. 1, p. 68-85, 2010. Disponível em: <<http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1365-2338.2009.02356.x/full>>. Acesso em: 01 mar. 2018.

KAMAS, J. (Ed.). **Pierce's disease overview & management guide**: A resource of grape growers in Texas and others Eastern US growing region. Texas Pierce's disease; Texas A&M Agri Life, [2010]. Disponível em: <<https://aggie-horticulture.tamu.edu/fruit-nut/files/2010/10/Texas-Grape-Growers-PD-Management-Guide.pdf>>. Acesso em: 08 mar. 2018.

LEITE, B.; ISHIDA, M. I.; ALVES, E.; CARRER, H.; PASCHOLATI, S. F.; KITAJIMA, E. W. Genomic and X-ray microanalysis indicate that Ca²⁺ and thiols mediate the aggregation and adhesion of *Xylella fastidiosa*. **Brazilian Journal of Medical and Biological Research**, v. 35, p. 645-650, 2002.

LI, W. B.; TEIXEIRA, D. C.; HARTUNG, J. S.; HUANG, Q.; DUAN, Y.P.; ZHOU, L. J.; CHEN, J. C.; LIN, H.; LOPES, S.; AYRES, A. J.; LEVY, L. Development and systematic validation of qPCR assays for rapid and reliable differentiation of *Xylella fastidiosa* strains causing citrus variegated chlorosis. **Journal of Microbiological Methods**, v. 92, n. 1, p.79-89, 2013.

MARCELETTI, S.; SCORTICHINI, M. Genome-wide comparison and taxonomic relatedness of multiple *Xylella fastidiosa* strains reveal the occurrence of three subspecies and a new *Xylella* species. **Archives of Microbiology**, v. 198, p. 803-812, 2016.

MARUCCI, R. C.; CAVICHIOLI, R. R.; ZUCCHI, R. A. Espécies de cigarrinhas (Hemiptera, Cicadellidae, Cicadellinae) em pomares de citros da região de

Bebedouro, SP, com descrição de uma espécie nova de *Acrogonia* Stål. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 46, n. 2, p. 149-164, 2002.

MINSAVAGE, G. V.; THOMPSON, C. M.; HOPKINS, D. L.; LEITE, R. M. V. B. C.; STALL, R. E. Development of a polymerase chain reaction protocol for detection of *Xylella fastidiosa* in plant tissue. **Phytopathology**, v. 84, n. 5, p. 456-461, 1994.

MIZELL, R. F.; TIPPING, C.; ANDERSEN, P. C.; BRODBECK, B. V.; HUNTER, W. B.; NORTHFIELD, T. Behavioral model for *Homalodisca vitripennis* (Hemiptera: Cicadellidae): optimization of host plant utilization and management implications. **Environmental Entomology**, v. 37, n. 5, p. 1049-1062, 2008.

MOLLENHAUER, H. H.; HOPKINS, D. L. Ultrastructural study of Pierce's disease bacterium in grape xylem tissue. **Journal of Bacteriology**, v. 119, p. 612-618, 1974.

MONTAGUE, T.; HELLMAN, E. W.; APPEL, D.; KRAWITZKY, M. Asexual propagation of grapevine transmits Pierce's disease pathogen (*Xylella fastidiosa*) to rooted cuttings. **International Journal of Fruit Science**, v. 16, n. 2, p. 135-149, 2016.

NASCIMENTO, R.; GOURAN, H.; CHAKRABORTY, S.; GILLESPIE, H. W.; ALMEIDA-SOUZA, H. O.; TU, A.; RAO, B. J.; FELDSTEIN, P. A.; BRUENING, G.; GOULART, L. R.; DANDEKAR, A. M. The type II secreted lipase / esterase LesA is a key virulence factor required for *Xylella fastidiosa* pathogenesis in grapevine. **Scientific Reports**, v. 6, p. 1-16, 2016.

NUNNEY, L.; YUAN, X. L.; BROMLEY, R.; HARTUNG, J.; MONTERO-ASTÚA, M.; MOREIRA, L.; ORTIZ, B.; STOUTHAMER, R. Population genomic analysis of a bacterial plant pathogen: novel insight into the origin of Pierce's disease of grapevine in the U.S. **PLoS ONE**, v. 5, n. 11, p. 1-9, 2010.

NUNNEY, L.; YUAN, X. L.; BROMLEY, R. E.; STOUTHAMER, R. Detecting genetic introgression: high levels of intersubspecific recombination found in *Xylella fastidiosa* in Brazil. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 78, n. 13, p. 4702-4714, 2012.

PEARSON, R. C.; GOHEEN, A. C. **Compendium of Grape Diseases**. St Paul: APS Press, 1988. 93 p.

POOLER, M. R.; MYUNG, I. S.; BENTZ, J.; SHERALD, J.; HARTUNG, J. S. Detection of *Xylella fastidiosa* in potential insect vectors by immunomagnetic separation and nested polymerase chain reaction. **Letters in Applied Microbiology**, v. 25, n. 2, p.123-126, 1997.

PURCELL, A. H. Environmental therapy for Pierce's disease of grapevines. **Plant Disease**, v. 64, n. 4, p. 388-390, 1980.

PURCELL, A. H. Vector preference and inoculation efficiency as components of resistance to Pierce's disease in European grape cultivars. **Phytopathology**, v. 71, n. 4, p. 429-435, 1981.

PURCELL, A. H. Homopteran transmission of xylem-inhabiting bacteria. **Advances in Disease Vector Research**, v. 6, p. 243-266, 1989.

PURCELL, A. H.; SAUNDERS, S. Harvested grape clusters as inoculum for Pierce's disease. **Plant Disease**, v. 79, n. 2, p. 190-192, 1995.

PURCELL, A. H.; SAUNDERS, S.R. Glassy-winged sharpshooters expected to increase plant disease. **California Agriculture**, v. 3, n. 2, p. 26-27, 1999.

RINGENBERG, R.; LOPES, J. R. S.; MÜLLER, C.; AZEVEDO-FILHO, W. S. de; PARANHOS, B. A. J.; BOTTON, M. Survey of potential sharpshooter and spittlebug vectors of *Xylella fastidiosa* to grapevines at the São Francisco River Valley, Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 58, p. 212-218, 2014.

SCHAAD, N. W.; POSTNIKOVA, E.; LACEY, G.; FATMI, M.; CHANG, C. J. *Xylella fastidiosa* subspecies: *X. fastidiosa* subsp. *piercei*, subsp. nov., *X. fastidiosa* subsp. *multiplex* subsp. nov., and *X. fastidiosa* subsp. *pauca* subsp. nov. **Systematic Applied Microbiology**, v. 27, p. 290-300, 2004a.

SCHAAD N. W.; POSTNIKOVA, E.; LACEY, G.; FATMI, M.; CHANG, C. J. *Xylella fastidiosa* subspecies: *X. fastidiosa* subsp. [correction] *fastidiosa* [correction] subsp. nov., *X. fastidiosa* subsp. *multiplex* subsp. nov., and *X. fastidiosa* subsp. *pauca* subsp. nov. **Erratum in Systematic Applied Microbiology**, v. 27, n. 6, p. 763, 2004b.

SCHUENZEL, E. L.; SCALLY, M.; STOUTHAMER, R.; NUNNEY, L. A multigene phylogenetic study of clonal diversity and divergence in North American strains of the plant pathology pathogen *Xylella fastidiosa*. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 71, p. 3832-3839, 2005.

SHERALD, J. L.; LEI, J. D. Evaluation of a rapid ELISA test kit for detection of *Xylella fastidiosa* in landscape trees. **Plant Disease**, v. 75, n. 2, p. 200-203, 1991.

SU, CHIOU-CHU; CHANG, CHUNG-JAN; CHANG, CHE-MING; SHIH, HSIEN-TZUNG; TZENG, KUO-CHING; JAN, FUH-JYH; KAO, CHIN-WEN; DENG WEN-LING. Pierce's

disease of grapevines in Taiwan: isolation, cultivation and pathogenicity of *Xylella fastidiosa*. **Journal of Phytopathology**, v. 161, n. 6, p. 389-396, 2013.

TYSON, G. E.; STOJANOVIC, B. J.; KUKLINSKI, R. F.; DIVITTORIA, T. J.; SULLIVAN, M. L. Scanning electron microscopy of Pierce's disease bacterium in petiolar xylem of grape leaves. **Phytopathology**, v. 75, p. 264-269, 1985.

WELLS, J. M.; RAJU, B. C.; HUNG, H. Y.; WEISBURG, W. G.; MANDELCO-PAUL, L.; BRENNER, D. J. *Xylella fastidiosa* gen. nov., sp. nov.: Gram-negative, xylem-limited, fastidious plant bacteria related to *Xanthomonas* spp. **International Journal of Systematic Bacteriology**, v. 37, n. 2, p.136-143, 1987.

YAMAMOTO, P. T.; ROBERTO, S. R.; PRIA JÚNIOR, W. D.; FELIPPE, M. R.; MIRANDA, V. S.; TEIXEIRA, D. C.; LOPES, J. R. S. Transmission of *Xylella fastidiosa* by *Acrogonia virescens* and *Homalodisca ignorata* (Hemiptera: Cicadellidae) to citrus plants. **Summa Phytopathologica**, v. 28, n. 2, p. 178-181, 2002.

YASEEN, T.; DRAGO, S.; VALENTINI, F.; ELBEAINO, T.; STAMPONE, G.; DIGIARO, M.; D'ONGHIA, A. M. On-site detection of *Xylella fastidiosa* in host plants and in "spy insects" using the real-time loop-mediated isothermal amplification method. **Phytopathologia Mediterranea**, v. 54, n. 3, p. 488-496, 2015.

YONCE, C. E.; CHANG, C. J. Detection of xylem-limited bacteria from sharpshooter leafhoppers and their feeding hosts in peach environs monitored by culture isolations and ELISA techniques. **Environmental Entomology**, v. 16, n. 1, p. 68-71, 1987.

YUAN, X. L.; MORANO, L.; BROMLEY, R. SPRING-PEARSON, S.; STOUTHAMER, R.; NUNNEY, L. Multilocus sequence typing of *Xylella fastidiosa* causing Pierce's disease and oleander leaf scorch in the United States. **Phytopathology**, v. 100, n. 6, p. 601-611, 2010.

WEBSTER, R. K.; NATION, S. P. Report of the University of California Pierce's Disease Research and Emergency Response Task Force. UC Office of the President. 2000. 62 p.

PARAS
COURT
RENTEN
TENIAN
RIAS

PARTE 7

Vírus

Capítulo 24

Doença do Mosaico Africano da Mandioca (African Cassava Mosaic Disease, ACMD) (Geminiviridae (Geminiviridae: Begomovirus)

Capítulo 25

Plum pox virus (PPV) (Potyviridae: Potyvirus)

Capítulo 26

Tomato ringspot virus (ToRSV) (Picornavirales: Secoviridae)

Capítulo 24

Doença do Mosaico Africano da Mandioca (African Cassava Mosaic Disease, ACMD) (Geminiviridae: Begomovirus)

EDUARDO CHUMBINHO DE ANDRADE

Identificação das pragas causadores da ACMD

Nome científico:

- *African cassava mosaic virus* (ACMV), Bock; Woods, 1983
- *African cassava mosaic Burkina Faso virus* (ACMBFV), Tiendrébéogo et al., 2012
- *Cassava mosaic Madagascar virus* (CMMGV), Harimalala et al., 2012
- *East African cassava mosaic Cameroon virus* (EACMCV), Fondong et al., 1998
- *East African cassava mosaic Kenya virus* (EACMKV), Bull et al., 2006
- *East African cassava mosaic Malawi virus* (EACMMV), Zhou et al., 1998
- *East African cassava mosaic virus* (EACMV), Swanson ; Harrison, 1994

- *East African cassava mosaic Zanzibar virus* (EACMZV), Maruthi et al., 2004
- *South African cassava mosaic virus* (SACMV), Berrie et al., 1998
- *Indian cassava mosaic virus* (ICMV), Hong et al., 1993
- *Sri Lankan cassava mosaic virus* (SLCMV), Saunders et al., 2002

Posição taxonômica de todas as espécies:

- Vírus de DNA fita simples circular (ssDNA).
- **Ordem:** não atribuída.
- **Família:** *Geminiviridae*.
- **Gênero:** *Begomovirus*.

Sinonímias

Como a doença é causada por um grande número de espécies de geminivírus, ela é normalmente denominada de Doença do mosaico da mandioca (Cassava Mosaic Disease, CMD); Begomovírus do mosaico da mandioca (Cassava Mosaic Begomoviruses (CMBs); Geminivírus do mosaico da mandioca (Cassava Mosaic Geminiviruses (CMGs).

Hospedeiros

Segue abaixo a lista das espécies de plantas relatadas como hospedeiras (em condições naturais ou experimentais) de uma ou mais espécies de geminivírus causadores do mosaico da mandioca.

- *Manihot esculenta* (família *Euphorbiaceae*) (Fauquet et al., 1990).
- *Ageratum conyzoides* (*Asteraceae*) (Saunders et al., 2002).
- *Chromolaena odorata* (*Asteraceae*) - capim mombutu (Eni; Fasasi, 2013).
- *Arabidopsis thaliana* (*Brassicaceae*) - arábida (Mittal et al., 2008).
- *Jatropha curcas* (*Euphorbiaceae*) - Pinhão manso (Appiah et al., 2012).
- *Jatropha multifida* (*Euphorbiaceae*) (Fauquet et al., 1990).

- *Manihot glaziovii* (*Euphorbiaceae*) - mandioca (Alabi et al., 2008a).
- *Ricinus communis* (*Euphorbiaceae*) - mamona (Alabi et al., 2008a).
- *Leucana leucocephala* (*Fabaceae*) - Leucena (Alabi et al., 2008a).
- *Glycine max* (*Fabaceae*) - Soja (Mgbechi-Ezeri et al., 2008).
- *Phaseolus vulgaris* (*Fabaceae*) - (Berrie et al., 2001).
- *Senna occidentalis* (*Fabaceae*) - Fedegoso (Alabi et al., 2008a).
- *Senna alata* (*Fabaceae*) (Eni; Fasasi, 2013).
- *Centrosema pubescens* (*Fabaceae*) (Monde et al., 2010).
- *Pueraria javanica* (*Fabaceae*) (Monde et al., 2010).
- *Abelmoschus esculentus* (*Malvaceae*) - quiabo.
- *Malva parviflora* (*Malvaceae*) - (Berrie et al., 2001).
- *Hewittia sublobata* (*Convolvulaceae*) (Bock et al., 1981).
- *Combretum confertum* (*Combretaceae*) (Alabi et al., 2008a).
- *Nicotiana* (*benthamiana*, *clevelandii*, *debneyi*, *glutinosa*, *rustica*, *tabacum*). (*Solanaceae*) - tabaco (Bock et al., 1983; Mittal et al., 2008).
- *Datura* (*ferox*, *stramonium*) (*Solanaceae*) (Bock et al., 1983).
- *Nicandra physaloides* (*Solanaceae*) (Bock et al., 1978).
- *Solanum nigrum* (*Solanaceae*) (Bock et al., 1978).
- *Laportea aestuans* (*Urticaceae*) - Urtiga (Rossel et al., 1987).

Distribuição geográfica da praga

A maioria das espécies dos vírus que causam o ACMD ocorrem nos seguintes países do continente africano: África do Sul, Angola, Benin, Burkina Faso, Burundi, Camarões, Costa do Marfim, Etiópica, Gabão, Gâmbia, Gana, Guiné, Guiné-Bissau, Guiné Equatorial, Kenya, Lesoto, Libéria, Madagascar, Malawi, Mauritânia, Moçambique, Nigéria, República Democrática do Congo, República do Congo, Rwanda, Senegal, Serra Leoa, Somália, Sudão, Sudão do Sul, Swazilândia, Tanzânia, Togo, Uganda, Zâmbia, Zimbabwe. Ainda há a presença do ICMV na Índia e do SLCMV que no Sri-Lanka e Camboja (Figura 1).

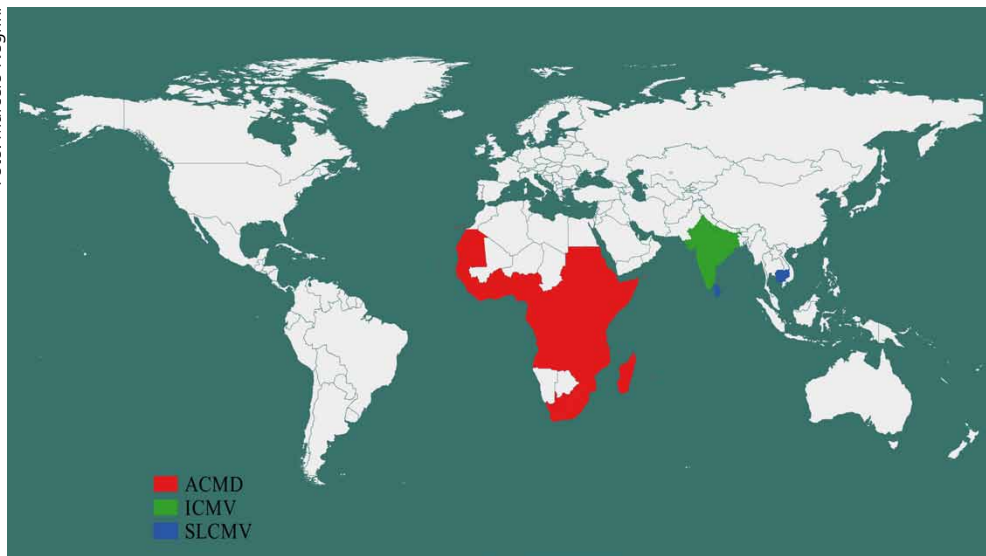


Figura 1. Distribuição geográfica dos vírus causadores do ACMD, ICMV e SLCMV. Elaborada com dados do Cabi (2018).

Biologia da praga

Ciclo biológico da praga

Os agentes causais do ACMD, por serem vírus, se comportam como parasitas obrigatórios, necessitando da célula hospedeira para realizar seu ciclo reprodutivo. Os vírus são inicialmente introduzidos na planta hospedeira pelo inseto vetor quando este se alimenta da planta. Os vírus após se replicarem na célula na qual foram inicialmente introduzidos iniciam o processo de infecção sistêmica do hospedeiro, disseminando-se na planta tanto via movimento célula à célula quanto via sistema vascular, atingindo tanto o sistema radicular quanto as regiões de crescimento da planta. A partir desta planta, o vírus pode ser disseminado para outras plantas pelo inseto vetor, a mosca-branca, *Bemisia tabaci* Gennadius (Hemiptera: Aleyrodidae).

Estratégias reprodutivas da praga

A capacidade dos vírus em infectar um hospedeiro depende da sua capacidade de suplantar as defesas da planta e utilizar a maquinaria celular para se replicar. Para que isso ocorra é necessário que haja interação entre as proteínas virais e as da célula do hospedeiro. Estas interações são necessárias tanto para que o vírus consiga suprimir as respostas de defesa da planta, quanto para recrutar a maquinaria celular para auxiliar no processo de replicação viral. Todo este processo é em geral específico, e resultado de um longo período de coadaptação entre patógeno e hospedeiro, sendo uma das razões pelas quais, a maioria dos vírus infecta número restrito de hospedeiros. Uma vez que a mandioca foi introduzida na África no século 16, as epidemias de CMGs reportadas já em 1884 indicam que houve uma rápida adaptação dos CMGs endêmicos à mandioca (Storey; Nichols, 1938; Swanson; Harrison, 1994).

Tipo de dispersão

A dispersão dos vírus causadores do ACMV ocorre naturalmente de duas formas principais. A primeira ocorre via trânsito e plantio de material propagativo de mandioca (manivas) infectado, correspondendo à principal forma disseminação a longas e curtas distâncias e também de introdução dos CMGs em áreas indenes. Uma vez presente na área, ocorre a disseminação secundária do vírus (mandioca infectada para sadia), realizada pela mosca-branca, *B. tabaci*. Por possuir hábito alimentar polífago, *B. tabaci* é capaz também de transmitir diversos CMGs presentes em plantas espontâneas hospedeiras para plantas de mandioca.

A relação de transmissão dos CMGs por *B. tabaci* é do tipo persistente circulativo (Dubern, 1994). O período mínimo de alimentação necessário para a aquisição do vírus pelo inseto é de 3 horas. Após a aquisição, há um período de latência de 3-4 horas, quando o vírus circula no corpo do inseto que então se torna apto a transmitir o vírus. Para a transmissão do vírus, o inseto virulífero requer um período de alimentação de no mínimo de 10-30 minutos (Dubern, 1994). Em condições experimentais, uma única mosca-branca foi capaz de transmitir o vírus para plantas de mandioca. O ACMV,

uma vez adquirido pela mosca-branca ainda na sua fase de ninfa, permanece no inseto até a fase adulta. Entretanto, não há transmissão transovariana do vírus (transmissão da mãe para a progênie) (Dubern, 1994).

Na Índia foi relatado que a espécie de mosca-branca *B. afer* também é capaz de transmitir CMGs (Palaniswami et al., 1996).

A transmissão de diferentes CMGs para mandioca e também para outras espécies de plantas foi realizada em condições experimentais, por meio da inoculação de clones infecciosos via biobalística ou agroinoculação (Rothenshtein et al., 2005, Mittal et al., 2008). Espécies de CMGs não são transmitidas de mandioca para mandioca por inoculação mecânica, e também não são transmitidas por sementes (Storey; Nichols, 1938).

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas

Pela inerente característica de serem parasitas obrigatórios, a sobrevivência de qualquer um dos agentes causais do ACM-D depende da presença de uma planta hospedeira, podendo esta ser a mandioca, uma das espécies hospedeiras já relatadas ou outras ainda desconhecidas. Importante ressaltar que a mandioca não é nativa do continente africano, mas, foi introduzida, de modo que os CMGs atualmente detectados na mandioca já existiam na região, porém infectando plantas hospedeiras nativas da África, muitas delas também hospedeiras de *B. tabaci*. Estas espécies, por serem mais adaptadas às condições locais, têm maiores condições de sobreviver em condições ambientais adversas, representando importante reservatório natural para a sobrevivência de CMGs (Ndunguru et al., 2005; Monde et al., 2010). Outra possibilidade de sobrevivência de CMGs é infectando coleções ou bancos de germoplasma de mandioca, que são mantidas sob condições controladas (casa de vegetação, in vitro) possibilitando a sobrevivência de CMGs indefinidamente.

Condições edafoclimáticas ideais para o desenvolvimento

A ocorrência e a distribuição dos CMGs nas regiões afetadas são determinadas principalmente pela presença da mosca-branca. Desta maneira, condições ambientais que favoreçam o desenvolvimento do inseto vetor

irão contribuir para maior dispersão de CMGs. Os principais fatores ambientais que regulam a dinâmica populacional de *B. tabaci* são climáticos (temperatura, precipitação e umidade relativa). Condições para sobrevivência de *B. tabaci* no globo terrestre se estendem entre as latitudes de 40° Norte e 30° Sul, representando as regiões tropicais e subtropicais, que não apresentam invernos rigorosos (Cabi, 2018).

