

INSTITUTO BIOLÓGICO

Cultura da Batata: Pragas e Doenças

1ª Edição

Fernando J. Sanhueza Salas & Jesus G. Töfoli (Eds.)



SÃO PAULO - 2016

INSTITUTO BIOLÓGICO

Cultura da batata: pragas e doenças

1ª Edição

Fernando J. Sanhueza Salas & Jesus G. Töfoli (Eds.)



SÃO PAULO - 2017

Cultura da batata: pragas e doenças

1ª Edição

INSTITUTO BIOLÓGICO

SÃO PAULO - 2017

FICHA CATALOGRÁFICA

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo
Núcleo de Informação e Documentação – IB

Salas, Fernando Javier Sanhueza.

Cultura da batata: pragas e doenças. / Fernando Javier Sanhueza Salas. São Paulo: Instituto Biológico, 2017.
241 p. : il.

ISBN 978-85-88694-15-6

1. Batata. 2. Manejo fitossanitário 3. Pragas 4. Doenças I. Salas, Fernando Javier Sanhueza II. Töfoli, Jesus Guerino III. Instituto Biológico (São Paulo). IV. Título

Tiragem: 1000 exemplares

IB/Bibl./2016

GOVERNO DO ESTADO DE SÃO PAULO
SECRETARIA DE AGRICULTURA E ABASTECIMENTO
GOVERNO DO ESTADO DE SÃO PAULO

SECRETARIA DE AGRICULTURA E ABASTECIMENTO
AGÊNCIA PAULISTA DE TECNOLOGIA DOS AGRONEGÓCIOS

INSTITUTO BIOLÓGICO

GOVERNADOR DO ESTADO
GERALDO ALCKMIN

SECRETÁRIO DE AGRICULTURA E ABASTECIMENTO
ARNALDO JARDIM

SECRETÁRIO ADJUNTO
RUBENS NAMAN RIZEK JUNIOR

CHEFE DE GABINETE
OMAR CASSIM NETO

COORDENADOR DA AGÊNCIA PAULISTA DE
TECNOLOGIA DOS AGRONEGÓCIOS
ORLANDO MELO DE CASTRO

DIRETOR TÉCNICO DE DEPARTAMENTO
INSTITUTO BIOLÓGICO
ANTONIO BATISTA FILHO

AGRADECIMENTOS

Somos gratos a todos que direta ou indiretamente colaboraram na elaboração desta obra, técnicos e profissionais tanto do Instituto Biológico como os externos a instituição, técnicos, auxiliares, pesquisadores, professores e alunos de pós graduação pelas informações, fotografias e literatura. Agradecemos também as empresas abaixo pelo apoio financeiro, difícil em momentos de mudança.

ADAMA do Brasil

Associação de Bataticultores de Vargem Grande do Sul - ABVGS

BASF S.A.

DOW AgroSciences

FMS Agro

Fundação de Estudos e Pesquisas Agrícolas e Florestais - FEPAF

HELM do Brasil

Margossian Sementes

PROMIP - Manejo Integrado de Pragas

Soleil Papa

LISTA DE AUTORES

Claudio Marcelo Gonçalves de Oliveira

Pesquisador Científico
Instituto Biológico
Centro Experimental Central do Instituto Biológico, Campinas
Laboratório de Nematologia
marcelo@biologico.sp.gov.br

Cristiane Müller

Pesquisadora em Entomologia
Dow AgroSciences
Centro Experimental de Mogi Mirim
muller2@dow.com

Eliana Borges Rivas

Pesquisador Científico
Instituto Biológico
Laboratório de Diagnóstico Fitopatológico
Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal, São Paulo
rivas@biologico.sp.gov.br

Fernando J. Sanhueza Salas

Pesquisador Científico
Instituto Biológico
Laboratório de Diagnóstico Fitopatológico
Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal, São Paulo
salas@biologico.sp.gov.br

Flávio Martins Garcia Blanco

Pesquisador Científico
Instituto Biológico
Centro Experimental Central
Laboratório da Ciência das Plantas Daninhas
garcia blanco@biologico.sp.gov.br

Irene Maria Gatti de Almeida

Pesquisador Científico
Instituto Biológico
Centro Experimental Central do Instituto Biológico, Campinas
Laboratório da Bacteriologia Vegetal
gatti@biologico.sp.gov.br