Em geral, o aumento populacional de *B. tabaci* ocorre com o início da estação seca podendo atingir elevadas populações em regiões com períodos prolongados de baixa precipitação (Morales; Jones 2004). Temperaturas entre 25 °C e 30 °C são ideais para o desenvolvimento de *B. tabaci* (Albergaria; Cividanes, 2002), embora o inseto possa ser encontrado em regiões com temperaturas abaixo dos 14 °C e acima de 35 °C (Nunes et al., 2005). Em condições experimentais, *B. tabaci* foi capaz de se reproduzir em ambiente com temperaturas médias acima de 41 °C (Oliveira et al., 2003).

Apesar de regiões condições climáticas extremas (baixa umidade relativa, temperaturas extremas e excesso de precipitação) limitarem o desenvolvimento de *B. tabaci* (Nunes et al., 2005), o inseto é encontrado infestando cultivos mantidos em casa de vegetação, configurando importante condição para sua expansão (Cáceres, 2004). Importante destacar que as condições ambientais necessárias para sobrevivência de *B. tabaci* também garantem a sobrevivência de uma ou mais espécies de plantas hospedeiras de CMGs.

Adaptabilidade: plasticidade

Estudos já demonstraram que begomovírus, e principalmente CMGs, estão sujeitos a frequentes eventos de recombinação genômica inter e intraespecífica que favorecem o surgimento de novas espécies ou isolados mais adaptados ao ambiente e a novos nichos ecológicos, e em alguns casos apresentado maior severidade (Pita et al., 2001; Ndunguru et al., 2005; Tiendrébéogo et al., 2012). Estes eventos permitem não apenas a maior adaptação dos CMGs ao hospedeiro, mas também ao inseto vetor. Maruthi et al. (2002) reportaram a coadaptação entre espécies de CMGs e

populações de *B. tabaci*, demonstrando que insetos de uma região transmitem com maior eficiência CMGs que ocorrem nesta região do que outros CMGs que ocorrem em regiões mais distantes. Importante ressaltar que essas características possibilitam aos CMGs amplo círculo de plantas hospedeiras, favorecendo sua sobrevivência no campo.

Sintomas, sinais e danos

Os sintomas induzidos por CMGs em mandioca podem variar de suaves a severos em função da espécie de vírus, da ocorrência de infecções mistas, da variedade afetada e das condições ambientais. Em geral, os sintomas induzidos são mosaico, distorção foliar e redução do crescimento da planta (Fauquet; Fargette, 1990).

Certamente que o ACMD é o principal fator responsável pela redução da produção de mandioca na África (Fauquet; Fargette, 1990). A propagação vegetativa, método de propagação comercial no cultivo da mandioca agrava os danos, visto que o plantio de manivas infectadas irá resultar em plantas doentes e com a produção de raízes comprometidas. No ano de 2002, as perdas totais na produção reportadas na África ficaram entre 19,6% e 27,8% (Zhang et al., 2005). Em regiões com alta incidência de CMGs, as perdas na produção podem chegar a 95% (Fauquet; Fargette, 1990). Em termos econômicos, as perdas naquele ano, foram estimadas entre US\$ 1,9-2,7 bilhões (Patil; Fauquet 2009).

Métodos de controle

As duas principais medidas de controle são plantio de variedades resistentes e o emprego da sanitização (Thresh et al., 1998; Thresh; Cooter, 2005). Programas de melhoramento genético foram capazes da introgressão de dois genes de resistência, *CMD 1* e *CMD 2*, e gerar variedades com elevada tolerância às espécies de CMGs (Fondong, 2017). Práticas culturais também devem ser empregadas no controle de CMGs, principalmente a seleção de plantas assintomáticas no campo para serem utilizadas como material de plantio e a destruição de plantas infectadas (mandioca e hospedeiros alternativos) (Thresh et al., 1998).

Métodos de produção de material propagativo

Há diferentes métodos de obtenção de material propagativo livre de CMGs (Thresh; Cooter, 2005). Em nível de propriedade rural, pode ser realizada a seleção visual de plantas sem sintomas para serem utilizadas para produção de manivas em novos plantios. Entretanto, este método não garante que as plantas selecionadas estejam livres de CMGs visto que apesar de assintomáticas, seja por questões ambientais ou por serem tolerantes ao vírus, podem estar infectadas. O uso de técnicas de cultura de meristema permite a remoção dos CMGs de plantas contaminadas, e a obtenção de plantas livres de vírus (Kartha; Gamborg, 1975). Importante ressaltar que mudas sadias provenientes de cultura de tecidos em áreas de ocorrência de CMGs, o processo de aclimação e crescimento das mudas deve ser conduzido em ambientes protegidos para evitar a entrada de *B. tabaci* e possível reinfecção por CMGs.

Processo pós-colheita/transformação primária

Como o produto proveniente da mandioca são as raízes, que não oferecem risco de disseminação da doença, não há considerações a serem feitas sobre esta questão.

Condicionamento e transporte

Como os produtos comerciais provenientes da mandioca são as raízes e seus derivados (farinha e fécula) que não oferecem risco de disseminação de CMGs, não há exigências especiais para o seu acondicionamento e transporte.

Vias de ingresso

As duas formas de entrada de CMGs no Brasil são por meio de material propagativo infectado (manivas ou mudas de cultura de tecidos) ou de *B. tabaci* virulíferas presentes em plantas importadas, principalmente ornamentais (Cabi, 2018). A entrada pode ocorrer pelas vias terrestre, marítima e aérea.

A principal via de ingresso é a aérea, principalmente devido ao volume de passageiros que chegam ao Brasil, provenientes de países de ocorrência de CMGs e que possam estar trazendo material vegetal (manivas ou folhas) ou mesmo o transporte comercial de plantas ornamentais. Este mesmo panorama pode ocorrer por via marítima, na qual tripulantes de navios de transporte vindos de países afetados com a doença possam estar trazendo plantas de mandioca ou outra planta que esteja hospedando *B. tabaci* virulífera. No caso da via marítima, apesar de representar um volume de passageiros menor comparado à via aérea, é possível que uma fiscalização menos rigorosa possa aumentar os riscos de uma entrada acidental. No caso da via terrestre, apesar dos CMGs não estarem presentes em nenhum país fronteiriço ao Brasil, passageiros portando material contaminado (manivas, mudas ou plantas ornamentais) podem chegar a algum país fronteiriço por via aérea ou marítima e em seguida entrar no Brasil por via terrestre portando material contaminado.

Inspeção e detecção

Levando-se em consideração as duas formas de introdução de CMGs no Brasil, os procedimentos de inspeção devem ser realizados nas bagagens de passageiros que chegam ao território brasileiro provenientes de países com relatos de CMGs, ou provenientes de outros países, mas que antes tenham passado por países com registro de CMGs. No caso da importação de plantas, a entrada do material no país deve seguir as normas legalmente estabelecidas para esse fim, visando evitar a entrada de moscas-brancas virulíferas nas plantas importadas, assim como também evitar a entrada de espécies de plantas infectadas com CMGs, obedecendo os trâmites quarentenários com a realização de testes diagnósticos.

A detecção dos CMGs deve ser preferencialmente realizada pela técnica da Reação em Cadeia a Polimerase (*Polymerase Chain Reaction*, PCR), que possibilita a detecção universal ou específica de CMGs dependendo dos oligonucleotídeos utilizados (Zhou et al., 1997; Alabi et al., 2008b).

Situação regulatória no mundo

Levantamento sobre a situação regulatória das espécies de CMGs no mundo, considerando os países com relevante produção de mandioca, indica que países como a China, Tailândia e Indonésia consideram esses vírus causadores do ACMD como pragas quarentenárias.

Antecedentes de intercepções

Ocorreu uma intercepção de mandioca infectada com ACMV no Brasil. Folhas de mandioca foram interceptadas na bagagem de um passageiro que desembarcava no Aeroporto Internacional do Rio de Janeiro (REF). Análise da amostra identificou a presença de ACMV (Ambrozevicius et al., 2000).

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

A introdução de CMGs no Brasil é possível, ainda mais pelo fato de já ter ocorrido uma intercepção de material vegetal infectado com ACMV (Ambrozevicius et al., 2000). Com o aumento do trânsito de pessoas e do comércio entre o Brasil e países com registro de CMGs, a probabilidade de introdução de material vegetal infectado ou mesmo do inseto vetor virulífero em plantas ornamentais aumenta.

No caso de uma introdução via material vegetal, a dispersão dos CMGs presentes na planta irá depender principalmente do inseto vetor. Apesar de *B. tabaci* estar amplamente difundida no Brasil infestando diversas culturas, levantamentos realizados entre 1999 e 2006 indicaram que as espécies de mosca-branca predominantemente encontradas colonizando a mandioca são *Aleurothrixus aepim*, *B. tuberculata* e *Trialeurodes variabilis*, mas também identificaram a presença de *B. tabaci* em plantas de mandioca em duas localidades (Oliveira; Lima, 2006). Na América Latina, há relatos da presença de *B. tabaci* em mandioca em Cuba, na República Dominicana e na Colômbia (Brown et al., 1995; Vásques et al., 1995; Carabali, 2004).

Apesar da aparente não adaptação ou não preferência de *B. tabaci* da América latina (denominadas de *B. tabaci* biótipo B) à mandioca, um estudo

mostrou a capacidade de adaptação de *B. tabaci* à cultura quando esta passou por hospedeiros intermediários como *Euphorbia pulcherrima* e *Jatropha gossypifolia* que pertencem à mesma família da mandioca (Carabali et al., 2005).

Estes dados indicam que apesar das populações de *B. tabaci* atualmente presentes na América Latina colonizarem ampla gama de hospedeiros, a mandioca parece ser um hospedeiro não apropriado ou não preferencial. Essa restrita capacidade de colonizar a mandioca tem sido apontada como a razão da ausência de begomovírus em mandioca na América do Sul (Costa; Russell, 1975; Bellotti; Arias, 2001). Entretanto, há o potencial para o surgimento de populações de *B. tabaci* adaptadas à mandioca, aumentando o risco de uma possível disseminação de CMGs que possam ser introduzidos no Brasil. Além disso, ao se adaptarem à mandioca, populações de mosca-branca poderão disseminar e transmitir outros begomovírus presentes em diferentes espécies de plantas para a mandioca, de forma similar ao que ocorreu na África quando da introdução da mandioca.

Potenciais consequências econômicas para o Brasil

A produção de mandioca no Brasil atingiu 23 milhões de toneladas em 2015 (IBGE, 2017). Um aspecto importante da cultura é que as microrregiões do país produzem e fornecem a mandioca e seus derivados (farinha e fécula) para os mercados locais. Isso confere não apenas um caráter econômico regional à cultura, mas também, grande importância em termos de segurança alimentar, pois para muitas famílias a mandioca é a principal fonte de renda e também a principal fonte alimentar (Souza et al., 2006).

Diante da importância da mandioca para o Brasil, a introdução e a disseminação de CMGs no país poderá causar sérios problemas, tanto econômicos quanto de segurança alimentar.

Considerando o valor da produção brasileira em 2016 de R\$10,3 bilhões (IBGE, 2017) e com base nos dados de perdas na produção observadas na África (19,6% a 27,8%), pode-se estimar um prejuízo entre R\$2-2,8 bilhões no valor bruto da produção, sem considerar possíveis aumentos nos custos de produção e as perdas nas agroindústrias decorrentes da redução da oferta da raiz. Importante ressaltar que as perdas econômicas podem ser ainda maiores,

levando-se em consideração que não se conhece o nível de tolerância, das variedades cultivadas no Brasil, à doença.

Além da mandioca, a presença de CMGs no Brasil poderá causar prejuízos em outras culturas hospedeiras, com destaque para o pinhão manso (mesma família botânica da mandioca), e potencialmente para culturas como a soja, o feijão e a mamona.

Referências

- ALABI, O. J.; OGBE, F. O.; BANDYOPADHYAY, R.; KUMAR, P. L.; DIXON, A. G. O.; HUGHES, J. D'A.; NAIDU, R. A. Alternate hosts of *African cassava mosaic virus* and *East African cassava mosaic Cameroon virus* in Nigeria. **Archives of Virology**, v. 153, p. 1743-1747, 2008a.
- ALABI, O. J.; KUMAR, P. L.; NAIDU, R. A. Multiplex PCR for the detection of African cassava mosaic virus and *East African cassava mosaic Cameroon virus* in cassava. **Journal of Virological Methods**, v. 154, p. 111-120, 2008b.
- ALBERGARIA, N. M. M. S.; CIVIDANES, F. J. Exigências térmicas de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v. 31, p. 59-363, 2002.
- AMBROZEVICIUS, L. P.; MELLO, R. N.; SANCHES, J. B.; ZERBINI, F. M. Detection of *African cassava mosaic virus* (ACMV) in cassava leaves intercepted at Galeão International Airport, Rio de Janeiro, Brazil. In: ENCONTRO NACIONAL DE VIROLOGIA, São Lourenço-MG. **Virus Reviews & Research**, v. 5. p. 191, 2000.
- APPIAH, A. S.; AMOATEY, H. M.; KLU, G. Y. P.; AFFUL, N. T.; AZU, E.; OWUSU, G. K. Spread of *African cassava mosaic virus* from cassava (*Manihot esculenta* Crantz) to physic nut (*Jatropha curcas* L.) in Ghana. **Journal of Phytology**, v. 4, p. 31-37, 2012.
- BELLOTTI, A. C.; ARIAS, B. Host plant resistance to whiteflies with emphasis on cassava ascense study. **Crop Protection**, v. 20, p. 813-823, 2001.
- BERRIE, L. C.; PALMER, K. E.; RYBICKI, E. P.; REY, M. E. C. Molecular characterization of a distinct South African cassava infecting geminivirus. **Archives of Virology**, v. 143, p. 2253-2260, 1998.
- BERRIE, L. C.; RYBICKI, E. P.; REY, M. E. Complete nucleotide sequence and host range of *South African cassava mosaic virus*: further evidence for recombination amongst begomoviruses. **Journal of General Virology**, v. 82, p. 53-58, 2001.

BOCK, K. R.; GUTHRIE, E. J.; MEREDITH, G. Distribution, host range, properties and purification of cassava latent virus, a geminivirus. **Annals of Applied Biology**, v. 90, p. 361-367, 1978.

BOCK, K. R.; GUTHRIE, E. J.; FIGUEIREDO, G. A strain of cassava latent virus occurring in coastal districts of Kenya. **Annals of applied Biology**, v. 99, p. 151-159, 1981.

BOCK, K. R.; WOODS, R. D. Etiology of African cassava mosaic disease. **Plant Disease**, v. 67, p. 994-995, 1983.

BROWN, J. K.; FROHLINCH, D. R.; ROSELL, R. C. The sweetpotato or silverleaf whiteflies: biotypes of *Bemisia tabaci* or two species complex. **Annual Review Entomology**, v. 40, p. 511-534, 1995.

BULL, S. E.; BRIDDON, R. W.; SSERUBOMBWE, W. S.; NGUGI, K.; MARKHAM, P. G.; STANLEY, J. Genetic diversity and phylogeography of cassava mosaic viruses in Kenya. **Journal of General Virology**, v. 87, p. 3053-3065, 2006.

CABI. **Cassava mosaic disease**. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 11 set. 2018.

CÁCERES, S. Moscas blancas del complejo *Bemisia tabaci* em cultivos hortícolas de Corrientes. Estrategias de manejo. **Jornada de Actualización**, p. 9-13, 2004.

CARABALI, A. **Potencial de resistencia de diferentes genótipos de yuca *Manihot esculenta* Crantz al "biotipo B" de Mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae)**. Cali: Universidad del Valle, 2004.

CARABALI, A.; BELLOTTI, A. C.; MONTOYA-LERMA, J.; CUELLAR, M. E. Adaptation of *Bemisia tabaci* biotype B (Gennadius) to cassava, *Manihot esculenta* (Crantz). **Crop Protection**, v. 24, p. 643-649, 2005.

COSTA, A. S.; RUSSELL, L. M. Failure of *Bemisia tabaci* to breed on cassava plants in Brazil (Homoptera: Aleyrodidae). **Ciência Cultivar**, v. 27, p. 388-390, 1975.

DUBERN, J. Transmission of African cassava mosaic geminivirus by the whitefly (*Bemisia tabaci*). **Tropical Science**, v. 34, p. 82-91, 1994.

ENI, A. O.; FASASI, D. K. Molecular detection of two cassava Begomoviruses in some parts of Southern Nigeria. **African Journal of Agricultural Research**, v. 8, p. 1350-1353, 2013.

FAUQUET, C.; FARGETTE, D. *African cassava mosaic virus*: etiology, epidemiology and control. **Plant Disease**, v. 74, p. 404–411, 1990.

FONDONG, V. N.; PITA, J. S.; REY, C.; BEACHY, R. N.; FAUQUET, C. M. First report of the presence of East African cassava mosaic virus in Cameroon. **Plant Disease**, v. 82, p. 1172, 1998.

FONDONG, V. N. The Search for Resistance to Cassava Mosaic Geminiviruses: How Much We Have Accomplished, and What Lies Ahead. **Frontiers in Plant Science**, v. 8, p. 408, 2017.

IBGE. **Produção Agrícola Municipal**. 2015. Disponível em: <<https://sidra.ibge.gov.br/tabela/5457>>. Acesso em: 23 out. 2017.

HARIMALALA, M.; LEFEUVRE, P.; DE BRUYN, A.; TIENDRÉBÉOGO, F.; HOAREAU, M.; VILLEMOT, J.; RANOMENJANAHARY, S.; ANDRIANJAKA, A.; REYNAUD, B.; LETT, J. M. A novel cassava-infecting begomovirus from Madagascar: cassava mosaic Madagascar virus. **Archives of Virology**, v. 157, p. 2027–2030, 2012.

HONG, Y. G.; ROBINSON, D. J.; HARRISON, B. D. Nucleotide sequence evidence for the occurrence of three distinct whitefly-transmitted geminiviruses in cassava. **Journal of General Virology**, v. 74, p. 2437–2443, 1993.

KARTHA, K. K.; GAMBORG, O. L. Elimination of Cassava mosaic disease by meristem culture. **Phytopathology**, v. 65, p. 826–828, 1975.

MARUTHI, M. N.; COLVIN, J.; SEAL, S.; GIBSON, G.; COOPER, J. Co-adaptation between cassava mosaic geminiviruses and their local vector populations. **Virus Research**, v. 86, p. 71–85, 2002.

MARUTHI, M.; SEAL, S.; COLVIN, J.; BRIDDON, R. W.; BULL, S. E. East African cassava mosaic Zanzibar virus – a recombinant begomovirus species with a mild phenotype. **Archives of Virology**, v. 149, p. 2365–2377, 2004.

MGBECHI-EZERI, J. U.; ALABI, O. J.; NAIDU, R. A.; LAVA KUMAR, P. First report of the occurrence of *African cassava mosaic virus* in soybean in Nigeria. **Plant Disease**, v. 92, n. 12, 2008.

MITTAL, D.; BORAH, B. K.; DASGUPTA, I. Agroinfection of cloned *Sri Lankan cassava mosaic virus* DNA to *Arabidopsis thaliana*, *Nicotiana tabacum* and cassava. **Archives of Virology**, v. 153, p. 2149–2155, 2008.

MONDE, G.; WALANGULULU, J.; WINTER, S.; BRAGARD, C. Dual infection by cassava begomoviruses in two leguminous species (Fabaceae) in Yangambi, Northeastern Democratic Republic of Congo. **Archives of Virology**, v. 155, p. 1865–1869, 2010.

MORALES, F. J.; JONES, P. G. The ecology and epidemiology of whitefly-transmitted viruses in Latin America. **Virus Research**, v. 100, p. 57–65, 2004.

NDUNGURU, J.; LEGG, J. P.; AVELING, T. A. S.; THOMPSON, G.; FAUQUET, C. M. Molecular biodiversity of cassava begomoviruses in Tanzania: evolution of cassava geminiviruses in Africa and evidence for East Africa being a center of diversity of cassava geminiviruses. **Virology Journal**, v. 2, n. 21, 2005.

NUNES, C.; LUCAS, E.; CODERRE, D. Diagnóstico sobre el conocimiento y manejo de *Bemisia tabaci* por los productores del norte nicargüense. **Manejo Integrado de plagas y Agroecología**, v. 76 p. 75–79, 2005.

OLIVEIRA, M. R. V.; SILVEIRA, C. C.; LIMA, L. H. C.; PAIVA, I. F.; LIRA, G. S.; LAGO, W. N.; QUEIROZ, P. R.; FERNANDES, E. R.; SANTOS, E. A. **Efeito da temperatura na viabilidade de Bemisia tabaci biótipo B, em plantas de melão**. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2003. 6 p. (Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Comunicado Técnico, 79).

OLIVEIRA, M. R. V.; LIMA, L. H. C. **Moscas-brancas na cultura da mandioca no Brasil**. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2006. 74 p. (Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Documentos, 186).

PALANISWAMI, M. S.; NAIR, R. R.; PILLAI, K. S.; THANKAPPAN, M. Whiteflies on cassava and its role as vector of cassava mosaic in India. **Journal of Root Crops**, v. 22, p. 1-8, 1996.

PATIL, B. L.; FAUQUET, C. M. Cassava mosaic geminiviruses: actual knowledge and perspectives. **Molecular Plant Pathology**, v. 10, p. 685–701, 2009.

PITA, J. S.; FONDONG, V. N.; SANGARE, A.; OTIM-NAPE, G. W.; OGWAL, S.; FAUQUET, C. M. Recombination, pseudorecombination and synergism of geminiviruses are determinant keys to the epidemic of severe cassava mosaic disease in Uganda. **Journal of General Virology**, v. 82, p. 655-665, 2001.

ROSSEL, H. W.; THOTTAPPILLY, G.; VAN LENT, J. M. W.; HUTTINGA, H. The etiology of cassava mosaic in Nigeria. In: FAUQUET, C.; FARGETTE, D. (Ed.). **Proceedings of International Seminar on African Cassava Mosaic Disease and its Control**. CTA, FAO, ORSTOM, IITA, IAPC publication, Yamoussoukro; Cote d'Ivoire, 1987.

ROTHENSTEIN, D.; BRIDDON, R. W.; HAIBLE, D.; STANLEY, J.; FRISCHMIRTH, T.; JESKE, H. Biolistic infection of cassava using cloned components of *Indian cassava mosaic virus*. **Archives of Virology**, v. 150, p. 1169–1175, 2005.

SAUNDERS, K.; SALIM, N.; MALIC, V. R.; MALATHID, V. G.; BRIDDON, R.; MARKHAM, P. G.; STANLEY, J. Characterization of *Sri Lankan Cassava Mosaic Virus* and *Indian Cassava Mosaic Virus*: Evidence for Acquisition of a DNA B Component by a Monopartite Begomovirus. **Virology**, v. 293, p. 63-74, 2002.

SOUZA, L. S.; FARIAS, A. R. N.; MATTOS, P. L. P.; FUKUDA, W. M. G. (Ed.). **Aspectos socioeconômicos e agrônômicos da mandioca**. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura Tropical, 2006. 817p.

STOREY, H. H., NICHOLS, R. F. W. Studies of the mosaic disease of cassava. **Annals. Applied Biology**, v. 25, p. 790-806, 1938.

SWANSON, M. M.; HARRISON, B. D. Properties, relationships and distribution of cassava mosaic geminiviruses. **Tropical Science**, v. 34, p. 15–25, 1994.

TIENDRÉBÉOGO, F.; LEFEUVRE, P.; HOAREAU, M.; HARIMALALA, M. A.; BRUYN, A.; VILLEMOT, J.; TRAORÉ, V. S. E.; KONATÉ, G.; TRAORÉ, A. S.; BARRO, N.; REYNAUD, B.; TRAORÉ, O.; LETT, J. M. Evolution of *African cassava mosaic virus* by recombination between bipartite and monopartite begomoviruses. **Virology Journal**, v. 9, p. 67, 2012.

THRESH, J. M.; OTIM-NAPE, G. W.; FARGETTE, D. The control of African cassava mosaic virus: phytosanitation and/or resistance? In: HADIDI, A.; KHETARPAL, R. K.; KOGANEZAWA, H. (Ed.). **Plant Virus Disease Control**. St Paul, Minnesota, USA: APS Press, 1998. p. 670-677.

THRESH, J. M.; COOTER, R. J. Strategies for controlling cassava mosaic virus disease in Africa. **Plant Pathology**, v. 54, p. 587-614, 2005.

VÁSQUEZ, L. L.; JIMÉNEZ, R.; IGLESIA, M.; MATEO, A.; LOPEZ, D.; VERA, E. R. Moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) detectadas en los principales cultivos agrícolas de Cuba. **Manejo Integrado Plagas**, v. 36, p. 18–21, 1995.

ZHANG, P.; VANDERSCHUREN, H.; FUTTERER, J.; GRUISSEM, W. Resistance to cassava mosaic disease in transgenic cassava expressing antisense RNAs targeting virus replication genes. **Plant Biotechnology Journal**, v. 3, p. 385–397, 2005.

ZHOU, X.; LIU, Y.; CALVERT, L.; MUNOZ, C.; OTIM-NAPE, G. W.; ROBINSON, D. J.; HARRISON, B. D. Evidence that DNA-A of a geminivirus associated with severe cassava mosaic disease in Uganda has arisen by interspecific recombination. **Journal of General Virology**, v. 78, p. 2101–2111, 1997.

ZHOU, X.; ROBINSON, D. J.; HARRISON, B. D. Types of variation in DNA-A among isolates of East African cassava mosaic virus from Kenya. Malawi and Tanzania. **Journal of General Virology**, v. 79, p. 2835-2840, 1998.

Capítulo 25

Plum pox virus (PPV) (Potyviridae: Potyvirus)

MÁRCIO MARTINELLO SANCHES, FERNANDA RAUSCH FERNANDES

Identificação da praga

Nome científico:

- *Plum pox virus* (PPV).

Posição taxonômica

- **Família:** *Potyviridae*.
- **Gênero:** *Potyvirus*.

Sinonímias

- *Annulus pruni*.
- *Prunus virus 7*.
- *Sharka virus*.

Hospedeiros

Cichorium sp., *Cirsium arvense*, *Clematis* sp., *Convolvulus arvensis*, *Euonymus europaeus*, *Juglans regia*, *Ligustrum vulgare*, *Prunus americana*, *Prunus andersonii*, *Prunus angustifolia*, *Prunus armeniaca*, *Prunus avium*, *Prunus besseyi*, *Prunus blireana*, *Prunus cerasifera*, *Prunus cerasus*, *Prunus cistena*, *Prunus davidiana*, *Prunus domestica*, *Prunus dulcis*, *Prunus emarginata*, *Prunus fruticosa*, *Prunus glandulosa*, *Prunus hortulana*, *Prunus humilis*, *Prunus ilicifolia*, *Prunus incam*, *Prunus incisa*, *Prunus japonica*, *Prunus laurocerasus*, *Prunus lyonii*, *Prunus maackii*, *Prunus mahaleb*, *Prunus marianna*, *Prunus maritima*, *Prunus mexicana*, *Prunus mume*, *Prunus nigra*, *Prunus padus*, *Prunus pensylvanica*, *Prunus persica*, *Prunus pumila*, *Prunus salicina*, *Prunus sargentii*, *Prunus serotina*, *Prunus serrulata*, *Prunus spinosa*, *Prunus subhirtella*, *Prunus tenella*, *Prunus tomentosa*, *Prunus triloba*, *Prunus virginiana*, *Prunus yedoensis*, *Rorippa sylvestris*, *Solanum nigrum*, *Sonchus* sp., *Taraxacum officinale*, *Trifolium* sp. (Garcia et al., 2014; Damsteegt et al., 2007; Cabi, 2017).

Distribuição geográfica da praga

- **Europa:** Albânia, Alemanha, Áustria, Bélgica, Bielorrússia, Bósnia-Herzegovina, Bulgária, Chipre, Croácia, Dinamarca, Eslováquia, Eslovênia, Espanha, Finlândia, França, Grécia, Holanda, Hungria, Itália, Letônia, Lituânia, Luxemburgo, Moldávia, Montenegro, Noruega, Polônia, Portugal, Reino Unido, República Checa, Romênia, Rússia, Sérvia, Suíça, Ucrânia.
- **América:** Argentina, Canadá, Chile, Estados Unidos, México.
- **Ásia:** Cazaquistão, China, Coreia, Índia, Irã, Israel, Japão, Jordânia, Paquistão, Síria, Turquia.
- **África:** Egito e Tunísia (Cabi, 2017; Loera-Muro et al., 2017) (Figura 1).

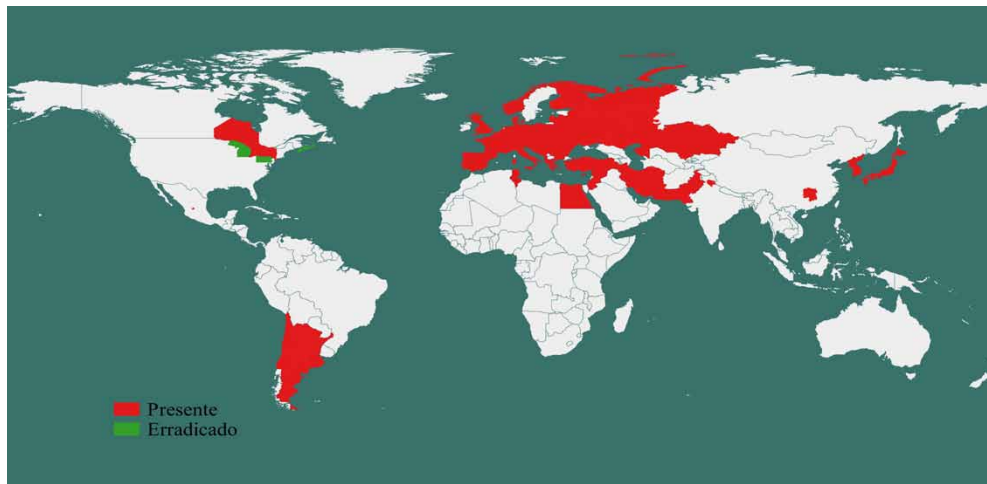


Foto: Marcelo Negrini

Figura 1. Distribuição geográfica de *Plum pox virus* (PPV).

Biologia da praga

Ciclo biológico da praga

O *Plum pox virus* possui partículas alongadas e flexuosas ao microscópio eletrônico de transmissão, com tamanho de 725-760 nm por 20 nm. As partículas não apresentam envelope, sendo constituídas de ácido nucleico (RNA sentido positivo) ligado covalentemente à proteína VPg e capa proteica. Na planta infectada o vírus pode ser encontrado em brotações jovens, folhas, raízes, botões florais, flores, frutos e caules (Glasa; Candresse, 2005; Garcia et al., 2014).

Estratégias reprodutivas da praga

As plantas de *Prunus* são a principal fonte de inóculo. O vírus é transmitido a partir de plantas infectadas por enxertia ou por afídeos vetores de maneira não-persistente. Os principais vetores são *Aphis spiraeicola*, *Hyalopterus pruni* e *Myzus persicae* (Cambra et al., 2006a; Gildow et al., 2004; Labonne; Dallot, 2006). A distribuição do vírus na planta é considerada muito irregular (Cabi, 2017). Há relatos da transmissão do vírus por sementes de damasco, pêsego e ameixa (Németh; Kolber, 1982;

1983). No entanto, Pasquini e Barba (2006) não encontraram evidência de transmissão por sementes em *Prunus*.

Tipo de dispersão

A disseminação a longa distância ocorre através de material de propagação infectado, principalmente estacas e mudas. A introdução do material de propagação infectado é seguida da disseminação natural e local por afídeos (Garcia et al., 2014). O número de plantas que serão infectadas no pomar é diretamente relacionado ao número de afídeos alados. Estes afídeos provam folhas de plantas infectadas e em seguida voam para outras plantas do pomar, transmitindo o vírus. Alguns vetores como *P. humuli* podem transmitir até 3 horas após a aquisição do vírus (Krczal; Kunze, 1972). O padrão de dispersão pode ser diferente de acordo com a combinação da estirpe do vírus e da espécie ou cultivar do hospedeiro. Em alguns casos, como na França, foi observado que 90% das plantas doentes estavam a 200 metros das primeiras infecções, mas disseminação natural a mais de 600 metros da fonte inicial também foi registrada (Labonne; Dallot, 2006). Infecções com um padrão inicial completamente randômico e posteriormente com uma distribuição uniforme no pomar também foram relatadas (Varveri, 2006).

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas.

O principal mecanismo de sobrevivência é no interior dos tecidos das plantas hospedeiras. O vírus pode permanecer em latência por muitos meses após a inoculação em um hospedeiro e a infecção sistêmica em hospedeiros lenhosos pode levar anos para ocorrer (Eppo, 1983). No afídeo vetor o período de sobrevivência é curto, por se tratar de transmissão não-circulativa e não-persistente. Não há transmissão para a progênie e após a aquisição do vírus pelo vetor o vírus permanece infectivo por cerca de uma hora no vetor (Sharco, 2017).

Condições edafoclimáticas ideais para o desenvolvimento

As condições são as mais adequadas ao desenvolvimento dos hospedeiros e vetores. De acordo com Cabi (2017), o clima mais adequado é o

temperado/mesotermal com temperatura média no mês mais frio entre 0 °C e 18 °C. As temperaturas médias máximas no mês mais quente entre 30 °C e 40 °C. O regime ideal de chuvas é uniforme, com no máximo dois meses com pluviosidade inferior a 40 mm e limite máximo de 900 mm de chuva ao ano.

Adaptabilidade: plasticidade

O vírus apresenta oito estirpes (An, T, M, Rec, D, EA, W, W3174, C, CR) (Garcia et al., 2014) os quais são claramente distinguíveis sob a perspectiva sorológica e molecular, porém as diferenças de patogenicidade, gama de hospedeiro e epidemiologia entre essas estirpes ainda não estão totalmente esclarecidas.

Sintomas, sinais e danos

Os sintomas de PPV podem ocorrer nas folhas, ramos, tronco, pétalas, frutos e caroços. Eles são geralmente distintos em folhas na época da brotação e inclui descoloração suave verde-clara, manchas cloróticas, anéis ou faixas, clareamento de nervuras, amarelecimento e deformação foliar. Sintomas em flores podem ocorrer nas pétalas (descoloração). Frutos infectados apresentam manchas cloróticas, anéis levemente amarelados ou padrões de riscas. Frutos também podem se tornar deformados ou de tamanho irregular e podem desenvolver áreas marrons ou necróticas sob os anéis. Plantas de ameixa europeia e damasco podem apresentar queda prematura dos frutos, enquanto que ameixeira japonesa e pessegueiros apresentam anéis nos frutos. Os caroços de damasco infectados apresentam típicos anéis pálidos ou manchas. Plantas de cereja apresentam frutos irregulares e queda prematura de frutos. Algumas hospedeiras, como amêndoas podem não apresentar sintomas (Garcia et al., 2014). Os sintomas também podem ser variáveis de acordo com a época do ano e das cultivares e estirpes do vírus. Algumas cultivares podem apresentar perdas de 100% (Kegler; Hartmann, 1998; Németh, 1994). Os frutos, quando produzidos, apresentam baixo teor de açúcar e são inviáveis comercialmente. Os custos diretos causados por perdas de produção foram estimados em 5,4 bilhões de euros ao longo de 30 anos na Europa e de 126 milhões de euros ao longo de 20 anos no Japão. Os custos para gerenciamento da doença em todo o mundo durante 30 anos foram estimados em 10 bilhões de euros, excluindo-se os custos de perdas indiretas com comércio (Cambra et al., 2006b).

Métodos de controle

As medidas de exclusão são as principais para áreas onde o vírus ainda não ocorre. Estas incluem a inspeção rigorosa e/ou regulamentação do material importado (quarentena). Nas regiões onde a doença ocorre, uma série de medidas de controle são sugeridas. Estas incluem a produção de mudas com certificação; inspeção anual de pomares e viveiros; erradicação de plantas doentes dos pomares; controle de populações de afídeos, especialmente na época de revoada, visando diminuir a taxa de progresso da doença; utilização de material com resistência ao vírus (Cabi, 2017; Sharco, 2017). Poucas fontes de resistência natural ao PPV têm sido encontradas em *Prunus* para o melhoramento convencional. Alguns materiais obtidos via engenharia genética tem apresentado resultados promissores de resistência ao PPV (Garcia et al., 2014).

Métodos de produção de material propagativo

Na Europa, as seguintes medidas são recomendadas: produção de mudas livre de vírus deve ser garantida pela indexação das plantas-mães e pela seleção de enxertos e porta-enxertos isentos de vírus. Os produtores comerciais e viveiristas devem comercializar apenas mudas com certificação de ausência de vírus. Os pomares e viveiros devem ser anualmente inspecionados e regularmente testados para presença de PPV (Sharco, 2017). A utilização de ápices caulinares após intenso subcultivo *in vitro* não foi suficiente para eliminação de PPV em plantas de ameixa (Mainardi et al., 1992). Também não houve sucesso na eliminação de PPV após cultivo *in vitro* de damasco (Hauptmanová; Polák, 2011), porém os autores observaram sucesso após tratamento com ribavirin no cultivo *in vitro* de plantas de ameixa e damasco. Knapp et al. (1995) relataram sucesso no tratamento com termoterapia aliada à cultura de meristema *in vitro* para eliminação de PPV em damasco.

Processo pós-colheita/transformação primária

Não se aplica.

Condicionamento e transporte

A EPPO (European and Mediterranean Plant Protection Organization) recomenda que todo o material importado (exceto sementes) seja proveniente de campos sujeitos à inspeção durante a estação de crescimento. Se o vírus está presente no país exportador, essa inspeção também deve englobar áreas próximas ao campo, e o material deve ser derivado de plantas-mães testadas (Eppo, 1990).

Vias de ingresso

A dispersão ocorre através do transporte de partes de plantas infectadas ou por meio de várias espécies de afídeos vetores (*Aphis craccivora*, *Aphis fabae*, *Aphis gossypii*, *Aphis hederae*, *Aphis spiraeicola*, *Brachycaudus cardui*, *Brachycaudus helichrysi*, *Brachycaudus persicae*, *Hyalopterus pruni*, *Metopolophium dirhodum*, *Myzus persicae*, *Myzus varians*, *Phorodon humuli*, *Rhopalosiphum padi*) (Gildow et al., 2004; Glasa; Candresse, 2005; Cabi, 2017). A transmissão é do tipo não-persistente. Os afídeos podem adquirir o vírus a partir de folhas infectadas, flores ou frutos em períodos de tempo muito curtos (segundos a minutos) e podem transmiti-lo a novas plantas em poucos minutos. Não existe um período latente no inseto. A doença ocorre aleatoriamente nos pomares. Após 2-3 anos (possivelmente mais cedo em pomares de pêssegos), a infecção começa a se espalhar a partir das primeiras plantas infectadas (Llácer et al., 1986). A transmissão via enxerto pode contribuir significativamente para a disseminação do vírus em áreas infectadas se o material a ser utilizado não for certificado. A disseminação do vírus entre áreas ou países ocorre mais frequentemente em material de plantio não certificado (Diekmann; Putter, 1996).

O PPV já foi detectado no tegumento de sementes e em cotilédones, mas os tecidos embrionários e plântulas oriundas dessas sementes germinadas nunca apresentaram sintomas e os testes de ELISA e PCR foram negativos. Dessa forma, nenhum isolado de PPV reconhecido foi transmitido por sementes, de modo que a transmissão vertical (de plantas infectadas para a sua progênie) não ocorre (Pasquini; Barba, 2006).

Inspeção e detecção

A Eppo (2004) disponibiliza um protocolo de diagnóstico padrão para PPV. Cambra et al. (2006a) e Olmos et al. (2006) revisaram os métodos sorológicos e moleculares desenvolvidos para a detecção e caracterização de PPV.

A detecção de PPV pode ser realizada por meio de testes biológicos, sorológicos ou moleculares; já a identificação requer um teste sorológico ou molecular (por exemplo, durante o diagnóstico de rotina da praga amplamente estabelecida em um país). Nos casos em que a organização de proteção de plantas de um país ou região requer confiança adicional na identificação do PPV (por exemplo, detecção em uma área onde o vírus não é conhecido ou detecção em uma remessa originária de um país onde a praga é declarada ausente), outros testes podem ser requeridos. Quando a identificação inicial for feita usando um método molecular, os testes subsequentes devem usar técnicas sorológicas e vice-versa. Testes adicionais também podem ser feitos para identificar a estirpe de PPV presente utilizando-se testes sorológicos com anticorpos monoclonais ou RT-PCR seguido de sequenciamento. Em todos os casos, os controles positivos e negativos devem ser incluídos nos testes. A decisão de testar plantas individuais ou múltiplas depende da concentração viral nas plantas e do nível de confiança exigido pela autoridade nacional competente.

A seleção de amostra apropriada para análise é crítica para a detecção de PPV. A amostragem deve levar em consideração a biologia viral e as condições climáticas locais, em particular aquelas durante a estação de crescimento. Se houver sintomas típicos, devem ser coletadas flores, folhas ou frutos que apresentem sintomas. Em plantas assintomáticas, as amostras devem ser retiradas de brotos de pelo menos um ano, com folhas maduras ou folhas totalmente expandidas localizadas no meio de cada um dos ramos principais (a detecção não é confiável em rebentos com menos de um ano de idade). As amostras devem ser coletadas de, pelo menos, quatro locais diferentes (por exemplo, quatro ramos ou quatro folhas) em cada planta. Isso é crítico por causa da distribuição desigual do PPV. O material vegetal deve, de preferência, ser coletado a partir das partes internas do dossel da árvore. Na primavera, as amostras podem ser flores, brotos com folhas ou frutos totalmente expandidos. No verão e no outono, as folhas maduras e a pele

de frutos maduros coletados do campo de locais de armazenamento podem ser usadas para análise. Flores, folhas, rebentos e pele de frutos podem ser armazenados a 4 °C por não mais de 10 dias antes do processamento para a análise. Os frutos podem ser armazenados durante um mês a 4 °C antes do processamento.

As principais plantas indicadoras utilizadas para indexação PPV são mudas de *P. cerasifera* cv. GF31, *P. persica* cv. GF305, *P. persica* × *P. davidiana* cv. Nemaguard, ou *P. tomentosa*. As ilustrações de sintomas causados por PPV em plantas indicadoras podem ser encontradas em Damsteegt et al. (1997, 2007) e Gentit (2006). O método é amplamente utilizado nos esquemas de certificação e é considerado um método sensível de detecção. No entanto, não é um teste rápido (o desenvolvimento de sintomas requer várias semanas após a inoculação), só pode ser usado para testar o broto, requer instalações dedicadas, como estufa com temperatura controlada, e os sintomas observados podem ser confundidos com os de outros agentes transmissíveis por enxertia. Além disso, existem variantes do vírus que não induzem sintomas e, portanto, não são detectáveis em plantas indicadoras. ELISA é altamente recomendado para a análise de uma grande número de amostras sendo o TAS-ELISA (triple-antibody sandwich) com o anticorpo monoclonal 5B-IVIA indicado para a detecção de todas as estirpes de PPV com confiabilidade, especificidade e sensibilidade (Cambra et al., 2006a). O sistema convencional DAS-ELISA (double-antibody sandwich) deve ser aplicado utilizando kits baseados no anticorpo monoclonal específico 5B-IVIA ou anticorpos policlonais que demonstraram detectar todas as cepas de PPV sem reagir de forma cruzada com outros vírus ou material vegetal sadio (Cambra et al., 2006a; Capote et al., 2009). As técnicas sorológicas são utilizadas especialmente para testes em grande escala. No entanto, os métodos moleculares, são mais sensíveis do que técnicas sorológicas. A RT-PCR para a detecção de PPV pode ser realizada com os oligonucleotídeos de Wetzel et al. (1991), que foram desenvolvidos a partir de isolados mediterrâneos (Chipre, Egito, França, Grécia, Espanha e Turquia). Já o método de Levy e Hadidi (1994) foi avaliado utilizando-se isolados de PPV provenientes do Egito, França, Alemanha, Grécia, Hungria, Itália, Espanha e Romênia. Outros métodos têm sido desenvolvidos para análises de RT-PCR simples ou multiplex (James et al., 2003; Mavrodieva; Levy, 2004). O uso de RT-PCR em tempo real (RT-qPCR) evita a necessidade de qualquer processamento pós-amplificação

(por exemplo, eletroforese em gel) e, portanto, é mais rápido com menos oportunidades de contaminação do que a PCR convencional. RT-qPCR pode ser utilizada nos sistemas TaqMan ou SYBR Green I. Dois métodos baseados em TaqMan foram descritos para a detecção universal de PPV (Schneider et al., 2004; Olmos et al., 2004, 2006).

Situação regulatória no mundo

O PPV é uma praga quarentenária A2 pela EPPO (Eppo, 1983, 1990, 2004). Também é uma praga regulamentada pelo IAPSC (Inter-African Phytosanitary Council) e NAPPO (North American Plant Protection Organization) (Foster; Hadidi, 1998; Thompson, 1998). Na região da EPPO, apresenta um grande risco para damascos (*Prunus armeniaca*), ameixas e pêssegos (*Prunus persica*) em muitos países onde a praga ainda está ausente ou com distribuição muito localizada (Diekmann; Putter, 1996). Além disso, sua presença em um país cria dificuldades para a exportação de material de plantio certificado. Foi preparado um procedimento de quarentena da EPPO para PPV (Eppo, 1992). Németh (1994), Kegler e Hartmann (1998) e Nemchinov et al. (1998) analisaram a importância da sharka na produção europeia de frutos de caroço. Sharka é particularmente grave nas áreas frutíferas da Europa Central e Oriental. Durante a última década, tem se espalhado progressivamente para alguns países do Mediterrâneo, como o Egito (Wetzel et al., 1991, Mazyad et al., 1992), Espanha (Llácer et al., 1985) e Portugal (Louro; Monte Corvo, 1986). Também foi relatada no Chile (Herrera et al., 1998) e recentemente, Loera-Muro et al. (2017) fizeram o primeiro relato do PPV no México em pêra.