Jesus G. Töfoli

Pesquisador Científico

Instituto Biológico

Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal, São Paulo

Laboratório de Doenças Fúngicas em Horticultura

tofoli@biologico.sp.gov.br

José Maria Fernandes dos Santos

Pesquisador Científico - Aposentado

Instituto Biológico

Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal

Laboratório de Pragas em Horticultura

santosjms@biologico.sp.gov.br

Lillian Silveira Pereira

Dr. Sc. em Agricultura Tropical e Subtropical/IAC

M.Sc. - Pós-graduação em Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio

Instituto Biológico, São Paulo

lisilveirapereira@hotmail.com

Luís Otávio Saggion Beriam

Pesquisador Científico

Instituto Biológico

Centro Experimental Central do Instituto Biológico, Campinas

Laboratório da Bacteriologia Vegetal

beriam@biologico.sp.gov.br

Marcelo Eiras

Pesquisador Científico

Instituto Biológico

Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal, São Paulo

Laboratório de Virologia e Fitopatologia

eiras@biologico.sp.gov.br

Mário Massayuki Inomoto

Professor - Livre Docente

Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”

Laboratório de Nematologia, Esalq-USP, Caixa Postal 9, CEP 13418 900, Piracicaba, SP

inomoto@usp.br

Pedro C. Hayashi

Engenheiro Agrônomo, Melhorista

Vargem Grande do Sul, SP

jarril@uol.com.br

Ricardo J. Domingues

Pesquisador Científico

Instituto Biológico

Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal, São Paulo

Laboratório de Doenças Fúngicas em Horticultura

domingues@biologico.sp.gov.br

Roberto Kazuhiro Kubo

Pesquisador Científico

Instituto Biológico

Centro Experimental Central do Instituto Biológico, Campinas

Laboratório de Nematologia

kubo@biologico.sp.gov.br

Samantha Zanotta

Doutoranda

M.Sc. - Pós-graduação em Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio

Instituto Biológico, São Paulo

sa_zanotta@terra.com.br

Teresa Jocys

Pesquisador Científico

Instituto Biológico

Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal

Laboratório de Pragas em Horticultura, São Paulo

jocys@biologico.sp.gov.br

LISTA DE FIGURAS DOS CAPÍTULOS

CAPA LIVRO - Flor de batata (*Solanum tuberosum* L.) - Fernando Javier Sanhueza Salas

CAPÍTULO 1- *Diabrotica speciosa* Germar. sobre folíolo de batata - Fernando Javier Sanhueza Salas

CAPÍTULO 2 - Fêmea de *Meloidogyne* sp. - Claudio Marcelo Gonçalves Oliveira

CAPÍTULO 3 - *Raphanus raphanistrum* L. (“nabiça”) em bordadura de plantio de batata - Fernando Javier Sanhueza Salas

CAPÍTULO 4 - Pulverização com pulverizador autopropelido (“gafanhoto”) em cultivo de batata - Fernando Javier Sanhueza Salas

CAPÍTULO 5 - Fotomicrografia eletrônica de transmissão de inclusões em “catavento” característicos do *Potato Y virus* - Cesar Martins Chagas

CAPÍTULO 6 - Lesões profundas causadas por bactérias de *Streptomyces* spp. (Sarna comum) em batata - Luís Otávio Saggion Beriam

CAPÍTULO 7 - Lesões de *Alternaria solani* (Pinta preta) em batata - Fernando Javier Sanhueza Salas

CAPÍTULO 8 - Túbérculos de batata (*Solanum tuberosum* L.) var. Ágata, apresentando sintoma de afilamento induzido pelo *Potato spindle tuber viroid* (PSTVd). - Marcelo Eiras

CAPÍTULO 9 - Borboleta sobre tubérculos de batata prontos para a venda no mercado municipal de Porto Seguro/BA - Fernando Javier Sanhueza Salas

PREFÁCIO

UMA BREVE HISTÓRIA DA BATATA

Pela longa e fascinante história que este tubérculo teve, em um pequeno lapso de tempo, vale a pena ser relatada. Começando pela sua origem, sul americana e não inglesa conforme inúmeras pessoas acham. Seu centro de origem é a região andina, ao redor do lago Titicaca no Peru, na língua *quíchua*: papa. O termo batata inglesa foi adotado no Brasil por ocasião da construção das ferrovias, pois a maioria dos trabalhadores eram ingleses, e para diferenciar de nossa batata doce, passaram a chamá-la batata inglesa ou batatinha.