Antecedentes de intercepções

O PPV é ocasionalmente interceptado em plantas frutíferas importadas para os EUA provenientes da Europa Oriental (Waterworth, 1994). As anteras contaminadas com PPV podem potencialmente desempenhar um papel na disseminação do vírus em nível nacional e internacional (Levy et al., 1995), uma vez que o vírus está presente nesses órgãos. No entanto, esta possibilidade nunca foi documentada na prática. Recentemente o PPV foi interceptado no Brasil (Rezende et al., 2016).

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

Embora seja difícil controlar a disseminação em uma determinada área por causa dos afídeos vetores, a disseminação a longa distância pode ser controlada por meio de medidas quarentenárias rigorosas e uso de mudas provenientes de viveiros certificados. O movimento do material vegetal propagativo infectado é a principal maneira pela qual o PPV é disseminado a longas distâncias. A transmissão por enxertia pode contribuir significativamente para a disseminação viral se o material de plantio a ser utilizado não for certificado. O maior impacto causado pelo PPV é econômico. A infecção viral pode levar a perdas consideráveis de produtividade, atingindo 83%-100% em variedades altamente suscetíveis. Pêssegos produzidos no Chile e comercializados em Piracicaba (SP) com sintomas característicos de 'sharka' foram encontrados por pesquisadores da ESALQ/USP em abril de 2014. Uma série de análises foi realizada e chegou-se à conclusão que os frutos estavam infectados com o PPV, sendo que o relato foi publicado na edição de fevereiro de 2016 da revista *Plant Disease* (Rezende et al., 2016). Segundo os autores, a possibilidade de transmissão de PPV para plantas de *Prunus* a partir destes frutos infectados é baixa, mas existe, especialmente através do afídeo *Myzus persicae*. A norma que trata da importação de frutas de caroço *in natura*, tais como pêssego, ameixa, cereja, damasco e nectarina oriundos da Argentina, Chile, Espanha, EUA, Irã, Israel, Itália, Portugal e Turquia (IN 17/2016) foi atualizada pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) em 17/2/2017 (IN 5/2017).

Referências

- CABI. **Plum pox virus**. In: *Invasive Species Compendium*. Wallingford, UK: CAB International, 2018. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 28 set. 2018.
- CAMBRA, M.; CAPOTE, N.; CAMBRA, M. A.; LLÁCER, G.; BOTELLA, P.; LÓPEZ-QUÍLEZ, A. Epidemiology of sharka disease in Spain. **EPPO Bulletin**, v. 36, p. 271–275, 2006a.
- CAMBRA, M.; CAPOTE, N.; MYRTA, A.; LLÁCER, G. *Plum pox virus* and the estimated costs associated with sharka disease. **EPPO Bulletin**, v. 36, p. 202–204, 2006b.
- CAPOTE, N.; BERTOLINI, E.; OLMOS, A.; VIDAL, E.; MARTÍNEZ, M. C.; CAMBRA, M. . Direct sample preparation methods for detection of *Plum pox virus* by real-time RT-PCR. **International Microbiology**, v. 12, p. 1-6, 2009.

DAMSTEEGT, V. D.; SCORZA, R.; STONE, A. L.; SCHNEIDER, W. L.; WEBB, K.; DEMUTH, M.; GILDOW, F. E. *Prunus* host range of Plum pox virus (PPV) in the United States by aphid and graft inoculation. **Plant Disease**, v. 91, n. 1, p. 18-23, 2007.

DAMSTEEGT, V. D.; WATERWORTH, H. E.; MINK, G. I.; HOWELL, W. E.; LEVY, L. . *Prunus tomentosa* as a diagnostic host for detection of *Plum pox virus* and other *Prunus* viruses. **Plant Disease**, v. 81, p. 329–332, 1997.

DIEKMANN, M.; PUTTER, C. A. J. **Stone Fruits**. Rome: FAO/IPGRI technical guidelines for the safe movement of germplasm, 1996. 111 p. (n. 16).

EPPO. Data sheets on quarantine organisms. **EPPO Bulletin**, v. 13, n. 1, 1983.

EPPO. **Specific quarantine requirements**. Paris, France: European and Mediterranean Plant Protection Organization, 1990. (EPPO Technical Documents, 1008).

EPPO. Certification schemes. Virus free or virus tested fruit trees and rootstocks. Part III – Testing methods for viruses of fruit trees present in the EPPO region. **EPPO Bulletin**, v. 22, p. 265-275, 1992.

EPPO. Standard PM 7/32 Plum pox potyvirus. **EPPO Bulletin**, v. 34, p. 247-256. 2004.

FOSTER, J. A.; HADIDI, A. Exclusion of plant viruses. In: HADIDI, A.; KHETARPAL, R. K.; KOGANEZAWA, H. (Ed.). **Plant Virus Disease Control**. St Paul, Minnesota, USA: APS Press, 1998. p. 208-229.

GARCIA, J. A.; GLASA, M.; CAMBRA, M.; CANDRESSE, T. *Plum pox virus* and sharka: a model potyvirus and a major disease. **Molecular Plant Pathology**, v. 15, n. 3, p.226-241, 2014.

GENTIT, P. Detection of *Plum pox virus*: biological methods. **EPPO Bulletin**, v. 36, p. 251–253, 2006.

GILDOW, F.; DAMSTEEGT, V.; STONE, A.; SCHNEIDER, W.; LUSTER, D.; LEVY, L. Plum pox in North America: identification of aphid vectors and a potential role for fruit in virus spread. **Phytopathology**, v. 94, p. 868–874, 2004.

GLASA, M.; CANDRESSE, T. **Plum pox virus**. AAB Descriptions of Plant Viruses, No. 410. UK: Association of Applied Biologists, 2005. Disponível em: <<http://www.dpvweb.net/dpv/showdpv.php?dpvno=410>>. Acesso em: 11 set. 2017.

HAUPTMANOVÁ, A.; POLÁK, J. The elimination of Plum pox virus in plum cv. Bluefree and apricot cv. Hanita by chemotherapy of in vitro cultures. **Horticultural Science**, Prague, v. 38, p. 49–53, 2011.

HERRERA, G.; SEPULVEDA, P.; MADARIAGA, M. Survey of sharka disease (plum pox virus) on stone fruit trees in Chile. **Acta Horticulturae**, v. 472, p.393-399, 1998.

JAMES, D.; VARGA, A.; THOMPSON, D.; HAYES, S. Detection of a new and unusual isolate of Plum pox virus in plum (*Prunus domestica*). **Plant Disease**, v. 87, n. 9, p. 1119-1124, 2003.

KEGLER, H.; HARTMANN, W. Present status of controlling conventional strains of plum pox virus. In: HADIDI, A.; KHETARPAL, R. K.; KOGANEZAWA, H. (Ed.). **Plant Virus Disease Control**. St Paul, Minnesota, USA: APS Press, 1998. p. 616-628.

KNAPP, E.; HANZER, V.; WEISS, H.; DA CAMARA MACHADO, A.; WEISS, B.; WANG, Q.; KATINGER, H.; DA CAMARA MACHADO, M. L. New aspects of virus elimination in fruit trees. **Acta Horticulturae**, v. 386, p. 409-418, 1995.

KRCZAL, H.; KUNZE, L. Investigations on the transmission of the sharka virus by aphids. **Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin-Dahlem**, v. 144, p.71-83, 1972.

LABONNE, G.; DALLOT, S. Epidemiology of sharka disease in France. **EPPO Bulletin**, v. 36, p. 267–270, 2006.

LLÁCER, G.; CAMBRA, M.; LAVINA, A. Detection of plum pox virus in Spain. **EPPO Bulletin**, v. 15, n. 3, p. 325-329, 1985.

LLÁCER, G.; CAMBRA, M.; LAVINA, M.; ARAMBURA, J. Investigation on plum pox (sharka) virus in Spain. **Acta Horticulturae**, v. 193, p. 155-158, 1986.

LEVY, L.; HADIDI, A. A simple and rapid method for processing tissue infected with plum pox potyvirus for use with specific 3'non-coding region RT-PCR assays. **EPPO Bulletin**, v. 24, p. 595–604, 1994.

LEVY, L.; HADIDI, A.; KELBER, M.; TOKES, G.; NEMETH, M. 3' Non-coding region RT-PCR detection and molecular hybridization of *Plum pox virus* in anthers of infected stone fruit. **Acta Horticulturae**, v. 386, p.331-339, 1995.

LOERA-MURO, A.; GUTIERREZ-CAMPOS, R.; DELGADO, M.; HERNANDEZ-CAMACHO, S.; HOLGUIN-PEÑA, R. J. Identification of *Plum pox virus* causing sharka disease on peach (*Prunus persicae* L.) in Mexico. **Canadian Journal of Plant Pathology**, v. 39, p. 83-86, 2017.

LOURO, D.; MONTE CORVO, L. Occurrence of sharka in Portugal. **Acta Horticulturae**, v. 193, p. 183-187, 1986.

MAINARDI, M.; GILLI, G.; TRIOLO, E.; TRIOLO, R. **Advances in Horticultural Science**, v. 6, n. 4, p. 173-175, 1992.

MAVRODIEVA, V. A.; LEVY, L. Real-time RT-PCR of PPV with R.A.P.I.D. a field-hardened PCR unit for in-field detection. **Acta Horticulturae**, v. 657, p. 141-147, 2004.

MAZYAD, H. M.; NAKHLA, M. K.; ABO ELELA, A.; EL HAMMADY, M. H. Occurrence of plum pox (sharka) virus on stone fruit trees in Egypt. **Acta Horticulturae**, v. 309, p. 119-124, 1992.

NEMCHINOV, L.; HADIDI, A.; KELBER, M.; NEMETH, M. Molecular evidence for the occurrence of plum pox virus cherry subgroup in Hungary. **Acta Horticulturae**, v. 472, p. 503-508, 1998.

NEMETH, M. History and importance of plum pox in stone-fruit production. **Bulletin OEPP**, v. 24, n. 3, p. 525-536, 1994.

NÉMETH, M; KOLBER, M. Additional evidence on seed transmission of plum pox virus in apricot, peach and plum proved by ELISA. **Acta Horticulturae**, v. 130, p. 293-299, 1982.

NÉMETH, M; KOLBER, M. Additional evidence on seed transmission of plum pox virus in apricot, peach and plum proved by ELISA. **Acta Horticulturae**, v. 130, p. 253, 1983.

OLMOS, A.; BERTOLINI, E.; GIL, M.; CAMBRA, M. Real-time RT-PCR for quantitative detection of Plum pox virus. **Acta Horticulturae**, v. 657, p. 149-153, 2004.

OLMOS, A.; CAPOTE, N.; CANDRESSE, T. Detection and characterization of Plum pox virus: molecular methods. **Bulletin OEPP**, v. 36, p. 262-266, 2006.

PASQUINI, G.; BARBA, M. The question of seed transmission of plum pox virus. **Bulletin OEPP**, v. 36, p. 287-292, 2006.

REZENDE, J. A. M.; CAMELO, V. M.; KITAJIMA, E. W. First Report on Detection of Plum pox virus in Imported Peach Fruits in Brazil. **Plant Disease**, v. 100, n. 4, p. 869, 2016.

SCHNEIDER, W. L.; SHERMAN, D. J.; STONE, A. L.; DAMSTEEGT, V. D.; FREDERICK, R.D. Specific detection and quantification of Plum pox virus by real-time fluorescent reverse transcription-PCR. **Journal of Virological Methods**, v. 120, p. 97-105, 2004.

SHARCO project. **Plum Pox Virus (Sharka) on stone fruits leaflet**. Disponível em: <<http://www.sharco.eu/Accueil/The-SharCo-Project>>. Acesso em: 11 set. 2017.

THOMPSON, D. A. The role of NAPPO in fruit crop virus testing and certification. **Acta Horticulturae**, v. 472, p. 747-750, 1998.

VARVERI, C. Epidemiology of *Plum pox virus* strain M in Greece. **EPPO Bulletin**, v. 36, p. 276-278, 2006.

WATERWORTH, H. E. Viruses detected in stone fruit germplasm entering the United States. **HortScience**, v. 8, n. 29, p. 917, 1994.

WETZEL, T.; CANDRESSE, T.; RAVELONANDRO, M.; DUNEZ, J. A polymerase chain reaction assay adapted to plum pox potyvirus detection. **Journal of Virological Methods**, v. 3, n. 33, p.355-365, 1991.

Capítulo 26

Tomato ringspot virus (ToRSV) (Picornavirales: Secoviridae)

MIRTES FREITAS LIMA, ALICE KAZUKO INOUE-NAGATA

Identificação da praga

Nome científico

- *Tomato ringspot virus*.

Acrônimo

- ToRSV.

Posição taxonômica

Virus; duas moléculas de RNA fita simples, senso positivo, proteína VPg codificada pelo vírus ligada à extremidade 5' e calda poly(A) na extremidade 3'; o formato da partícula viral é esférico, com 28 nm em diâmetro; Ordem: *Picornavirales*; Família: *Secoviridae*; Subfamília: *Comovirinae*; Gênero: *Nepovirus* (Subgrupo C).

Sinonímias

Blackberry (Himalaya) mosaic virus; Euonymus chlorotic ringspot virus; Euonymus ringspot virus; Grape yellow vein virus; Grapevine yellow vein virus; Nicotiana 13 virus; Nicotiana virus 13; Peach yellow bud mosaic virus; Peach stem pitting virus; Prune brown line virus; Prunus stem pitting virus; Red currant mosaic virus; Tomato ringspot virus – raspberry 2; Tobacco ringspot virus nº2; Tomato ringspot nepovirus; Tomato ringspot virus; Winter peach mosaic virus.

Hospedeiros

Isolados de ToRSV ocorrem naturalmente em plantas perenes e ornamentais. O vírus foi primeiramente relatado em fumo em 1936. Dentre as espécies hospedeiras naturais destacam-se amora do ébano (*Rubus laciniatus*), cassia (*Ribes nigrum*), cereja (*Prunus* spp.) e outros *Prunus* spp., dente-de-leão (*Taraxacum officinale*), framboesa (*Rubus idaeus*), freixo (*Fraxinus americana*), gladiolo (*Gladiolus* spp.), groselha (*Ribes rubrum*), hortência (*Hydrangea* spp.), maçã (*Malus domestica*), morango (*Fragaria* spp.), morugem (*Stellaria media*), nectarina e pêsego (*Prunus persica*), videira (*Vitis* spp.) e sardinheira (*Pelargonium* spp.).

Hospedeiros experimentais: amplo círculo, com mais de 35 espécies, incluindo mono- e dicotiledôneas. Alguns exemplos de hospedeiros experimentais são *Chenopodium amaranticolor*, *C. quinoa*, *Cucumis sativus*, *Solanum lycopersicum*, *Nicotiana tabacum*, *N. clevelandii*, *Petunia hybrida*, *Phaseolus vulgaris* e *Vigna unguiculata*.

Distribuição geográfica da praga

ToRSV foi encontrado e está estabelecido na Alemanha, Austrália, Bulgária, Canadá, Chile, China, Coreia, Eslováquia, Eslovênia, Estados Unidos, Holanda, Itália, Japão, Jordânia, Peru, Porto Rico, Turquia, República Checa, Taiwan e Tunísia. Já foi encontrado, mas não está estabelecido, na Grã-Bretanha, Dinamarca, Egito, Grécia, Noruega, Nova Zelândia, Rússia e Suécia (Figura 1).

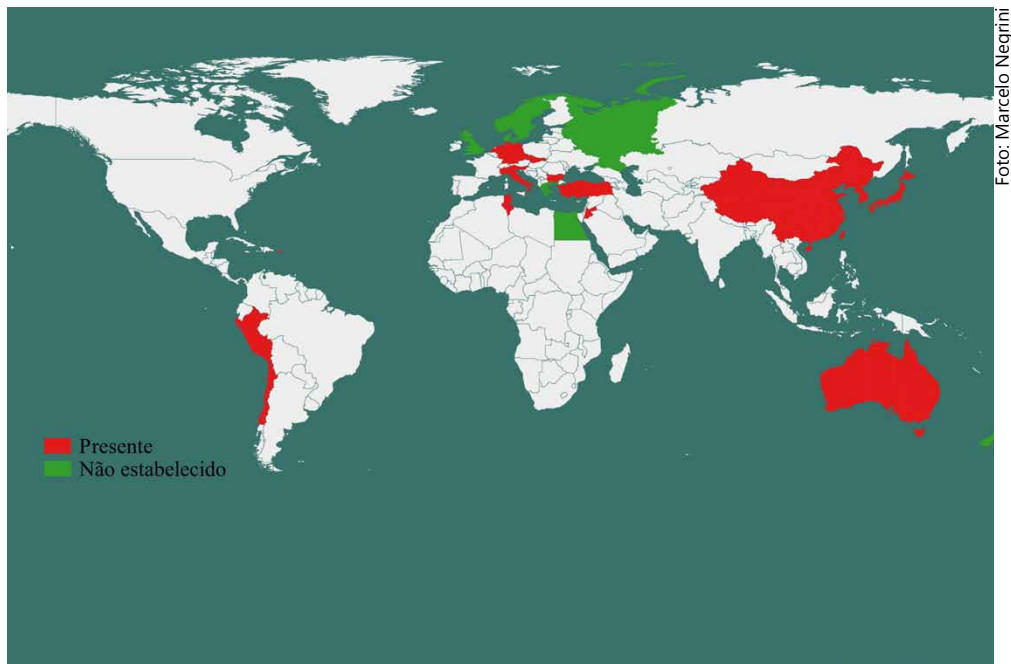


Foto: Marcelo Negrini

Figura 1. Distribuição geográfica de *Tomato ringspot virus* (ToRSV).

Biologia da praga

Ciclo biológico da praga

O vírus possui amplo círculo de hospedeiras, sendo transmitido por meio de material propagativo e também em sementes infectadas de algumas espécies de plantas. Em framboesa, foi demonstrado que a infecção das sementes pode ocorrer por meio do tecido materno e em pelargonium, através do pólen infectado. Também há relatos da transmissão do ToRSV em sementes de tomateiro, fumo e uva, e ainda em *Gomphrena globosa*, morango e soja (cv. Lincoln). Sementes infectadas representam importante fonte de inóculo do vírus no solo, considerando-se que os principais vetores de ToRSV na natureza são os nematoides, representados por *Xiphinema americanum* sensu lato ("dagger nematode"; *Dorylaimidae*), que possuem estiletos longos que penetram as raízes das plantas. Entretanto, o vírus não é transmitido

por apenas uma espécie de nematoide, trata-se de um complexo, podendo compreender mais de 20 diferentes espécies como possíveis vetoras. A forma adulta e três estádios larvais do nematoide podem transmitir o vírus. O ciclo de vida do *X. americanum* é de pelo menos um ano.

Estratégias reprodutivas da praga

ToRSV é retido por longos períodos de tempo no nematoide vetor *X. americanum* sensu lato que pode ser de meses ou anos, em sítios específicos do aparelho bucal. O vírus não se replica no vetor; não há transmissão transovariana, sendo descartado quando os estádios imaturos do nematoide passam por ecdises, trocam cutícula e aparelho alimentar. A reprodução do nematoide vetor ocorre por partenogênese, sem a participação do macho, que é raro. Isso reduz consideravelmente sua variabilidade genética.

Tipo de dispersão

A dispersão do ToRSV pode ocorrer por meio do transporte de plantas infectadas com o vírus, principalmente, em mudas das espécies hospedeiras, a longas distâncias. Nesse caso, a ocorrência de infecções assintomáticas nas plantas facilita a disseminação do vírus. A dispersão ocorre, também, através de sementes infectadas, como em framboesa e em pelargonium e, em tomate, soja e morango. Sementes de plantas daninhas (por exemplo, dente-de-leão) infectadas com ToRSV constituem fonte do vírus disponível no solo. Em videira e em fumo, esse tipo de transmissão é relatado como eventual. Entretanto, a forma mais importante de dispersão do vírus é através do nematoide vetor, principalmente por *X. americanum*. O nematoide adquire o vírus durante a alimentação em raízes de plantas infectadas com ToRSV. Diversas espécies de nematoides dentro do gênero *Xiphinema* já foram descritas como possíveis vetores do ToRSV, entre as quais, *X. incognitum*, *X. occiduum*, *X. rivesi*, *X. thornei*, *X. utahense* (Brown, 1989), *X. californicum* e *X. brevicolle*. Adultos e estádios imaturos (formas juvenis) do nematoide podem adquirir e transmitir o vírus em períodos de até 1 h cada. Restos de solo também podem atuar como agentes de dispersão do vírus por carrear

sementes infectadas e o nematoide vetor. Experimentalmente, ToRSV pode ser transmitido por enxertia e inoculação mecânica de extrato de plantas infectadas para hospedeiras indicadoras. A transmissão do vírus por meio de *Cuscuta* spp. ainda não foi comprovada.

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas

O ToRSV pode sobreviver em plantas perenes infectadas (ver item 2-hospedeiros) e ainda em sementes contaminadas no campo. Em condições desfavoráveis, como na ausência de plantas hospedeiras, ToRSV sobrevive em nematoides que são capazes de reter o vírus por longos períodos no solo. A transmissão do ToRSV em sementes infectadas de diversas espécies de plantas daninhas favorece a sua sobrevivência ao longo do ano, constituindo importante fonte de vírus o que contribui também para a sua disseminação no campo por meio do nematoide vetor.

Condições edafoclimáticas ideais para o desenvolvimento

O *Xiphinema americanum*, principal vetor de ToRSV, completa o seu ciclo de vida no solo em tempo mínimo de um ano. Sobrevive no solo, entretanto não se reproduz na ausência de plantas hospedeiras. Sua reprodução e desenvolvimento ocorrem em temperaturas variando de 20 °C a 24 °C. Níveis de umidade do solo muito elevados ou muito baixos desfavorecem a sua sobrevivência, devendo a umidade do solo estar na faixa de 70% a 90% da capacidade de campo. Em lugares com invernos rigorosos, o nematoide não consegue sobreviver por períodos prolongados em solos que se tornaram congelados. O desenvolvimento do nematoide ocorre em pH do solo variando entre 6,0 e 6,6.

Adaptabilidade: plasticidade

ToRSV possui amplo círculo de hospedeiros, podendo infectar diversas espécies de plantas perenes e anuais, lenhosas e herbáceas e também, plantas daninhas. O vírus possui dois RNAs. O RNA1 é traduzido em uma poliproteína que é processada em seis domínios: NTB, VPg, Proteinase e

Polimerase na região terminal C e que estão envolvidas na replicação viral e, X1 e X2, na região terminal N. O RNA2 codifica duas proteínas, X3 e X4, das quais X4 é única que não tem função conhecida. Apesar da importância do ToRSV, principalmente, em espécies perenes, há poucos estudos que abordam a diversidade do vírus. Pode sobreviver em plantas infectadas, material de propagação vegetativa e em sementes contaminadas e, também, em nematoides virulíferos. Quando na ausência de plantas hospedeiras, o nematoide vetor *X. americanum* sensu lato pode sobreviver por muito tempo no solo. Em plantas daninhas o vírus é transmitido em sementes contaminadas, o que favorece a manutenção de inóculo do vírus no campo o ano todo e facilita, também, sua disseminação.