Esta era consumida por povos andinos a mais de 7000 anos. Nesta região de temperaturas frias, poucas plantas garantiam o sustento das pessoas e a batata era primordial. A forma encontrada para seu consumo consistia no *chuño*, tubérculos colocados ao relento para que as geadas os congelassem e posteriormente desidratassem ao Sol, podendo ser armazenados por longos períodos sem perder suas características nutricionais.

Com a chegada dos conquistadores espanhóis, foi “saqueada” assim como todas as outras riquezas, o ouro, a prata e objetos de valor. A busca por alimentos foi sem dúvida uma das razões das grandes viagens “exploratórias”. Das Américas, os europeus levaram inúmeras riquezas, mas nenhuma delas se comparará à batata e outros vegetais, como o tomate, o milho, o feijão, a pimenta, o tabaco e tantas outras riquezas botânicas. Há quem diga que todo o ouro levado das Américas tem um valor ínfimo, se compararmos com a importância da batata no mundo atual. Foi levada para a Europa em 1570, e começou a ter papel importante como alimento em meados de 1700, graças aos camponeses que a tinham como alimento básico somado ao leite. Em pouco mais de dois séculos a batata se tornou um dos alimentos mais importantes da humanidade. Atualmente a batata somente perde em área plantada para as culturas de milho,

trigo e arroz. Ressaltando que, quase a totalidade da batata plantada no mundo é usada na alimentação humana, diferente dos já citados grãos utilizados na alimentação animal.

A batata levada pelos espanhóis possivelmente era a espécie *Solanum tuberosum* subsp. *andigena* e tinha adaptação ao seu local de origem e, desta forma, as primeiras plantas obtidas não produziram o esperado devido a sua adaptação a dias curtos. Iniciou-se então um processo de seleção, onde obtiveram uma planta que produzia tubérculos em condições de dia longo, típico do verão europeu, criando assim a batata doméstica ou como é conhecida cientificamente, *Solanum tuberosum*.

Discriminada inicialmente, a população se recusava a consumir um alimento tão estranho e não mencionado na bíblia. Portanto, não era um alimento para os cristãos. Além disto, a planta de batata se assemelhava a outra extremamente venenosa, a beladona, ambas da mesma família botânica. No entanto, a falta de alimento na Europa se acentuava mais quando as safras de grãos sofriam com o excesso de chuvas durante o cultivo. Notou-se que era mais fácil cozinhar batatas que assar pão, o principal alimento da época, principalmente diante da crise onde faltava lenha e carvão.

Apesar dos preconceitos, as circunstâncias da época fizeram com que gradativamente a batata fosse elevada a principal alimento dos europeus. Os governantes da época viram grandes benefícios ao adotar a batata como alimento. Locais onde o tubérculo era frequentemente consumido, se observava um grande número de crianças saudáveis. Na época das invasões, enquanto os campos de cereais eram queimados pelos inimigos, a batata ficava protegida pelo solo, onde poderia suportar injúrias como a passagem de tropas, não afetando os tubérculos. Quando as colheitas de trigo eram insuficientes, a batata era capaz de suprir e alimentar as pessoas de uma maneira quase que completa, fornecendo carboidratos, proteínas e vitaminas.

Estas qualidades foram postas a prova, quando em 1845-1846, houve a introdução de uma doença conhecida como requeima (*Phytophthora infestans*), que devastou as plantações de batata na Irlanda. Este triste evento foi conhecido como a grande fome da Irlanda, onde milhões de pessoas morreram de desnutrição e uma grande parte sobrevivente migrou para outros países.

No Brasil a batata não tem a mesma importância. O nosso hábito alimentar varia outras fontes de carboidratos, deixando a batata como alimento secundário.

Com a atual crise dos alimentos este conceito poderia ser mudado. Assim como na Europa no século XVIII, onde a fécula de batata foi adicionada ao trigo para reduzir o custo do pão e aumentar a qualidade. Talvez a falta de informação sobre este alimento tão nobre, tenha levado os brasileiros a ignorar suas qualidades culinárias. Porém em viagem a outros países, impressionam-se com o sabor das batatas, onde muitos a utilizam com pele e polpa coloridas, com grande quantidade de nutrientes se comparadas às batatas tradicionais e ainda possuem propriedades anti-oxidantes, que evitam doenças como o câncer e retardam o envelhecimento. As variedades de batata diferem entre si e todas tem seu uso determinado, não se prestando para outra finalidade. Isto é um *mea culpa*, pois nosso consumidor valoriza a pele da batata e paga mais por algo que vai diretamente para o lixo.