Sintomas, sinais e danos

Os sintomas auxiliam na diagnose da virose, entretanto, testes sorológicos, biológicos com a inoculação do extrato de plantas infectadas em espécies de plantas hospedeiras indicadoras e, ainda, testes moleculares devem ser realizados para a correta identificação do vírus.

Os sintomas induzidos pelo ToRSV são bastante variáveis dependendo da planta hospedeira e das condições ambientais. Em framboesa a infecção da planta com ToRSV pode comprometer os ramos, com produção de ramos raquíticos e também a produtividade, com frutos de tamanho reduzido. Em folhas de plantas jovens podem surgir anéis cloróticos e, nos anos seguintes, epinastia e abscisão foliar precoce. Cerca de 10% a 80% dos ramos produtivos da planta infectada podem morrer ao final do terceiro ano. Em videiras severamente afetadas os brotos de inverno são fracos e atrofiados e muitos morrem. As folhas são pequenas, com a presença de anéis e mosqueado, e assumem forma de roseta devido ao encurtamento dos entrenós. Os cachos são menores e pode haver abortamento de bagas. Abaixo da casca do tronco e ramos há engrossamento dos tecidos que se tornam esponjosos e, ainda, com a presença de pequenas cavidades. Em tomateiro, ToRSV induz sintomas de enrolamento e necrose da porção terminal de brotos. Anéis necróticos podem surgir na porção basal de folhas novas, pecíolos e nas porções da haste próximas aos pecíolos. Em frutos infectados precocemente,

há desenvolvimento de anéis concêntricos, corticosos e de coloração cinza a marrom. Em pessegueiro, manchas de coloração verde-pálido e de formato alongado surgem em folhas ao longo da nervura principal ou de nervuras laterais. Brotações produzem folhas pequenas e deformadas, formando uma roseta, podendo apresentar sintomas de mosqueado. Os brotos podem amarelecer e secar. Sintomas não são observados em flores, entretanto, os frutos podem ser menores e malformados. Em folhas novas de pelargonium, pode haver desenvolvimento de sintomas locais (anéis) ou sistêmicos (manchas amareladas, mosqueado e malformação foliar não severa). Em folhas velhas podem surgir bandas cloróticas no padrão conhecido como "folha-de-carvalho", entretanto, as plantas podem exibir apenas nanismo pouco acentuado. Pode haver malformação de flores.

Métodos de controle

O controle de ToRSV em plantas perenes é complexo. Recomenda-se o emprego de medidas de controle preventivas e o manejo eficiente de plantas daninhas suscetíveis. Para algumas culturas há cultivares com resistência à infecção, como, por exemplo, em videira e ameixeira, que devem ser, preferencialmente, utilizadas para produção ou como porta-enxerto no estabelecimento de plantios em regiões de ocorrência endêmica do vírus.

Na produção de mudas, é essencial o emprego de material vegetativo que tenha passado por testes de indexação e que esteja livre do vírus. Para pelargonium, plantas matrizes importadas de países com ocorrência do ToRSV apenas podem ser utilizadas para multiplicação quando provenientes de áreas livres do nematoide vetor *X. americanum* sensu lato, que estejam livres do vírus com comprovação mediante realização de testes de detecção e que não tenham apresentado sintomas da virose quando avaliadas. E, nesse caso, a multiplicação não deve exceder a quatro gerações.

Para os vírus transmitidos por sementes, como em rubus e dente-de-leão, as sementes a serem utilizadas na produção de mudas devem ser extraídas apenas de matrizes sadias. Para plantas perenes em locais com constatação de infestação pelo nematoide vetor e da presença do vírus, utilizar porta-enxertos com resistência.

Métodos de erradicação são recomendados, porém são de difícil execução. Dentre esses métodos destacam-se destruição da planta infectada, evitar o plantio no mesmo local por pelo menos dois anos e fumigação do solo. A eliminação do vírus da área é extremamente difícil. A fumigação profunda do solo para a eliminação dos nematoides é inviável. Quando a distribuição do vírus é limitada, deve-se tentar restringir ao máximo a sua dispersão no pomar. Neste sentido, deve-se evitar realizar operações de manejo da cultura, incluindo a movimentação do solo e irrigação por sulco ou inundação. As árvores infectadas devem ser removidas imediatamente, assim como também, pelo menos duas linhas em volta das plantas infectadas. Caso a dispersão seja mais ampla, todo o bloco de árvores deve ser removido. Antes de retirar as plantas, estas devem ser mortas pela aplicação de herbicida ou com anelamento para induzir a morte das raízes. A remoção deve ser a mais completa possível, incluindo as raízes finas. A área infestada deve ser mantida em pousio por dois anos e depois fumigada para matar os nematoides.

Métodos de produção de material propagativo

O material produtivo pode ser dividido em dois grupos: sementes e material de propagação vegetativa. Em ambos os casos, a matriz que será a fonte de sementes e propágulos vegetativos precisa estar livre do ToRSV. Para aqueles vírus que não são transmitidos por sementes, o uso de sementes provenientes de plantas infectadas pode ser considerado, desde que não haja contaminação da parte externa das sementes com vírus. Propágulos vegetativos, como borbulhas, estacas e ramos, devem ser extraídos de plantas sem sintomas de infecção viral e que tenham sido atestadas como livres de vírus mediante realização de testes de detecção, como sorologia e testes moleculares. Quando possível, matrizes propagadas "in vitro" deverão ser utilizadas.

Os propágulos devem ser destinados à produção de mudas para plantio em solo isento de nematoides do gênero *Xiphinema* e sem ocorrência da doença. O plantio de mudas não deve ser feito em solo com ocorrência anterior da doença, mesmo que o tratamento do solo com nematicida tenha sido realizado.

As mudas preparadas para cultivo deverão ser transportadas em veículo fechado, protegidas com material plástico para evitar contato com qualquer superfície que tenha entrado em contato com solo contaminado. As mudas deverão ser transportadas do viveiro diretamente para a área do produtor.

Vias de ingresso de ToRSV na área

São duas as principais vias de introdução do vírus em uma área de produção, pelo solo e pela planta.

O nematoide transmissor virulífero pode estar presente em torrões de solo aderidos em vestimentas do produtor ou técnico em visita às lavouras contaminadas. Nesse caso, especial atenção precisa ser prestada ao se visitar lavouras com plantas infectadas, sendo necessário limpar o veículo e os calçados antes de proceder uma próxima visita, mesmo que não seja realizada no mesmo dia.

A principal forma de ingresso do ToRSV em uma área livre do vírus é pela muda infectada, principalmente por que a planta pode estar infectada com o vírus e não apresentar sintomas. Dessa forma, as mudas devem ser adquiridas de produtores idôneos. No Brasil, onde o patógeno é ausente, os produtores não devem trazer material propagativo (sementes, estacas, borbulhas, etc.) de outros países.

Inspeção e detecção

A avaliação das plantas quanto à infecção por ToRSV pode ser realizada utilizando três métodos. O primeiro método consiste na avaliação dos sintomas. A presença de sintomas característicos na planta (vide seção 4.7) indica possibilidade de infecção, entretanto, a realização de testes laboratoriais é necessária. Como método auxiliar na diagnose da doença, a avaliação da expressão de sintomas pela planta infectada é de difícil implementação pela demora da planta em expressar o sintoma após a infecção e, também, porque plantas infectadas pelo vírus podem não apresentar sintomas.

O segundo método é o teste biológico, na qual o extrato de amostra foliar é utilizado para inoculação mecânica em espécies herbáceas anuais. ToRSV causa sintoma de lesão local clorótica e lesão necrótica sistêmica em folhas novas de *Chenopodium amaranticolor* e *C. quinoa*. A inoculação em plantas de pepino induz sintomas característicos como manchas cloróticas, clorose e mosqueado. Plantas herbáceas como fumo, petúnia, feijão e feijão-de-corda também podem ser utilizadas na inoculação. A enxertia em plantas indicadoras perenes como amendoeira, cerejeira, pessegueiro e ameixeira também pode ajudar na diagnose. Em terceiro lugar, pode se utilizar testes de detecção como os sorológicos e testes moleculares com extração de RNA total e realização da transcrição reversa e reação de polimerase em cadeia (RT-PCR). Esses métodos apresentam alta sensibilidade e especificidade. O emprego de mais de um método na detecção do vírus em material infectado é recomendável.

Situação regulatória no mundo

Para a European and Mediterranean Plant Protection Organization (Eppo), ToRSV é considerada como praga quarentenária A2, embora para fruteiras é, praticamente, considerada patógeno de classe A1, pelo alto risco que representa às culturas suscetíveis. ToRSV é considerada praga quarentenária ausente (A1) no Brasil, Argentina, Paraguai e Uruguai, e também no Canadá, China, Israel e Noruega.

Antecedentes de intercepções

Não há dados de intercepção no Brasil.

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

ToRSV pode entrar no país por meio de mudas, material propagativo infectado, solo infestado por nematoides virulíferos e/ou sementes contaminadas de espécies de plantas hospedeiras, importados de países

de ocorrência do vírus e/ou do nematoide vetor *X. americanum* sensu lato. No Brasil, isolados de ToRSV ainda não foram relatados. Entretanto, para evitar a introdução do ToRSV, rígidas medidas fitossanitárias devem ser adotadas. Plantas perenes quando infectadas pelo vírus podem se apresentar assintomáticas (infecção latente), aumentando o risco de disseminação da praga se as plantas forem utilizadas como fontes de material de propagação. Dessa forma, plantas, material propagativo e/ou sementes de espécies hospedeiras oriundas de localidades com registro de infecção pelo vírus e presença do nematoide vetor devem ser submetidos à Análise de Riscos de Pragas (ARP). O material deve também ser submetido a testes laboratoriais para detecção do vírus (sorologia; testes biológicos e moleculares como a RT-PCR) e também do nematoide.

Potenciais consequências econômicas para o Brasil

ToRSV é uma praga de importância quarentenária, classificada como praga quarentenária ausente (A1) no Brasil (Instrução Normativa MAPA 41/2008 – D.O.U. 02/07/2008). O vírus infecta diversas espécies de plantas (ver item 2-hospedeiros) entre as quais há cultivos em regiões no país, sendo considerada, portanto, praga de impacto econômico, pelos danos que é capaz de causar em diversas espécies. Os prejuízos decorrentes da infecção pelo vírus relatados em espécies perenes como, por exemplo, em videira, evidenciam a importância da praga para o Brasil que possui importantes regiões produtoras de uva para mesa, produção de vinhos e produção de sucos, embora não haja relatos de ocorrência do nematoide vetor.

Referências

- BRAUN, A. J.; KEPLINGER, J. A. Seed transmission of tomato ringspot virus in raspberry. **Plant Disease Reporter**, v. 57, n. 5, p. 431-432, 1973.
- BROWN, D. J. F. Viruses transmitted by nematodes. *Bulletin* 19, 453-461, 1989.
- BRUNT, A.; CRABTREE, K.; DALLWITZ, M. J.; GIBBS, A.; WATSON, L. **Viruses of Tropical Plants-Descriptions and Lists from the VIDE Database**. Wallingford, UK; CAB International/ACIAR, 1990. p. 446-447.

CABI. **Tomato ringspot virus (ringspot of tomato).**

CONVERSE, R. H. Detection of tomato ringspot virus in red raspberry by enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA). **Plant disease Reporter**, v. 62, n. 3, p. 189-192, 1978.

DEFESA VEGETAL NET. **Tomato ringspot virus.** Disponível em: <<http://www.defesavegetal.net/tomrsv>>. Acesso: 28 out. 2017.

EPPO. **EPPO Data Sheets on Quarantine Pests.** France, Paris: EPPO, 2017. Disponível em: <https://www.eppo.int/QUARANTINE/data_sheets/virus/TORSV0_ds.pdf>. Acesso em: 12 out. 2017.

IMLE, E. P.; SAMSON, R. W. Studies on a ringspot type of virus of tomato. **Phytopathology**, v. 27, p. 132, 1937.

PRICE, W. C. Specificity of acquired immunity from tobacco ring-spot diseases. **Phytopathology**, v. 26, p. 665-675, 1936.

RYDÉN, K. *Pelargonium* ringspot - a virus disease caused by tomato ringspot virus in Sweden. **Phytopathologische Zeitschrift** **73**, 178-182, 1972.

SCARBOROUGH, B.A.; SMITH, S.H. Effects of tobacco and tomato ringspot viruses on the reproductive tissues of *Pelargonium x hortorum*. **Phytopathology**, v. 67, p. 292-297, 1977.

SMITH, K.M. **A textbook of plant virus diseases.** 3. ed. p. 541-544. London, UK: Longman, 1972. p. 541-544.

STACE-SMITH, R. Tomato ringspot virus. **CMI/AAB description of plant viruses** n°. 290. Association of Applied Biology, 1984. Wellesbourne, UK.

STOUFFER, R. F.; HICKEY, K.D.; WELSH, M.F. Apple union necrosis and decline. **Plant Disease Reporter**, v. 61, n. 1, p. 20-24, 1977.

UYEMOTO, J. K. A severe outbreak of virus-induced grapevine decline in cascade grapes in New York. **Plant Disease Reporter**, v. 59, p. 98-101, 1975.

YANG, I. L.; DENG, T. C.; CHEN, M. J. Sap transmissible viruses associated with grapevine yellow mottle disease in Taiwan. **Journal of Agricultural Research of China**, v. 35, p. 504-510, 1986.

PARTE 8

Plantas infestantes e parasitas

Capítulo 27

Cirsium arvense (L.) Scop. (Asterales: Asteraceae)

Capítulo 28

Striga spp. (Lamiales: Orobanchaceae)

Capítulo 27

Cirsium arvense (L.) Scop. (Asterales: Asteraceae)

ALEXANDRE FERREIRA DA SILVA, DIONÍSIO LUIZ PISA GAZZIERO

Identificação da praga

A planta daninha *Cirsium arvense* conhecida como cardo-das-vinhas ou cardo-canadense, se caracteriza por ser extremamente nociva e estar presente em diversos países de clima temperado. É nativa da Europa e Ásia temperada, sendo, posteriormente, introduzida na América do Norte e no Hemisfério Sul (Tiley, 2010). É encontrado em todas as províncias do Canadá, Nova Zelândia, África do Sul, Chile e sudeste da Austrália (Vale, 2017). Há registros dessa praga causando perdas consideráveis de rendimento em diversas culturas de interesse agrícolas como soja, cevada, sorgo, milho e feijão, além de pastagem. As perdas estão associadas à competição pelos recursos do meio, como água, luz e nutrientes e, também, pelo efeito alelopático negativo que pode causar nas plantas que se desenvolvem ao seu redor (Holm et al., 1991; Broulik et al., 1997; Van Acker et al., 2000).

Embora essa planta daninha esteja amplamente disseminada em inúmeros países, no Brasil *C. arvense* é considerada praga quarentenária ausente (Mapa, 2017). Algumas espécies da tribo Cardueae, como *Arctium minus*, *Carduus tenuiflorus*, *Carthamus lanatus* e *Cirsium vulgare*, foram identificadas no estado do Rio Grande do Sul (Ritter; Baptista, 2005). Estas espécies se assemelham morfológicamente a *C. arvense*, tornando difícil a sua identificação antecipada (Vale, 2017). Essa espécie merece atenção, em função do seu alto potencial de disseminação e da capacidade de competição com culturas de interesse econômico, sendo de extrema importância o conhecimento dos variados aspectos relacionados à planta, a fim de evitar a sua introdução e proliferação em áreas agrícolas brasileiras.

Nome científico

- *Cirsium arvense* (L.) Scop.

Posição taxonômica

- **Domínio:** Eucarioto.
- **Reino:** Plantae.
- **Filo:** Espermatófita.
- **Subfilo:** Angiosperma.
- **Classe:** Eudicotiledonae.
- **Ordem:** Asterales.
- **Família:** Asteraceae.
- **Gênero:** *Cirsium*.
- **Espécie:** *Cirsium arvense*.

Sinonímias

- *Cirsium incanum* Bieb.
- *Cirsium lanatum* Spreng.
- *Cirsium lanceolatum* Hill.

- *Cirsium setosum* (Willd.) Bieb.
- *Cnicus arvensis* Hoffm.
- *Serratula arvensis* L.
- *Carduus arvensis* Robs.

Culturas infestantes

O cardo-das-vinhas trata-se de uma planta daninha de ampla distribuição em zonas de clima temperado, capaz de infestar diferentes culturas de interesse econômico, como espécies forrageiras, olerícolas, frutíferas, graníferas e produtoras de fibras (Cabi, 2018).

Distribuição geográfica da praga

Os dados da distribuição da espécie de *C. arvense* foram retirados do site do Cabi (Invasive Species Compendium) (Cabi, 2018) (Figura 1). A presença em um país não implica necessariamente que a espécie em questão seja generalizada.

- **Ásia:** Afeganistão; Armênia; Azerbaijão; China; Geórgia; Índia; Irã; Coreia do Norte e Coreia do Sul; Líbano; Paquistão; Turquia e Turquestão.
- **África:** Angola; África do Sul; Sudão; Suazilândia; Tunísia e Zimbábue.
- **América do Norte:** Canadá; México e Estados Unidos da América.
- **América do Sul:** Chile.
- **Europa:** Albânia; Áustria; Bielorrússia; Bélgica; Bulgária; Croácia; República Checa; Dinamarca; Estônia; Finlândia; França; Alemanha; Grécia; Hungria; Islândia; Irlanda; Itália; Letônia; Lituânia; Moldávia; Países Baixos; Noruega; Polônia; Portugal; Romênia; Federação Russa; Eslováquia; Eslovênia; Espanha; Suécia; Suíça; Reino Unido; Ucrânia e Sérvia e Montenegro.
- **Oceania:** Austrália e Nova Zelândia.

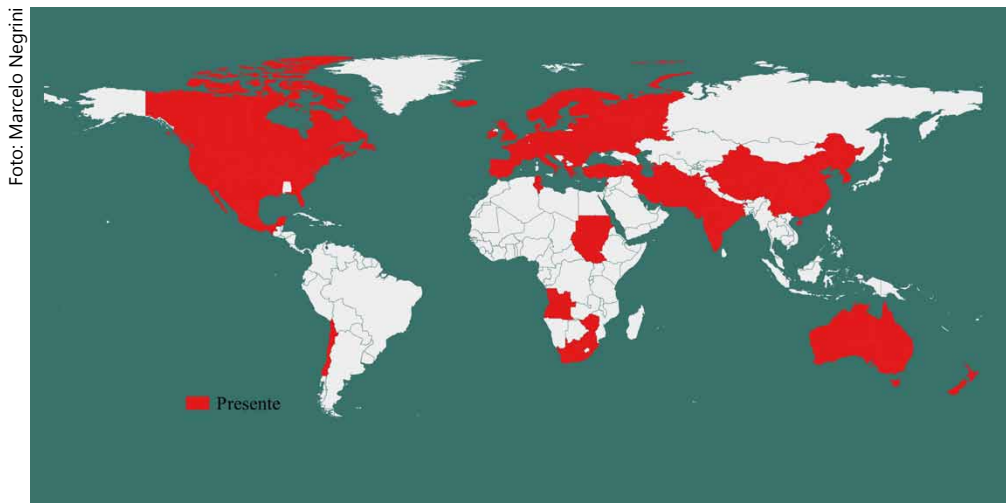


Figura 1: Distribuição geográfica de *Cirsium arvense*.

Biologia da praga

Cirsium arvense é uma planta perene, dioica, com número de cromossomos $2n=34$ (Moore; Frankton, 1974). Estudos demonstraram a capacidade de hibridação entre diferentes espécies do gênero *Cirsium*. As plantas podem se reproduzir por sementes e propagação vegetativa. Cada planta pode produzir de 1500 a 5000 sementes em uma única floração (Jacobs et al., 2006). A reprodução vegetativa também se caracteriza como importante método de propagação da espécie. De acordo com Haggart et al. (1986), o sistema subterrâneo é complexo e pode ser dividido em três tipos de órgãos: 1ª) raiz fina e vertical de alimentação/armazenamento de reservas; 2ª) raiz grossa e de crescimento mais horizontal; 3ª) brotos verticais subterrâneos. As raízes grossas de crescimento horizontal dão origem aos brotos subterrâneos verticais responsáveis pela formação de novos rebentos, que inicialmente desenvolvem a parte aérea e, posteriormente, o sistema radicular capaz de originar novas plantas. As raízes horizontais quando cortadas podem originar novas plantas; ou permanecer dormentes no solo por muitos anos.

Ciclo biológico da praga

Planta perene, que apresenta período vegetativo juvenil antes do pleno florescimento, podendo florescer na mesma estação de crescimento da sua emergência (Moore, 1975). As plântulas, inicialmente, formam rosetas que apresentam folhas com lóbulos irregulares e espinhosos (Jacobs et al., 2006). Plantas adultas podem desenvolver colmos acima de 1,5 m de altura (Haderlie et al., 1987; Welsh, 1987; Cronquist et al., 1994). Comprimento do dia de 16 horas inicia o enlogamento do caule e a floração (Jacobs et al., 2006). Plantas que se desenvolvem em menor fotoperíodo tendem a permanecer no formato de roseta com baixa taxa de crescimento. As raízes cortadas ou quebradas quando cortadas são capazes de originar novas plantas 15 dias após a fragmentação, e estas estarão completamente desenvolvidas em sete/oito semanas. Pequenos pedaços de raízes (0,64 cm de comprimento e 0,32 cm de diâmetro) possui energia suficiente para a formação de novas plantas (Jacobs et al., 2006).

Estratégias reprodutivas da praga

Conforme mencionado anteriormente, esta espécie pode se reproduzir por sementes e por propagação vegetativa. Classificada como espécie dioica, ou seja, flores masculinas e femininas em plantas separadas (Slotta et al., 2006). Entretanto, há incidência de flores hermafroditas que não necessitam realizar a fecundação cruzada para produzir sementes férteis (Hodgson, 1968; Lloyd; Myall, 1976; Delannay, 1979). A polinização ocorre, principalmente, por insetos. A quantidade de sementes produzida por planta está diretamente relacionada à quantidade de pólen disponível para fecundar as flores femininas. Distância entre plantas masculina e feminina superiores a 50m tendem a diminuir significativamente o número de sementes produzidas (Lalonde; Roitberg, 1994).

A reprodução vegetativa ocorre através da produção de gemas de crescimento presentes nas raízes da planta (Donald, 1994). O preparo convencional do solo, que envolve aração e gradagem, pode promover a multiplicação dessa espécie na área. Poucas semanas após a germinação as plantas de cardo-das-vinhas já podem apresentar gemas de crescimento nas raízes capazes de dar origem a novos indivíduos (Haderlie et al., 1987).