Finalmente a importância deste tubérculo foi reconhecida mundialmente. O ano de 2008 foi O Ano Internacional da Batata, promovido pela FAO e outros órgãos internacionais relacionados à saúde e a alimentação.

O estudo da cultura de batata e suas doenças se iniciou no Instituto Biológico na década de 1930. Esta obra visa resgatar o legado e apresentar trabalhos desenvolvidos por uma grande equipe de Pesquisadores e colaboradores, que compõem o quadro do Instituto Biológico e difundir os esforços despendidos com esta valiosa cultura. Não só por ser o terceiro alimento consumido no mundo, mas também como importante cadeia produtiva, geradora de vários empregos diretos e indiretos, que auxiliam e movimentam o agronegócio brasileiro.

Acredito que todos os colaboradores desta obra, colocaram muito do seu conhecimento desta cultura e tentaram de uma maneira ou outra deixá-la de fácil leitura, acessível principalmente aos produtores e demais interessados para que compreendam a árdua e nobre tarefa de cultivar este tubérculo e de uma vez por todas se orgulhar e compreender a frase:

“... ao vencedor, as batatas ...(Machado de Assis)”.

Boa leitura,

Pedro C. Hayashi e Fernando J. Sanhueza Salas

SUMÁRIO

1. APRESENTAÇÃO.....	ii
2. LISTA DE FIGURAS DOS CAPÍTULOS.....	xii
3. PREFÁCIO.....	xiv
4. PRAGAS DA CULTURA DE BATATA	1
5. NEMATOIDES PARASITOS DA BATATA	45
6. MANEJO DAS PLANTAS DANINHAS NA CULTURA DE BATATA	60
7. TECNOLOGIA DE APLICAÇÃO DE DEFENSIVOS NA CULTURA DE BATATA	75
10. FITOVÍRUS EM BATATA	95
11. DOENÇAS BACTERIANAS DA BATATA	127
12. DOENÇAS FÚNGICAS DA BATATA	152
13. “TUBÉRCULO AFILADO DA BATATA” UMA DOENÇA CAUSADA POR VIRÓIDE	207
14. MÉTODOS DE COLETA E ENVIO DE MATERIAL PARA ANÁLISE	216

PRAGAS DA CULTURA DE BATATA

Fernando J. Sanhueza Salas

Cristiane Müller

Teresa Jocys



INTRODUÇÃO

A cultura da batata é atacada por diversas espécies de insetos. Atualmente, segundo a Associação Brasileira da Batata (ABBA), são consideradas pragas limitantes para a bataticultura nacional: mosca-branca (*Bemisia tabaci*) Biótipo B - MEAM 1; mosca-minadora (*Liriomyza huidobrensis*, *L. sativae*), pulgões (*Myzus persicae* e *Machrosiphum euphorbiae*), tripes (*Thrips palmi* e *T. tabaci*), lagarta-mede-palmo (*Chrysodeixis includens*) e a *Helicoverpa* sp. na parte aérea e a larva-alfinete (*Diabrotica speciosa*) a traça (*Phthorimaea operculella*) na parte subterrânea, ou seja, que atingem diretamente o tubérculo. Além das espécies quarentenárias: *B. tabaci* Biótipo Q - MED e o psílideo *Bactericera cockerelli*, responsável pela transmissão de uma bactéria fastidiosa, semelhante ao “greening” dos citros, denominada Zebra Chip. No entanto, fica claro que a importância de cada espécie varia de acordo com a região do país e nas áreas produtoras de batata. Alguns trabalhos apontam que a ação das pragas pode causar uma redução de 10% a 30% da produtividade. Nas hortaliças, plantas de ciclo rápido e que são cultivadas intensamente durante todo o ano, mesmo variando as regiões produtoras, como é o caso da batata, estes insetos podem provocar danos muito severos, que podem ser tanto diretos quanto indiretos.