Tipo de dispersão

Sementes podem ser transportadas em roupas, pêlo de animais, em meio a sementes de culturas e alimentos para animais, maquinário agrícola, adubos, água de chuva e irrigação, assim como vento. Fragmentos de raízes, que dão origem a novos rebentos, podem ser dispersos por meio de capina e gradagem. A disseminação através de propagação vegetativa apresenta maior importância na disseminação local da planta, enquanto que a disseminação via sementes é o meio mais eficaz na dispersão da espécie a longas distâncias (Holm, 1991; Donald, 1994).

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas

As sementes podem ficar dormentes por períodos de até 20 anos (Bakker, 1960). O sistema radicular extenso e profundo, armazenam elevadas quantidades de reservas e gemas que podem dar origem a novas plantas (Moore, 1975). Essas características propiciam condições para que o cardo-das-vinhas sobreviva em ambientes que apresentam condições adversas ao seu desenvolvimento.

Condições edafoclimáticas ideais para o desenvolvimento

Plântulas começam a germinar em temperaturas acima de 5 °C (Hodgson, 1968). Após o estabelecimento, as plantas necessitam de 12 a 18 horas de luz/dia para florescerem, e intervalo de temperatura de 0 °C a 32 °C (Detmers, 1927). O índice pluviométrico anual médio que favorece o desenvolvimento da planta é de 450 e 900 milímetros (Hodgson, 1968; Holm, 1977). O melhor intervalo de pH do solo para a germinação e o desenvolvimento das plantas é de 5,8 a 7 (Wilson, 1979).

Adaptabilidade: plasticidade

As plantas apresentam tolerância a solos ácidos, de diversas texturas e elevada salinidade, e podem se estabelecer em ampla gama de ambientes, resistindo a períodos de seca, e a temperaturas menores que 0 °C e maiores que 32 °C (Detmers, 1927).

Sintomas, sinais e danos

As plantas competem pelos recursos do meio, como água, luz e nutrientes, e podem produzir substâncias alelopáticas, que afetam negativamente o crescimento e o rendimento das culturas de interesse econômico. O cardo-das-vinhas pode ocasionar perdas expressivas de produtividades nas culturas infestadas. Pesquisas relataram que as perdas de produtividade podem ser superiores a 70% (Tiley, 2010). O nível de interferência irá depender de fatores relacionados à cultura, ao ambiente de cultivo, aos tratos culturais realizados e à densidade e à distribuição das plantas na área.

Métodos de controle

Devido à característica reprodutiva das plantas e do extenso sistema radicular, a erradicação do cardo usualmente envolve o controle persistente durante vários anos. Fortuitamente, há várias práticas culturais, mecânicas, biológicas e químicas que podem ser combinadas visando exaurir os nutrientes armazenados na raiz do cardo. As práticas de controle apresentadas a seguir foram descritas por Jacobs et al. (2006). A adoção das práticas de controle deve ser adaptada às condições específicas da área infestada.

Cultural

Uma vez que o cardo tenha invadido a área, é muito importante manter a fertilidade do solo e a umidade em níveis ótimos para o desenvolvimento da cultura. Forrageiras perenes e culturas anuais cereais de inverno podem competir mais efetivamente com o cardo.

Aração e gradagem

Devido ao extenso sistema radicular e a habilidade de propagar a partir de pequenos fragmentos da raiz, o preparo convencional do solo, realizado normalmente com aração e gradagem, tem potencial para aumentar a população de cardo na área. Entretanto, como forma de exaurir as reservas das plantas, o processo deve de ser repetido em intervalos de 21 dias durante

a estação de crescimento destas. É recomendado que esse processo seja seguido pelo estabelecimento de forragem perenes ou culturas anuais que propiciem o rápido recobrimento da superfície do solo, inibindo a emergência e o desenvolvimento do cardo.

Corte (Roçada)

A roçada pode ser utilizada no manejo do cardo em pomares, pastagens e áreas em pousios, mas, é importante que seja realizada antes da planta produzir sementes. As roçadas sucessivas contribuem para as plantas exaurirem as reservas do sistema radicular reduzindo, conseqüentemente, o seu potencial de infestação.

Arranque Manual

Nas áreas com baixo nível de infestação, o arranque manual pode ser efetivo, desde que realizado várias vezes durante o ano para exaurir as reservas das raízes. Devido ao seu extenso sistema radicular, o completo arranque da planta é mais viável se acontecer durante o início do desenvolvimento das plantas. O arranque manual não é efetivo nas áreas com alta infestação. Neste cenário, pode ser realizado em combinação com outras práticas de controle, visando reduzir a capacidade competitiva do cardo.

Pastejo

As folhas espinhosas do cardo-das-vinhas o tornam desagradável para a maioria das classes de gado. Na Austrália, o pastejo intensivo com ovelhas reduziu a dispersão do cardo em comparação às áreas sem pastejo. As observações indicam que as cabras também podem ser efetivas no manejo dessa planta, evitando o seu florescimento.

Herbicida

Há várias possibilidades de herbicidas latifolicidas (para o controle de eudicotiledôneas) que podem ser utilizadas no controle do cardo-das-vinhas.

Entretanto, devido ao seu vigoroso sistema radicular, o controle químico demonstra-se mais efetivo quando aplicado no estágio inicial de desenvolvimento das plantas. Dentre os herbicidas, pode-se citar como exemplo de moléculas eficazes, a mistura de thifensulfuron + tribenuron que é eficaz para o controle em pré e pós-emergência; clopyralid apresenta bom controle em pós-emergência inicial, associado ou não ao 2,4-D ou dicamba; paraquat é eficaz para o controle de plântulas jovens; glyphosate se destaca como opção de controle em pós-emergência nas culturas tolerantes ou na dessecação pré-semeadura; bentazon e imazamox podem ser eficazes para o controle em pós-emergência; e o picloram pode ser usado em pastagem, mas, deve-se ficar atento ao seu residual e potencial de lixiviação no solo.

Controle Biológico

Muitos agentes de controle biológico têm sido testados para o manejo dessa planta. Entretanto, resultados em nível de campo ainda são insatisfatórios. Dentre os agentes de controle biológico os que apresentam maior potencial para controle destacam-se, o inseto *Hadroplontus litura* e o patógeno *Pseudomonas syringae* pv. *Tagetis*. O uso desses agentes de controle biológico em associação a outros métodos, tende a ter resultados mais satisfatórios do que a utilização do controle biológico de forma isolada.

Manejo Integrado

O manejo integrado do cardo-das-vinhas inclui medidas relacionadas à prevenção, detecção precoce e erradicação quando em pequena escala ou contenção e redução populacional em larga escala. A prevenção é orientada pela forma como o cardo se espalha e os requisitos necessários para o seu estabelecimento. Essa prática está relacionada a cuidados referentes à compra de sementes, livres de plantas daninhas, limpeza rigorosa de maquinário ou deixar em quarentena animais provenientes de áreas infestadas. A utilização conjunta das demais práticas de controle de acordo com a realidade específica de cada realidade é prática importante para o adequado manejo dessa planta daninha.

Métodos de produção de material propagativo

Não se aplica.

Processo pós-colheita/transformação primária

Não se aplica.

Condicionamento e transporte

Não se aplica.

Vias de ingresso

Principalmente, em meio a lotes de grãos e sementes e máquinas importadas, podendo também ingressar em meio a roupas e veículos de transporte.

Inspeção e detecção

A inspeção segue os padrões estabelecidos pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, e conta com análise de cargas antes do embarque e após a chegada da carga no país, dispondo de análise visual e laboratorial e, no caso de detecção, a carga pode ser devolvida ou até mesmo destruída.

Situação regulatória no mundo

A espécie é regulamentada como planta daninha nociva em diversos países como, Canadá, Estados Unidos e Reino Unido, e como praga quarentenária ausente no Brasil como em outros países.

Antecedentes de interceptações

Em 2002, o Brasil suspendeu a importação de trigo oriunda dos Estados Unidos, após o Serviço Nacional de Sanidade e Qualidade Agroalimentar da Argentina (Senasa) informar que um carregamento de trigo americano,

importado pela Cargill Trading estava contaminado com *Cirsium arvense* (Estadão, 2002).

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

Existe e probabilidade de introdução da planta no território nacional, tendo em vista as importações de sementes de diferentes espécies de culturas, oriundas de diversos países onde a mesma está presente nas lavouras.

Potenciais consequências econômicas para o Brasil

Pode representar perdas expressivas na produtividade, infestando lavouras de plantas de interesse econômico, além de aumento no custo de produção, em virtude da dificuldade do seu controle.

Referências

- BAKKER, D. A comparative life-history study of *Cirsium arvense* (L.) Scop. and *Tussilago farfara* L., the most troublesome weeds in the newly reclaimed polders of the former Zuiderzee. In: HARPER, J. L. (Ed.). **The Biology of Weeds**. Oxford, United Kingdom: Blackwell Scientific Publishers, 1960. p. 205-222.
- BROULIK, B. L.; LEMS, G. J.; CLAY, S. A.; CLAY, D. E. Analysis of spatial distribution of Canada thistle (*Cirsium arvense*) in no-till soybean (*Glycine max*). **Proceedings – South Dakota Academy of Science**, 1997.
- CABI. ***Cirsium arvense***. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 11 set. 2018.
- CRONQUIST, A.; HOLMGREN, A. H.; HOLMGREN, N. H.; REVEAL, J. L.; HOLMGREN, P. K. **Intermountain flora**: Vascular plants of the Intermountain West, U.S.A. . New York: The New York Botanical Garden, 1994. 496 p. v. 5. (Asterales).
- DELANNAY, X. Evolution of male sterility mechanisms in gynodioecious and dioecious species of *Cirsium* (Cynareae, Compositae). **Plant Systematics and Evolution**, v. 132. n. 4. p 327-332, 1979.
- DETMERS, F. Canada thistle, *Cirsium arvense* Tourn. Field thistle, creeping thistle. **Ohio Agriculture Experiment Station Bulletin**, v. 414. p. 1-45, 1927.

DONALD, W. W. The biology of Canada thistle (*Cirsium arvense*). **Weed Science**, v.6. p. 77–101, 1994.

VALE, A. **Brasil lista 20 pragas agrícolas mais importantes que ainda não chegaram ao País**. Brasília, DF: Embrapa, 2017. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/web/portal/busca-de-noticias/-/noticia/28666392/brasil-lista-20-pragas-agricolas-mais-importantes-que-ainda-nao-chegaram-ao-pais>>. Acesso em: 24 set. 2018.

JACOBS, J.; SCIEGIENKA, J.; MENALLED, F. **Ecology and Management of Canada thistle [*Cirsium arvense* (L.) Scop]** United States: Department of Agriculture; Natural Conservation service, 2006. p. 1-11

HADERLIE, L. C.; DEWEY, S.; KIDDER, D. **Canada thistle: Biology and control**. Moscow, ID: University of Idaho, College of Agriculture, Cooperative Extension Service, 1987. 7 p.

HAGGAR, R. J.; OSWALD, A. K.; RICHARDSON, W. G. A review of the impact and control of creeping thistle (*Cirsium arvense* L.) in grassland. **Crop Protecion**, n. 5, v. 1, p. 73-76, 1986.

HODGSON, J. M. **The nature, ecology and control of Canada thistle**. United Washington, DC, USA: United States Department of Agriculture, 1968. P. 1-32.

HOLM, L. G.; PLUCKNETT, D. C.; PANCHO, J. V.; HERBERGER, J. P. **The world's worst weeds: distribution and biology**. Honolulu, Hawaii, USA: University Press of Hawaii, 1977. 610 p.

HOLM, L. G.; PLUCKNETT, D. C.; PANCHO, J. V.; HERBERGER, J. P. **The world's worst weeds: distribution and biology**. Florida, USA: Krieger Publishing Company, 1991. 609 p.

LALONDE, R. G.; ROITBERG, B. R. Mating system, life-history, and reproduction in Canada thistle (*Cirsium arvense*; Asteraceae). **American Journal of Botany**, v. 81, n. 1, p.21-28, 1994

LLOYD, D.; MYALL, A. J. Sexual dimorphism in *Cirsium arvense* (L.) Scop. **Annals of Botany**, n. 40, p 115-123, 1976.

MAPA. Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento. **Lista de pragas quarentenárias ausentes**. Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br/assuntos/sanidade-animal-e-vegetal/sanidade-vegetal/arquivos-quarentena/lista-de-pragas-quarentenarias-ausentes-e-presentes.pdf/view>>. Acesso: em 06 nov. 2017.

MOORE, R. J. The biology of Canadian weeds. 13. *Cirsium arvense* (L.) Scop. **Canadian Journal of Plant Science**, v. 55, p. 1033-1048, 1975.

MOORE, R. J.; FRANKTON, C. **The thistles of Canada**. Ottawa: Research Branch, Canada Department of Agriculture, 1974. 111 p.

RITTER, M. R.; BAPTISTA, L. R. M. Levantamento florístico da família Asteraceae na “Casa de Pedra” e áreas adjacentes, Bagé, Rio Grande do Sul. Iheringia: Série. **Botânica**, v. 60, n. 1, p. 5-10, 2005.

SLOTTA, T.A.B.; ROTHHOUSE, J. M.; HORVATH, D. P.; FOLEY, M. E. Genetic diversity of Canada thistle (*Cirsium arvense*) in North Dakota. **Weed Science**, v. 54, n. 6, p. 1080-1085, 2006.

TILEY, G. E. D. Biological Flora of the British Isles: *Cirsium arvense* (L.) Scop. **Journal of Ecology**, n. 98, p. 938-983, 2010.

VAN ACKER R. C.; THOMAS A. G.; LEESON J. Y.; KNEZEVIC S. Z.; FRICK B. L. Comparison of weed communities in Manitoba ecoregions and crops. **Canadian Journal of Plant Science**, v. 80, n. 4, p. 963-972, 2000.

WELSH, S. L.; ATWOOD, N. D.; GOODRICH, S.; HIGGINS, L. C., (Ed). A **Utah flora**. The Great Basin Naturalist Memoir No. 9. Provo, UT: Brigham Young University, 1987. 894 p.

WILSON, R. G. Germination and seedling development of Canada thistle (*Cirsium arvense*). **Weed Science**, v. 27, p. 146-151, 1979.

Capítulo 28

Striga spp. (Lamiales: Orobanchaceae)

ALEXANDRE FERREIRA DA SILVA, DIONISIO LUIZ PISA GAZZIERO

Identificação da praga

Plantas pertencentes ao gênero *Striga* (Orobanchaceae) compreendem parasitas obrigatórios de raízes de cereais que inibem o crescimento normal do hospedeiro via três processos: competição por nutrientes, prejuízo na fotossíntese e efeitos fitotóxicos após a ligação ao hospedeiro (Joel, 2000; Gurney et al., 2006). Plantas deste gênero são popularmente conhecidas como pequeno-feiticeiro ou erva-de-bruxa por ocasionarem sintomas nas plantas hospedeiras antes de emergir na superfície, não deixando claro para o produtor o motivo da cultura definhar, até que ocorra a emergência da planta daninha (Rich; Ejeta, 2008).

As espécies de *Striga* são economicamente importantes em mais de 50 países, especialmente do Oeste e Leste da África e Ásia (Parker, 2012). Aproximadamente

30 espécies de *Striga* foram descritas, sendo que a maioria se caracteriza por parasitarem plantas da família Poaceae (Spallek et al., 2013). Dentre as espécies de *Striga* merecem destaque, por sua ampla dispersão e impacto econômico, *S. asiatica*, *S. hermonthica*, *S. gesnerioides*, *S. aspera* e *S. densiflora* (Cabi, 2018a, 2018b, 2018c, 2018d, 2018e). Dentre as espécies mencionadas, todas se caracterizam como hemiparasitas, exceção *S. gesnerioides* que é holoparasita (Cabi, 2018e). *Striga asiatica* é considerada a espécie do gênero mais difundida pelo mundo e *S. hermonthica* é a que ocasiona maior impacto sócioeconômico na África Oriental (Gressel et al., 2004; Gethi et al., 2005). *S. gesnerioides*, se caracteriza por ser capaz de infectar plantas dicotiledôneas (Mohamed; Musselman, 2008). *S. aspera* e *S. densiflora* se caracterizam como espécies que causam importante impacto econômico, porém de ocorrência mais restrita (Cabi, 2018b, 2018c).

Miranda et al. (2017), observaram que variedades brasileiras de milho e arroz semeadas em área infestada por *S. asiatica* em Moçambique, na província de Nampula, tiveram sua produtividade afetada negativamente (Figura 1). Este fato merece atenção, pois demonstra que eventual introdução desta espécie no território nacional, poderia ocasionar perdas severas de produtividade. Diante deste cenário, conhecer a biologia e ecologia desta praga, assim como, as estratégias de manejo adotada em outros países, é peça-chave para se estabelecer estratégias de controle/erradicação que se adéquem à realidade nacional.



Figura 1. Plantas de milho e arroz parasitadas por *Striga asiatica* na região de Nampula, Moçambique.

Nome científico

Striga spp.

Posição taxonômica

- **Domínio:** Eucariota.
- **Reino:** Plantae.
- **Filo:** Espermatófita.
- **Subfilo:** Angiosperma.
- **Classe:** Dicotyledonae.
- **Ordem:** Lamiales.
- **Família:** Orobanchaceae.
- **Gênero:** *Striga*.

Sinonímias

- ***Striga asiatica* (L.) Kuntze**

Sinonímias: *Buchnera asiatica* L. / *Buchnera coccinea* Benth. / *Buchnera hirsuta* Benth. / *Campuleia coccinea* Hook. / *Striga coccinea* (Benth.) Benth. / *Striga gracilis* MIQ. / *Striga hirsuta* Benth. / *Striga lutea* Lour. / *Striga parvula* MIQ. / *Striga phoenicea* Benth. / *Striga pusila* Hochst. / *Striga spanopheana* MIQ. / *Striga zangebarica* Klotsch.

- ***Striga hermonthica***

Sinonímia: *Buchnera hermontheca* Del. / *Striga hermontheca* (Del.) Benth. / *Striga senegalensis* Benth.

- ***Striga gesnerioides***

Sinonímia: *Buchnera gesnerioides* Willd. / *Buchnera hydrabadensis* Roth. / *Buchnera orobanchoides* R.Br. / *Striga orobanchoides* R.Br. Benth.

- ***Striga densiflora***

Sinonímia: *Buchnera densiflora* Benth.

- ***Striga aspera***

Sinonímia: *Euphrasia aspera* Willd.

Hospedeiros

As plantas do gênero *Striga* spp. se caracterizam por serem parasitas obrigatórios que necessitam do hospedeiro para se desenvolver. A maioria das espécies parasitam plantas pertencentes à família das Poaceae (Teka, 2014). Dentre as culturas de interesse agrícola parasitadas, pode-se citar, como exemplo, milho (*Zea mays*), sorgo (*Sorghum bicolor*), arroz (*Oryza sativa*), cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum*), milheto (*Pennisetum glaucum*), além de diversas espécies forrageiras e plantas daninhas pertencentes a esta família (Sibhatu, 2016). *S. gesnerioides* apresenta capacidade de infectar espécies dicotiledôneas pertencentes à família das Fabaceae, Solanaceae e Convolvulaceae, afetando culturas de interesse econômico como tabaco (*Nicotiana tabacum*), soja (*Glycine max*) e feijão-guandu (*Vigna unguolata*), além de diversas poáceas (Li et al., 2009; Cabi, 2018e).

Distribuição geográfica da praga

Os dados da distribuição das espécies apresentadas de *Striga* spp. foram retirados do site do Cabi (Invasive Species Compendium) (Cabi, 2018a, 2018b, 2018c, 2018d, 2018e). A presença em um país não implica necessariamente que a espécie em questão seja generalizada, mas isto é confirmado no caso de países com asteriscos (*).

Striga asiatica

Ásia: Bangadlash, Butão, Camboja, China (Hong Kong), Índia (Andhra Pradesh, Bihar, Gujarat, Indian Punjab, Karnataka, Kerela, Madhya Pradesh, Maharashtra, Rajasthan, Tamil Nadu, West Bengal), Indonésia (Irian Jaya, Java, Kalimantan, Moluccas, Nusa Tenggara, Sulawesi, Sumatra), Malásia, Mianmar, Nepal, Omã, Paquistão Filipinas, Arábia Saudita, Singapura, Sri Lanka, Taiwan, Tailândia, Vietnã, Iêmen.

África: Angola, Benin, Botsuana, Burkina Faso, Burundi, Camarão, República Centro Africana, Comores, Congo, República Democrata do Congo,

Costa do Marfim, Egito, Etiópia, Gana, Guiné-Bissau, Quênia, Lesoto, Libéria, Madagascar, Malawi, Mali, Maurícia, Moçambique, Namíbia, Niger, Nigéria, Reunião, Ruanda, Senegal, Seicheles, Serra Leoa, Somália, África do Sul, Sudão, Suazilândia, Tanzânia, Zanzibar, Togo, Uganda, Zâmbia, Zimbabué.

América do Norte: USA (Carolina do Norte e do Sul).

Oceania: Austrália (Queensland), Palau, Papua-Nova Guiné.

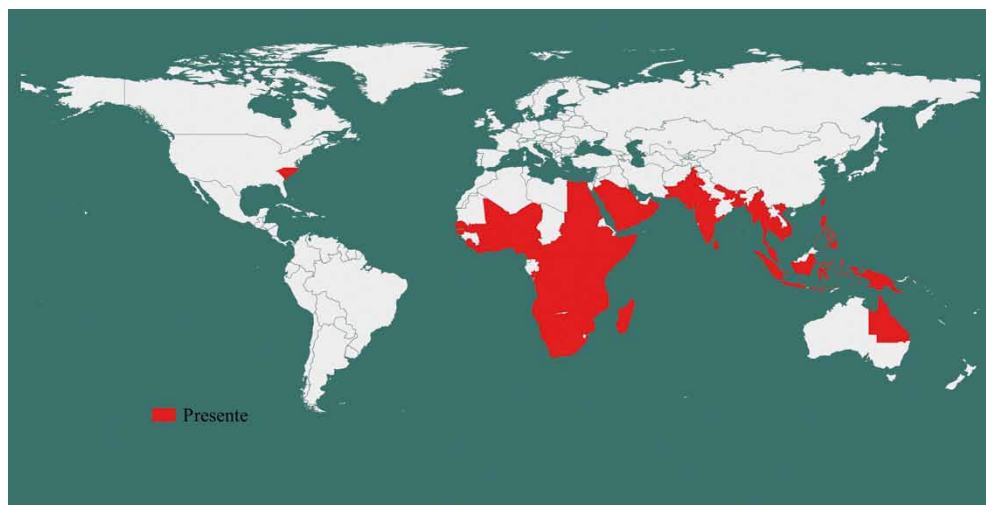


Foto: Marcelo Negrini

Figura 2. Distribuição geográfica de *Striga asiatica*.

Striga hermonthica

Ásia: Camboja, Arábia Saudita*, Iêmen*.

África: Angola, Benin*, Burkina Faso*, Burundi, Camarão*, República Centro Africana, Chade*, Congo, República Democrata do Congo*, Costa do Marfim, Egito*, Etiópia, Gambia, Gana*, Guiné*, Guiné-Bissau, Quênia*, Madagascar, Malawi, Mali, Mauritânia, Marrocos, Moçambique*, Namíbia, Niger*, Nigéria*, Ruanda, Senegal, África do Sul*, Sudão*, Suazilândia, Tanzânia*, Togo, Uganda*, Zâmbia, Zimbabué*.



Figura 3. Distribuição geográfica de *Striga hermonthica*.

Striga gesnerioides

Ásia: Camboja, Índia (Gujarat, Karnataka, Maharashtra, Rajasthan, Tamil Nadu), Nepal, Omã, Paquistão, Sri Lanka* e Iêmen.

África: Benin, Botswana, Burkina Faso, Burundi, Camarão, Cabo Verde, República Centro Africana, Chad, Congo, República Democrata do Congo, Egito*, Eritreia, Etiópia*, Gâmbia, Gana, Guiné*, Quênia, Lesoto, Malawi, Mali, Mauritânia, Marrocos, Moçambique, Namíbia, Níger, Nigéria*, Senegal, Serra Leoa, Somália, África do Sul*, Sudão, Suazilândia, Tanzânia, Togo, Zâmbia, Zimbabué*.

América do Norte: USA (Flórida).

América do Sul: Guiana.

Oceania: Austrália*.

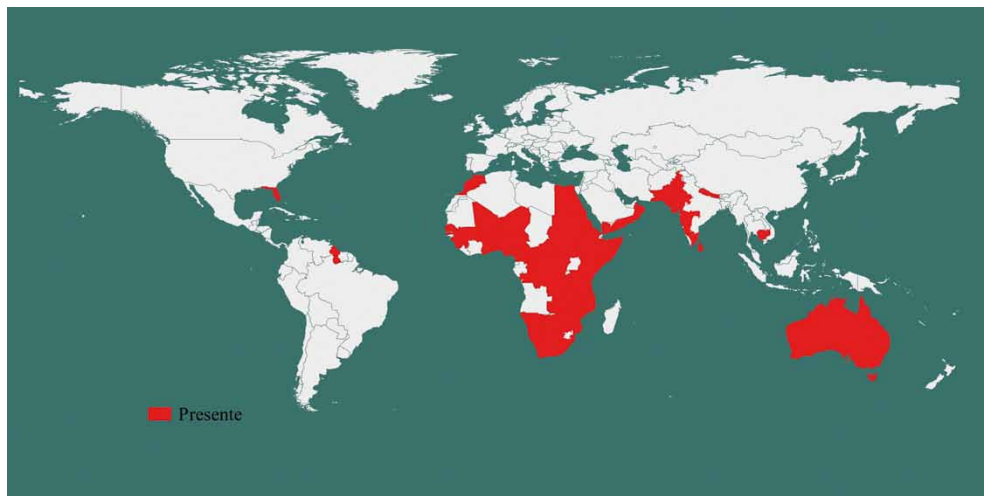


Foto: Marcelo Negrini

Figura 4. Distribuição geográfica de *Striga gesnerioides*.

Striga aspera

África: Benin, Burkina Faso, Camarão, República Centro Africana, Côte d'Ivoire, Etiópia, Gambia, Guiné-Bissau, Malawi, Mali, Niger, Nigéria, Senegal, Sudão, Tanzânia*, Togo.

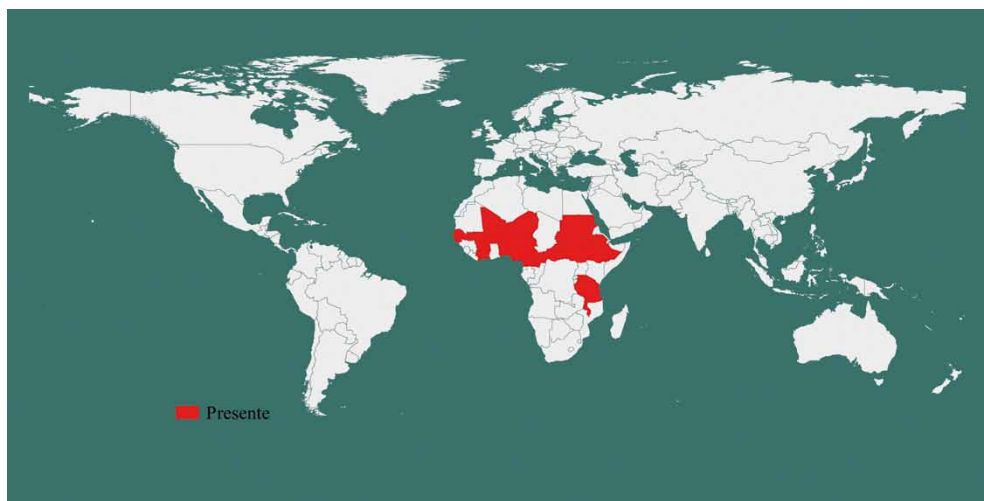


Foto: Marcelo Negrini

Figura 5. Distribuição geográfica de *Striga aspera*.

Striga densiflora

Ásia: Bangladash, China (Yunnan), Índia* (Gujarat, Karnataka, Madhya Pradesh, Maharashtra, Rajasthan, Tamil Nadu, Uttar Pradesh) Indonésia, Omã, Paquistão*.

África: Nigéria.



Figura 6. Distribuição geográfica de *Striga densiflora*.

Biologia da praga

O gênero apresenta espécies hemi e holoparasita. São plantas herbáceas, de ciclo anual, que podem apresentar folhas opostas de cor verde. Passam boa parte do seu ciclo abaixo da superfície do solo emergindo para emissão de flores e produção de sementes. As espécies hemiparasitas apresentam cloroplastos funcionais. No entanto, sua fotossíntese não pode suportar a sobrevivência sem se conectar às raízes do hospedeiro e, portanto, são parasitas obrigatórios (Mohamed et al., 2006). As flores podem ser rosas, vermelho, branca ou amarelas (Sibhatu, 2016). Há considerável variação na cor das flores. Maioria das espécies apresentam autogamia (Berner et al., 1994). Esta característica tende a manter as formas bastante distintas e a hibridação entre as espécies é aparentemente rara (Estep et al., 2012).

Ciclo biológico da praga

De acordo com Yoneyama et al. (2010), o ciclo de vida da *Striga* pode ser dividido em sete fases. Após a maturação fisiológica das sementes elas requerem passar por um período de pré-condicionamento que envolve temperatura e umidade adequada (Fase I). Após este período, ao perceberem os sinais químicos liberados pelas raízes das plantas hospedeiras, denominados de “estimulantes de germinação”, elas iniciam o processo de germinação (Fase II). Somente as sementes situadas na rizosfera das plantas germinam. As radículas das plântulas parasitas crescem apenas alguns milímetros e devem encontrar a raiz da planta hospedeira, dentro de alguns dias, antes de esgotar as reservas das sementes. Após o contato com a raiz da planta hospedeira (Fase III), a radícula desenvolve um órgão especializado, denominado haustório que adere a raiz, penetra na epiderme e nos tecidos do córtex (Fase IV), e finalmente, estabelece conexão vascular com o hospedeiro. Através desta conexão, a planta parasita consegue absorver água e nutrientes do hospedeiro (Fase V). Os parasitas se desenvolvem no solo por várias semanas (Fase VI), para em seguida emergir na superfície do solo para completar o seu ciclo de vida (Fase VII).

Estratégias reprodutivas da praga

As plantas do gênero *Striga* se caracterizam por reproduzirem por sementes. A maioria das espécies demonstram ser autógamas, autopolinizadas mesmo antes das flores se abrirem (Musselman; Parker, 1981). Produzem grande número de sementes, podendo variar entre 10.000 a 100.000 por planta (Ikie et al., 2006).

Tipo de dispersão

As sementes, por serem muito pequenas, são facilmente dispersas pelo vento e pela chuva. Estudos demonstram que a semente pode manter sua viabilidade passando pelo trato intestinal de ruminantes (Sand; Manley, 1990). Acredita-se que a principal via de disseminação de *Striga* para os países infestados seja através do trânsito de sementes de culturas agrícolas

contaminadas com as da planta daninha (Sibhatu, 2016; Eppo, 2014). O trânsito de máquinas e implementos agrícolas contaminados, também, é uma importante via de disseminação para longas distâncias.

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas

As sementes podem permanecer dormentes no solo por período de, aproximadamente, 14 a 20 anos (Ikie et al., 2006). Para que ocorra a germinação das sementes da planta daninha elas devem passar por um período pré-condicionamento para estarem aptas a germinarem na presença de estimulantes de germinação produzidos pelas plantas parasitadas, como a sorgolactona ou alguma outra lactona relacionada (Ejeta; Butler, 1993).

Condições edafoclimáticas ideais para o desenvolvimento

De maneira geral, as espécies de *Striga* possuem origem e potencial semelhante de infestação. As suas sementes quando atingem a maturidade fisiológica requerem passar um período quente e seco, seguido por intervalo com altas temperaturas e umidade para finalmente serem estimuladas a germinar por exsudados da raiz dos hospedeiros (Ejeta; Butler, 1993). Temperaturas ótimas para a germinação de *Striga* estão ao redor de 30-35 °C (Reid; Parker, 1979). Na maioria das espécies estudadas, a germinação é muito baixa em temperaturas menor ou igual a 20 °C, mesmo quando o período condicionante é prolongado (Patterson et al., 1982). Os mesmos autores, observaram que a temperatura mínima requerida dia/noite sobre as quais a *S. asiatica* consegue infectar o milho e completar seu ciclo é de 29/23 °C. Os autores concluíram que a região dos USA conhecida como Cinturão do Milho apresenta as condições ideais para o desenvolvimento desta planta daninha. Reid e Parker (1979), observaram que a temperatura de 23 °C foi mais satisfatória para *S. hermonthica* do que 29 °C. Por outro lado, *S. gesnerioides* e *S. asiatica* apresentam melhor temperatura aos 33 °C. O menor requerimento de temperaturas mais baixas de *S. hermonthica* pode sugerir o maior potencial invasivo desta espécie em regiões temperadas.

Adaptabilidade: plasticidade

De acordo com relatório da Organização Europeia e Mediterrânea de Proteção de Plantas (Eppo), as plantas do gênero *Striga* são classificadas como pragas tropicais. Sua distribuição natural se situa a latitudes entre 30 °N e 30 °S (EPPO, 2014). Esta distribuição é determinada pelo fato das sementes estarem aptas a sobreviverem através da dormência durante a estação quente e seca entre os períodos chuvosos, e por não sobreviverem em condições frias e úmidas, características do inverno de clima temperado. Com base neste comportamento, os países tropicais onde esta planta daninha não ocorre, consideram-nas como pragas quarentenárias (especialmente no sudeste da Ásia, América Latina, Austrália). Desta forma, a princípio, em países de clima temperado a *Striga* não representaria risco. No entanto, foram registrados caso da sua presença em vários países fora do alcance natural mencionado, como, por exemplo, Egito, Nova Zelândia e Japão (Parker, 2012). Com a informação atualmente disponível, não é possível determinar se esses registros correspondem à presença estabelecida com perdas econômicas, ou de ocorrência transitória (de pouco significado fitossanitário). *S. asiatica* foi registrada nos USA em 1950, e ainda persiste nos estados da Carolina do Norte e Sul, sendo os surtos progressivamente erradicados (Tasker; Westwood, 2012). Em virtude desta introdução, os USA tratam todos os tipos de *Striga* spp. como praga quarentenária, com potencial de se tornar erva daninha nociva no país.

Em conclusão, não é possível afirmar categoricamente que esta planta daninha não pode se estabelecer em regiões de clima temperado.

Sintomas, sinais e danos

O nome pequeno-feiticeiro ou erva-de-bruxa está relacionado com o fato das plantas infestadas apresentarem os sintomas antes da planta daninha emergir na superfície do solo, não deixando claro para o produtor o motivo da cultura definhar o seu crescimento. De maneira geral, a planta parasitada tem o seu crescimento prejudicado, apresentando porte reduzido e sintomas semelhantes ao do déficit hídrico mesmo em solo úmido (Rank et al., 2004; Watling; Press, 2001). As folhas tendem a ficarem enroladas, com aspectos

de murchas, cloróticas e posteriormente necrosadas. O colmo tende a não se desenvolver plenamente ou formar rosetas. As plantas infectadas tendem a apresentar porte pequeno e senescência precoce.

Métodos de controle

Os métodos de controle passíveis de serem utilizados consistem na adoção de medidas preventivas, controle cultural, genético, mecânico, biológico e químico. A integração dos diferentes métodos de controle é de fundamental importância para o adequado controle da espécie. Estratégias devem ser elaboradas de acordo com a realidade específica de cada localidade.

Manejo Preventivo

O manejo preventivo visa prevenir a entrada e estabelecimento da planta daninha em área ainda não infestada. Caso ocorra a suspeita da presença desta planta daninha no território nacional, os órgãos de defesa fitossanitária estadual e federal devem ser comunicados. Confirmada a presença, deve-se estabelecer estratégias que visem a sua contenção e/ou erradicação. Dentre as medidas passíveis de serem adotadas, pode-se citar: a delimitação do perímetro de infestação, para que seja realizado o seu monitoramento periódico, visando evitar a produção de sementes; restrição ao movimento de máquinas e implementos agrícolas das áreas contaminadas, assim como, sua rigorosa limpeza; restrição ao movimento de grãos, subprodutos, e animais etc.

Controle Cultural

O controle cultural consiste no uso de práticas comuns ao bom manejo de água e do solo que visam contribuir para a redução do banco de sementes das espécies infestantes (Silva et al., 2007). Dentre estas práticas culturais utilizadas para o manejo desta planta daninha, pode-se citar: o uso de plantas hospedeiras, a realização de consórcios com leguminosas e o uso de fertilizantes.

Plantas hospedeiras: a utilização de plantas que estimulem a germinação da *Striga* e funcionem como cultura armadilha e de captura são alternativas interessantes para o manejo desta espécie. As culturas armadilhas são semeadas com o objetivo de estimular a germinação da erva-de-bruxa, porém ela não consegue exercer o parasitismo da espécie. Por outro lado, as culturas de captura, assim como, as culturas armadilhas estimulam a germinação da planta daninha, porém elas são parasitadas e destruídas ou colhidas antes da parasita se reproduzir (Teka, 2014).

Aplicações de Fertilizantes: a erva-de-bruxa é mais adaptada a solos de baixa fertilidade e teor de matéria orgânica. Desta forma, sistemas que aumentem a fertilidade do solo, além de proporcionarem aumento da produtividade da cultura, reduzem a infestação desta planta daninha (Shibatu, 2016). A germinação da *Striga* está diretamente relacionada com a secreção dos “estimulantes de germinação” pela planta hospedeira. A produção destes compostos depende, em última análise, do status de fertilidade do solo. Foi demonstrado que baixos níveis de N e P, contribuem para as plantas hospedeiras secretarem altas quantidades dos estimulantes de germinação na rizosfera, enquanto em quantidades adequadas de N e P esta secreção é reduzida (Jamil et al., 2012; Jamil et al., 2011, Lopez-Raez et al., 2008). Pesquisas demonstram que o efeito de N é menos pronunciado do que o efeito de P na secreção de strigolactonas (Shibatu, 2016).

Consórcio: realizar o consórcio de cereais com leguminosas, tem-se demonstrado prática comum para a redução de infestação de erva-de-bruxa em muitas regiões da África (Kroschel, 2001). As leguminosas podem promover alterações nas condições microclimáticas abaixo do dossel, o que altera a interferência da planta daninha no desenvolvimento da cultura (Parker; Riches, 1993). Também é hipotético que o nitrogênio fixado pelas leguminosas podem afetar o crescimento desta planta daninha, devido ao aumento da sua disponibilidade no solo (Carsky et al., 2000).

Resistência Genética

O uso de cultivares resistentes, tem sido o método de controle mais economicamente viável e ambientalmente amigável, adotado para

o manejo desta planta daninha nos países africanos (Shibatu, 2016). Entretanto, ainda não foram encontradas cultivares resistentes de todas as culturas hospedeiras. A relação parasita/hospedeiro é governada por uma série de etapas que envolvem estímulos à germinação, à iniciação de desenvolvimento do haustório, penetração na raiz do hospedeiro, conexão ao xilema e crescimento concomitante (Yohannes et al., 2016). Desta forma, os mecanismos de resistência podem estar relacionados à inibição de uma ou mais dessas etapas de desenvolvimento da planta parasita. A baixa ou nenhuma produção de estimulantes pela raiz de cereais tem sido reportado como um mecanismo de resistência de infecção a *S. hermonthica* (Heller; Wegmann, 2000). Além da baixa produção de estimulantes de germinação, já foram caracterizados mecanismos de resistência relacionados à baixa produção do fator de iniciação de desenvolvimento do haustório, resposta de hipersensibilidade do hospedeiro e incompatibilidade de resposta (Mohamed et al., 2003; Ejeta, 2007).

O melhoramento convencional para cultivares resistente a erva-de-bruxa tem sido demorado e árduo (Patrick et al., 2004). Desta forma, a seleção assistida por marcadores moleculares visando caracterizar os genes promotores destes mecanismos de resistência, têm contribuído para acelerar o processo de prospecção e transferência destas características (Yohannes et al., 2016). Os mecanismos de resistência têm sido reportados operando sozinho ou em várias combinações (Ejeta et al., 1991; Haussmann et al., 2004). Agregar diferentes mecanismos de resistência, em uma mesma cultivar, é prática interessante que pode retardar o processo de seleção de plantas daninhas parasitas resistentes.

O desenvolvimento de cultivares transgênicas desponta como outra ferramenta possível de ser utilizada no controle da erva-de-bruxa. É possível realizar a introgressão de genes que expressam proteínas capazes de inibir a germinação/desenvolvimento de plantas daninhas parasitas (Aly et al., 2006). A abordagem do silenciamento de genes já foi demonstrada como método de controle eficiente no controle de nematoides (Atkinson et al., 2003) e vírus (Abhary et al., 2006). Esta alternativa pode ser adaptada para o controle de plantas daninhas parasitas. O desenvolvimento de culturas resistentes a herbicidas também pode ser utilizado como ferramenta no manejo desta infestante, tendo em vista, que muitas das moléculas que demonstram

eficiência no controle da erva-de-bruxa não são seletivas às culturas de interesse econômico (Gressel, 2002).

Controle Mecânico

Os métodos de controle mecânico não apresentam resultados satisfatórios na redução da interferência da planta daninha na cultura, pois grande parte do dano ao hospedeiro ocorre enquanto o parasita ainda não emergiu no solo. Por outro lado, tal prática pode contribuir para a redução do banco de sementes da espécie na área, quando arrancadas antes de produzirem sementes. O arranque manual tem-se mostrado prática efetiva na remoção do parasita, principalmente, em campos com baixos níveis de infestação (Aly, 2007).

Controle Biológico

Este método de controle consiste na utilização de organismos vivos (insetos, fungos etc) para suprimir ou reduzir as plantas daninhas parasitas. A patogenicidade para organismos não-alvo é uma das principais preocupações deste método de controle. Desta forma, é muito importante que haja especificidade entre o hospedeiro e parasita. Análise de risco deve de ser realizada antes do lançamento do organismo no ambiente. Esforços consideráveis vêm sendo realizados nesta linha de pesquisa, entretanto o controle de plantas parasitas por agentes de controle biológico, em nível de campo, ainda não obteve o sucesso desejado (Aly, 2007). Muitos insetos foram coletados atacando erva-de-bruxa na Índia e África, mas na maioria dos casos não são agentes de controle específicos (Klein; Kroschel, 2002). Recentemente, isolados de *Fusarium oxysporum* foram caracterizados como promissores agentes de biocontrole de *S. hermonthica* e *S. asiatica* (Elzein; Kroschel, 2004). No entanto, maiores estudos se fazem necessário.

Controle Físico

A utilização da luz solar visando atingir altas temperaturas (55 °C) sobre malha de polietileno no solo, por várias semanas, é outra abordagem que

tem se mostrado viável para conseguir a redução do banco de sementes da planta daninha. A solarização do solo foi adotada com sucesso para controle de erva-de-bruxa em canteiros de frutas e hortaliças (Jacobsohn et al., 1980; Sauerbon et al., 1989; Abu-Irmaileh, 1991).

Controle Químico

Dentre os métodos de controle químico, pode-se citar o uso de fumigação, estimulantes de germinação e herbicidas.

Fumigação: a fumigação do solo com brometo de methyl demonstra ser efetivo no controle de sementes. Entretanto, este produto foi banido de vários países por causa do seu efeito tóxico ao homem e ao meio ambiente (McDonald, 2002). Outros fumigantes têm sido testados como possíveis substitutos do brometo, no entanto mostraram-se menos efetivos e mais caros (Goldwasser; Kleifeld, 2004). Todos os fumigantes são caros, trabalhosos e podem ser danosos ao meio ambiente.

Estimulantes de germinação: estimulantes de germinação sintéticos ou naturais podem ser utilizados como agente de controle químico para o controle da erva-de-bruxa. Conforme mencionado anteriormente, a germinação está condicionada a liberação de compostos pelas raízes das plantas hospedeiras. A produção de substâncias como as strigolactonas que induzem a germinação e a formação de haustório são encontrados nos exsudados de várias espécies (Yasuda et al., 2003). Compostos estruturalmente relacionados a strigolactonas, como a sorgolactona e strigol, são potentes estimuladores de germinação para muitas espécies de erva-de-bruxa (Yoneyama et al., 2010).

O etileno pode induzir a germinação das sementes de erva-de-bruxa (Egley et al., 1990). Esta tecnologia foi um dos pilares no programa de erradicação de *S. asiatica* nos USA (Eplee, 1992). O gás é injetado no solo por um equipamento construído especificamente para este propósito, se difundindo rapidamente através do perfil, 2m lateralmente e 1m de profundidade a partir do ponto de injeção. Dentre as desvantagens deste método, pode-se citar: que o etileno funciona somente com sementes de

erva-de-bruxa que tiveram sua dormência quebrada pelo processo de pré-condicionamento; além da logística de manipulação deste gás comprimido e inflamável. O equipamento utilizado para a aplicação pode ser simples, como um aplicador costal, entretanto a maioria dos tratamentos com etileno são realizadas com aplicadores especiais em tratores agrícolas. De acordo com Eplee (1992), sem a utilização do etileno a erradicação da erva-de-bruxa nos USA seria um processo muito mais longo, caro e difícil.

Herbicidas: os herbicidas são uma interessante alternativa para o controle da erva-de-bruxa. Entretanto, o uso destes produtos apresenta alguns desafios, como por exemplo, o fato de muitas moléculas não serem seletivas a culturas de interesse agrônômico; a germinação do parasita ocorrer ao longo de todo o ciclo da cultura; e a falta de mão de obra capacitada, nos principais países infestados, para realizar a aplicação (Aly, 2007; Gressel, 2009). É importante salientar, que em muitos dos países onde a erva-de-bruxa ocorre, sobretudo em diversos países da Ásia e África, o uso desta estratégia de controle é usualmente baixa, devido ao fato dos produtores não conseguirem arcar com os custos dos herbicidas e a falta de mão de obra capacitada para realizar a aplicação (Verkleij; Kuijper, 2000). Desta forma, uma alternativa que vem sendo adotada nesta situação é o tratamento de sementes com herbicidas (Díaz-Sánchez et al., 2003; Kanampiu et al., 2002). Esta prática requer menor nível de investimento e nenhum equipamento de aplicação especializada. O processo consiste em revestir a superfície da semente com herbicida ou embebê-las em uma solução (Dembélé et al., 2005). Assim, os herbicidas podem ser absorvidos pelas sementes ou pela plântula durante a germinação, sendo subsequentemente transferido para o parasita ligado ao hospedeiro ou exsudado na rizosfera da planta. O revestimento de sementes com formulações biodegradáveis, com liberação gradual, demonstra ser uma tecnologia viável e acessível no controle desta planta daninha (Ransom et al., 2012).

O desenvolvimento de culturas resistentes a inibidores da acetolactato-sintase (ALS) representa um grande avanço para o controle desta praga. As culturas resistentes a este mecanismo de ação toleram altas doses de herbicidas pertencentes ao grupo químico das imidazolinonas e sulfonilúreias. Ambos grupos possuem herbicidas que são efetivos no controle tanto em pré quanto na pós-emergência da erva-de-bruxa (Kanampiu et al., 2001).

Culturas resistentes ao glyphosate, também, são uma importante ferramenta para o controle desta praga, entretanto não possuem efeito residual no solo e aparenta ser efetivo somente no controle de plantas de erva-de-bruxa já emergidas (Aly, 2007).

Para o adequado manejo desta planta daninha deve-se priorizar o uso de herbicidas na pré-emergência da cultura associado a pós-emergentes que apresentem efeito residual no solo. Informações sobre a eficiência de herbicidas no controle desta planta daninha são escassas na literatura. Dentre as moléculas que demonstram eficiência no controle desta planta daninha, pode-se citar a utilização de inibidores do fotossistema I (paraquat e diquat), fotossistema II (linuron, ametryne, cyanazine); da protoporfirinogênio-oxidase (fomesafen, lactofen e oxyfluorfen), da glutamanina-sintetase (ammonium-glufosinate), dos mimetizadores de auxinas (dicamba e 2,4-D); da ALS pertencentes ao grupo químico das imidazolinonas (imazathepyr e imazapyr) e sulfonilureias (nicosulfuron e rimsulfuron); da síntese de microtúbulos (pendimethalin e trifluralin) e da síntese de aminoácido aromáticos (glyphosate) (Eplee, 1992; Aly, 2007; Teka, 2014).

Vias de ingresso

As principais vias de ingresso no Brasil correspondem aos portos, aeroportos e rodovias. A entrada de sementes pode ocorrer através de grãos, sacarias, máquinas agrícolas e resíduos de solo contaminados com as sementes das plantas daninhas. O fato de ter sido identificado a presença de *S. gesnerioides* na Guiana, merece atenção especial por parte dos produtores e órgãos de fiscalização, pois se trata de um país que realiza fronteira com o Brasil o que aumenta o risco de introdução da espécie no território nacional.

Inspeção e detecção

Em área com suspeita de infestação é necessário conhecer histórico e verificar se os sintomas são compatíveis com os descritos anteriormente. Pode-se arrancar plantas do talhão com suspeita de infestação e verificar se há presença de nódulos referentes à infecção por plântulas jovens de *Striga*. Estes nódulos podem variar de alguns milímetros a mais de 2 cm de diâmetro e podem apresentar formato um pouco irregular.

Berner et al. (1994), descreveu uma técnica para detectar sementes de *Striga* spp. como contaminantes em sementes de culturas. Envolve a amostragem dos fundos de sacos, elutriação das amostras em água corrente turbulenta e coleta das sementes e outras partículas em uma peneira de malha de 90 μg . As sementes *Striga* são então separadas das partículas mais pesadas por suspensão em uma solução de carbonato de potássio, de gravidade específica 1,4 em uma coluna de separação. As sementes coletadas na interface são transferidas para uma malha de 60 μm para contagem.

Situação regulatória no mundo

Esta planta daninha é regulamentada como praga quarentenária de diversos países em que ela ainda não ocorre.

Antecedentes de interceptações

Não há registros antecedentes de interceptação de *Striga* spp. no Brasil.

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

Os riscos potenciais estão relacionados à introdução acidental em sementes de culturas e produtos agrícolas, além de sacarias e importação de máquinas e, também, por resíduos de solos oriundos de locais que possuem esta planta daninha. As espécies de *Striga* spp. estão listadas como plantas daninhas quarentenária na maioria dos países que possuem algum sistema de regulamentação, entretanto, devido ao seu pequeno tamanho a detecção é extremamente difícil.

Potenciais consequências econômicas para o Brasil

A introdução da erva-de-bruxa no país representa risco, principalmente, para os produtores menos tecnificados, tendo em vista, a ecologia da praga. Condições ambientais ideais para o seu desenvolvimento são encontradas na região do Brasil Central e em áreas no Nordeste Brasileiro. Entretanto, conforme mencionado anteriormente, devido à plasticidade da infestante,

ela possivelmente também conseguiria se desenvolver em regiões de clima mais ameno. Desta forma, a erva-de-bruxa possui potencial para se desenvolver em todo o território nacional. Por ser classificada como planta daninha quarentenária, em diversos países, pode ocasionar problemas na exportação de grãos e fibras.

Referências

- ABHARY, M. K.; ANFONKA, G. H.; NAKHLA, M. K.; MAXWELL, D. P. Post-transcriptional gene silencing in controlling viruses of the Tomato yellow leaf curl virus complex. **Archives of Virology**, v. 151, p. 2349- 2363. 2006.
- ABU-IRMAILEH, B. H. Soil solarization controls broomrapes (*Orobanche* spp.) in host vegetable crops in the Jordan valley. **Weed Technology**, v. 5, p. 575-581, 1991.
- ALY, R. Conventional and biotechnological approaches for control of parasitic weds. **In Vitro Cellular & Development Biology - Plant.**, v. 43, n. 4, , p. 304-317-303, 2007.
- ATKINSON, H. J.; URWIN, P. E.; MCPHERSON, M. J. Engineering plants for nematode resistance. **Annual Review of Phytopathology**, v. 41, p. 615-639, 2003.
- BERNER, D. K.; CARDWELL, K. F.; FATUROTI, B. O.; IKIE, F. O.; WILLIAMS, O. A. Relative roles of wind, crop seeds, and cattle in dispersal of *Striga* spp. **Plant Disease**, v. 78, n. 4, p. 402- 497, 1994.
- CABI. ***Striga asiatica***. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018a. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 11 set. 2018.
- CABI. ***Striga aspera***. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018b. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 11 set. 2018.
- CABI. ***Striga densiflora***. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018c. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 11 set. 2018.
- CABI. ***Striga hermonthica***. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018d. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 11 set. 2018.
- CABI. ***Striga genesrioides***. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018e. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 11 set. 2018.
- CARSKY, R. J.; BERNER, D. K.; OYEWOLE, B. D.; DASHIELL, K.; SCHULZ, S. Reduction of *Striga* hermonthica parasitism on maize using soybean rotation. **International Journal of Pest Management**, v. 46, p. 115–120, 2000.

- DEMBÉLÉ, B.; DEMBÉLÉ, D. WESTWOOD, J. H. Herbicide seed treatments for control of purple witchweed (*Striga hermonthica*) in Sorghum and Millet. **Weed Technology**, v. 19, p. 629-635, 2005.
- DIAZ-SANCHEZ, J.; JURADO-EXPOSITO, M.; LOPEZ-GRANADOS, F.; CASTEJON-MUNOZ, M.; GARCIA-TORRES, L. Pronamide applied to sunflower seeds for Orobanche cumana control. **Weed Technology**, n. 17, p. 314-319, 2003.
- EGLEY, G. H.; EPLEE, R. E.; NORRIS, R. S. Discovery and development of ethylene as a witchweed seed germination stimulant. In: SAND, P. F.; EPLEE, R. E.; WESTBROOKS, R. C. (Ed.). **Witchweed Research and Control in the United States**. WSSA, Champaign, IL, USA, p. 56-67, 1990.
- EJETA, G. Breeding for *Striga* Resistance in Sorghum: Exploitation of an Intricate Host-Parasite Biology. **Crop Science**, v. 47, p. 216-227, 2007.
- EJETA, G.; BUTLER, G. Host-parasite interactions throughout the *Striga* life cycle, and their contributions to *Striga* resistance. **African Crop Science Journal**, v. 1, n. 2, p. 75-80, 1993.
- ELZEIN, A. E. M.; KROSCHER, J. Fusarium oxysporum “Foxy 2” shows potential to control both *Striga hermonthica* and *S. asiatica*. **Weed Research**, v. 44, p. 433-438, 2004
- EPLEE, R. E. Witchweed (*Striga asiatica*): an overview of management strategies in the USA. **Crop Protection**, v. 11, p. 3-7, 1992.
- EPPO. **PQR database**. Paris, France: European and Mediterranean Plant Protection Organization, 2014. Disponível em: <www.eppo.int/DATABASES/pqr/pqr.htm>. Acesso em: 07 nov. 2017
- ESTEP, M. C.; GOWDA, B. S.; HUANG, K.; TIMKO, M. P.; BENNETZEN, J. L. Genomic characterization for parasitic weeds of the genus *Striga* by sample sequence analysis. **The Planta Genome**. v. 5, n. 1, p. 30- 41, 2012.
- GETHI, J. G.; SMITH, M. E.; MITCHELL, S. E.; KRESOVICH, S. Genetic diversity of *Striga hermonthica* and *Striga asiatica* populations in Kenya. **Weed Research**, v. 45, p. 64-73, 2005.
- GOLDWASSER, Y.; KLEIFELD, Y. Recent approaches to Orobanche management: a review. In: INDERJIT. (Ed.). **Weed biology and management**. Kluwer, The Netherlands, 2004. p. 439-466.
- GRESSEL, J. Crops with target site herbicide resistance for Orobanche and *Striga* control. **Pest Management and Science**, v. 65, p. 560-565, 2009.

- GRESSEL, J. **Molecular biology of weed control**. London/ New York: Taylor & Francis, 2002. 504 p.
- GRESSEL, J.; HANAFI, A.; HEAD, G.; MARASAS, W.; OBOLANA, A.B. OCHANDA, J.; SOUISSI, T.; TZOTZOS, G. Major heretofore intractable biotic constraints to African food security that may be amendable to novel biotechnological solutions, **Crop Protect.**, v. 23, p. 661-689, 2004.
- GURNEY, A. L.; SLATE, J.; PRESS, M. C.; SCHOLLES, J. D. A novel form of resistance in rice to angiosperm parasite *Striga hermonthica*. **New Phytologist.**, v. 169, p. 199-208, 2006.
- HAUSSMANN, B. I. G.; HESS, D. E.; OMANYA, G. O.; FOLKERTSMA, R. T.; REDDY, B. V. S.; KAYENTAO, M.; GEIGER, H. H. Genomic Regions Influencing Resistance to the Parasitic Weed *Striga hermonthica* in Two Recombinant Inbred Populations of Sorghum. **Theoretical and Applied Genetics**, v. 109, p. 1005-1019, 2004.
- HELLER, R.; WEGMANN, K. Mechanisms of Resistance to *Striga hermonthica* (Del.) Benth in *Sorghum bicolor* (L.) Moench. In: HAUSSMANN, D. E. H. B. I. G.; KOYAMA, M. L.; GRIVET, L.; RATTUNDE, H. F. W.; GEIGER, H. H. (Ed.). **Breeding for Striga Resistance in Cereals**. Weikersheim: IITA, 2000. p. 19-28.
- KLEIN, O.; KROSCHER, J. Biological control of Orobanche spp. with *Phytomyza orobanchia*, a review. **BioControl**, v. 47, p. 245-277, 2002.
- KOYAMA, M. L.; GRIVET, L.; RATTUNDE, H. F. W.; GEIGER, H. H. (Ed.). **Breeding for Striga Resistance in Cereals** . Weikersheim: Margraf-verlag, 2000. p. 19-28.
- KROSCHER, J. **A technical manual for parasitic weed research and extension**. Kluwer, Dordrecht, The Netherlands, 2001, 256 p.
- IKIE, F. O.; SCHULZ, S.; OGUNYEMI, S.; EMECHEBE, A. M.; TOGUN, A. O.; BERNER, D. K. Effect of soil sterility on soil chemical properties and sorghum performance under *Striga* infestation. **World Journal of Agriculture Sciences**, v. 2, n. 4, p. 367-371, 2006.
- JACOBSON, R.; GREENBERGER, A.; KATAN, J.; LEVI, M.; ALON, H. Control of Egyptian broomrape (*Orobanche aegyptiaca*) and other weeds by means of solar heating of the soil by polyethylene mulching. **Weed Science**, v. 32, p. 312-316, 1980.
- JAMIL, M.; CHARNIKHOVA, T.; CARDOSO, C. Quantification of the relationship between strigolactones and *Striga hermonthica* infection in rice under varying levels of nitrogen and phosphorus. **Weed Research**, v. 51, p. 373-385, 2011.

- JAMIL, M.; KANAMPIU, F. K.; KARAYA, H.; CHARNIKHOVA, T.; BOUWMEESTER, H. J. *Striga hermonthica* parasitism in maize in response to N and P fertilizers. **Field Crops Research**, v. 134, p. 1–10, 2012.
- JOEL, D. M. The long-term approach to parasitic weeds controle: manipulation of pscific development mechanisms of the parasite. **Crop Protection**, v. 19, p. 753–758, 2000.
- KANAMPIU, F. K.; RANSOM, J. K.; GRESSEL, J. Imazapyr seed dressings for *Striga* control on acetolactate synthase target-site resistant maize. **Crop Protection**, v. 20, p. 885–895, 2001.
- KANAMPIU, F.; RANSOM, J.; GRESSEL, J.; JEWELL, D.; FRIESEN, D.; GRIMANELLI, D.; HOISINGTON, D. Appropriateness of biotechnology to African agriculture: *Striga* and maize as paradigms. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, v. 69, p. 105–110, 2002.
- LI, J.; LIS, K. E.; TIMKO, M. P. Molecular genetics of race-specific resistance of cowpea to *Striga gesneroides* (Willd). **Pest Management Science**, v. 65, 520–527, 2009.
- LOPEZ-RAEZ, J. A.; CHARNIKHOVA, T.; GOMEZ-ROLDAN, V. Tomato strigolactones are derived from carotenoids and their biosynthesis is promoted by phosphate starvation. **New Phytologist**, v. 178, p. 863–874, 2008.
- McDONALD, D. Fumigants and soil sterilants: alternatives to methyl bromide **International Pest Control**, v. 44, p. 118–122, 2002.
- MIRANDA, C. H. B.; FAVARO, S. P.; CARVALHO, M. C. S.; CRUZ, I. **Relato de susceptibilidade de variedades brasileiras de milho e arroz sequeiro introduzidas em Moçambique à planta daninha parasita *Striga*, praga quarentenária ausente no Brasil**. Embrapa, 2017. 36 p. (Embrapa Agroenergia. Documentos, 26).
- MOHAMED, A.; ELLICOTT, A.; HOUSLEY, T. L.; EJETA, G. Hypersensitive Response to *Striga* Infection in Sorghum. **Crop Science**, v. 43, p. 1320–1324, 2003.
- MOHAMED, K. I.; MUSSELMAN, L. J.; RICHES, C. R. The genus *Striga* in Africa. **Annals of the Missouri Botanical Garden**, v. 88, n. 1, p. 60–103, 2001.
- MOHAMED, K. I.; PAPES, M.; WILLIAMS, R.; BENZ, B. W.; PETERSON, T. Global Invasive Potential of 10 parasitic witchweeds and related Orobanchaceae. **AMBIO**, v. 35, n. 6, p. 281–288, 2006.
- MOHAMED, K. L.; MUSSELMAN, L. J. Taxonomy of agronomically important *Striga* and *Orobanche* species. In: LABRADA, R. (Ed.). **Progress on Farmer Training in Parasitic Weed Management**. Rome: FAO, 2008. p. 7–14.

- MUSSELMAN, J.; PARKER, C. Studies on indigo witchweed, the American strain of *Striga gesnerioides* (Scrophulariaceae). **Weed Science**, v. 29 p. 594–596, 1981.
- PARKER, C. Parasitic Weeds: A World Challenge. **Weed Science**, v. 60, p. 269-276, 2012
- PARKER, C.; RICHES, C. R. **Parasitic Weeds of the World: Biology and Control**. Wallingford: CAB International, 1993. p. 332.
- PATRICK, J. R.; GRENIER, C.; EJETA, G. *Striga* Resistance in the Wild Relatives of Sorghum. **Crop Science**, v. 44, n. 6, p. 2221-2229, 2004.
- PATTERSON, D. T.; MUSSER, R. L.; FLINT, E. P.; EPLEE, R. E. Temperature responses and potential for spread of witchweed (*S. lutea*/ $\frac{1}{4}$ *S. asiatica*) in the United States. **Weed Sci.**, v. 30, p. 87–93, 1982.
- RANK, C.; RASMUSSEN, L. S.; JENSEN, S. R.; PIERCE, S.; PRESS, M. C.; SCHOLE, J. D. Cytotoxic constituents of *Alectra* and *Striga* species. **Weed Research**, v. 44, p. 265-70, 2004.
- RANSON, J.; KANAMPIU, F.; JONATHAN, G.; GROOTE, H.D.; BURNET, M.; ODHIAMBO, G. Herbicide applied to imidazolinone resistant-maize seed as a *Striga* control option for small-scale african farmers. **Weed Science**, v. 60, p. 283-289, 2012.
- REID, D. C.; PARKER, C. Germination requirements of *Striga* spp. In: INTERNATIONAL SYMPOSIUM ON PARASITIC WEEDS, 2., 1970, North Carolina. **Proceedings...** North Carolina, 1979. p. 202-210.
- RICH, P. J.; EJETA, G. Towards effective resistance to *Striga* in African maize. Mini-Review. **Plant Signaling & Behavior**, v. 3, n. 9, p. 618-621, 2008.
- SAND, P. F.; MANLEY, J. D. Chapter 17. The witchweed eradication program: survey, regulatory and control. In: SAND, P. F.; EPLEE, R. E. WESTBROOKS, R. G. (Ed.). **Witchweed Research and Control in the United States**. Monograph Number 5. Champaign, USA: Weed Science Society of America, 1990. p. 141-150.
- SAUERBON, J.; LINKE, K. H.; SAXENA, M. C.; KOCK, W. Solarization: a physical control for weeds and parasitic plants (*Orobanche* spp.) in Mediterranean agriculture. **Weed Research**, v. 29, p. 391–397, 1989.
- SIBHATU, B. Review on *Striga* Weed Management. **International Journal of Life Sciences Scientific Research**, v. 2, n. 2, p. 110-120, 2016.

- SILVA, A. A.; FERREIRA, F. A.; FERREIRA, L. R.; SANTOS, J. B. Métodos de controle de plantas daninhas. In: SILVA, A. A.; SILVA, J. F. (Org.). **Tópicos em manejo de plantas daninhas**. Viçosa, MG: Editora UFV, 2007, p. 63-82.
- SPALLEK, T.; MUTUKU, J. M.; SHIRASU, K. The genus *Striga*: a witch profile. **Molecular Plant Pathology**, v. 14, n. 9, p. 1-9, 2013.
- TASKER, A. V.; WESTWOOD, J. H. The U.S. witchweed eradication effort turns 50: a retrospective and look-ahead on parasitic weed management. **Weed Science**, v. 60, p. 267-268, 2012.
- TEKA, H. B. Advance research on *Striga* control: A review. **African Journal of Plant Science**, v. 8, n. 11, p. 492-506, 2014.
- VERKLEIJ, J. A. C.; KUIJPER, E. Various approaches to controlling root parasitic weeds. **Biotechnology and Development Monitor**, n.41, p. 16-19, 2000.
- WATLING, J. R.; PRESS, M. C. Impacts of infection by parasitic angiosperms on host photosynthesis. **Plant Biology**, v. 3, n. 4, p. 244-50, 2001.
- YASUDA, N.; SUGIMOTO, Y.; KATO, M.; INANAGA, S.; YONEYAMA, K. (+) - Strigol, a witchweed seed germination stimulant, from *Menispermum dauricum* root culture. **Phytochemistry**, v. 62, p. 1115-1119, 2003.
- YOHANNES, T.; NGUGI, K.; ARIGA, E.; ABRAHA, T.; YAO, N. ASAMI, P.; AHONSI, M. Genotypic variation for low *Striga* germination stimulation in sorghum “*Sorghum bicolor* (L.) Moench” landraces from Eritrea. **American Journal of Plant Science**, v. 7, p. 2470-2482, 2016.
- YONEYAMA, K.; AWAD, A. A.; XIE, X.; YONEYAMA, K.; TAKEUCHI, Y. Strigolactones as germination stimulants for root parasitic plants. **Plant Cell Physiology**, v. 51, n. 7, p. 1095-1103, 2010.

Regulamentar pragas como quarentenárias facilita o comércio internacional de produtos agrícolas. É uma medida reconhecida pela OMC para evitar a introdução de pragas ou barreiras injustificadas às exportações e uma questão de segurança nacional. O MAPA regulamentou cerca de 700 pragas quarentenárias ausentes, o que é um desafio para as ações de prevenção de introdução de pragas. Os riscos das pragas são diferenciados sendo necessárias ações de defesa vegetal caso a caso. Em razão do tamanho e da complexidade da questão e da limitação de recursos, é importante priorizar aquelas de maior risco para o dimensionamento dos esforços para soluções mais efetivas. A priorização foca em pragas que podem ocasionar perdas elevadas e desorganização dos sistemas de manejo de pragas e portanto, necessitam de ações rápidas e eficientes para detecção, controle e regulamentações emergenciais.

A priorização foi feita com o método *Analytic Hierarchy Process* (AHP), que permite decisões efetivas em questões complexas ao otimizar o processo natural de tomada de decisão. Consideraram-se critérios relativos à Entrada, Estabelecimento e Dispersão e Impacto Potencial. Essa priorização direciona emissões de alertas fitossanitários, planos de contingência e ações entre agências de defesa vegetal e o MAPA. Permite ainda identificar tecnologias prioritárias a serem desenvolvidas, como métodos diagnósticos, mapeamento de áreas de risco, melhoramento preventivo, e métodos de exclusão e erradicação. Permite também direcionar ações de conscientização dos cidadãos; divulgação científica junto à sociedade em geral; aproximação com cadeias produtivas via câmaras setoriais e sinalização positiva a tomadores de decisão.



MINISTÉRIO DA
AGRICULTURA, PECUÁRIA
E ABASTECIMENTO