Os danos diretos podem ser resultado da redução de área, quando se alimentam das folhas (folíolos); ou atacando caules, raízes e tubérculos, provocando a quebra das plantas ainda jovens deixando-os inviáveis para a sua comercialização. O ataque severo de alguns sugadores pode provocar o depauperamento da planta e a queda dos folíolos inferiores, tudo culminando em uma redução da produção. Os danos indiretos podem ser exemplificados com a alimentação de alguns sugadores que excretam o “honeydew” (substâncias açucaradas) que auxiliam o aparecimento de fungos saprófitas oportunistas, conhecidos como fumagina. No entanto, o maior problema relacionado a estes danos se encontra na transmissão de fitovírus. A cultura de batata é um dos melhores modelos para se estudar as diversas associações vírus x inseto vetor, pois podem ser encontradas todos os tipos de transmissão, sejam estas: não persistente, semi persistente, persistente circulativa e persistente propagativa.

Quanto às pragas quarentenárias supracitadas ausentes ou A1: são pragas de importância potencial para uma área em perigo, porém não presentes no território nacional. Exigem notificação imediata aos órgãos de Defesa

Agropecuária (MAPA). Algumas destas espécies que merecem destaque e se encontram na Instrução Normativa 41 (IN nº41 , de 1º de julho de 2008) são: Ácaros: *Halotydeus destructor*, *Tetranychus turkestani*; Coleópteros: *Diabrotica balteata*, *Leptinotarsa decemlineata*, *Melanotus communis*; Dípteros: *Lyriomiza bryoniae*, *Chromatomyia horticola* ; Hemípteros: *Bactericera cockerelli*, *Icerya seychellarum*; Lepidópteros: *Agrius convolvuli*, *Agrotis segetum*; Tripes: *Frankliniella intosa* e *F. bispinosa*, entre aproximadamente 250 espécies que não se encontram no Brasil e podem atacar diversas culturas, entre elas, a batata.

Dados de identificação e biologia suportam propostas de manejo racionais, de forma a obter o controle sem prejudicar excessivamente o agroecossistema. Dessa forma, abaixo são apresentadas informações relacionadas às principais pragas da batata.

1. Pulgões

Os pulgões são pragas que ameaçam a produção de batata principalmente pelo dano indireto – transmissão de viroses. Existe um complexo de espécies que visitam a cultura e, oportunamente, realizam picadas de prova, porém considerando o potencial de colonização destacamos *Myzus persicae* e *Macrosiphum euphorbiae*, sendo a primeira considerada mais importante pela característica de transmissão, empregando seu componente auxiliar (HCPPro), amplamente estudado, o que aumenta seu potencial vetorial.

1.1. *Myzus persicae* (Sulzer, 1776)

Nome comum: Pulgão-verde-da-batata, pulgão-verde-do-pessegueiro

Os adultos possuem corpo ovalado com cerca de 2 mm de comprimento. A ninfa se assemelha muito ao adulto, no entanto, a forma é mais achatada e mede entre 1-1,5 mm. As formas ápteras são de coloração verde-clara. Adultos alados são verdes, com cabeça, antena e tórax pretos, se reproduzem por partenogênese telítica, sem participação do macho, gerando em torno de 80 indivíduos/fêmea. Atacam preferencialmente as folhas em todo o desenvolvimento vegetativo.

Prejuízos: além do dano direto, resultado da sucção contínua de seiva, os pulgões são transmissores (ou vetores) de vírus. As viroses causadas por esses vírus são limitantes para a cultura da batata, destacando-se o vírus do mosaico da batata

(*Potato virus Y* - PVY), o vírus A da batata (*Potato virus A* - PVA) e o vírus do enrolamento da folha da batata (*Potato leafroll virus* -PLRV).

Plantas hospedeiras: *Allium* spp., *Apium graveolens*, *Arachis hypogaea*, *Asparagus officinalis*, *Beta vulgaris*, *Brassica* spp., *Cucumis melo*, *C. sativus*, *Capsicum annuum*, *Carica papaya*, *Chrysanthemum* spp., *Cichorium* spp., *Citrullus lanatus*, *Cucurbita* spp., *Cynara* spp., *Daucus carota*, *Glycine max*, *Gossypium hirsutum*, *Ipomoea batatas*, *Lactuca sativa*, *Lens culinaris*, *Malus* spp., *Nicotiana tabacum*, *Phaseolus vulgaris*, *Pisum sativum*, *Prunus persica*, *Prunus* spp., *Raphanus sativus*, *Saccharum officinarum*, *Sinapis alba*, *Solanum gilo*, *S. lycopersicum*, *S. mauritianum*, *S. melongena*, *Spinacia oleracea*, *Trifolium* spp., *Triticum* spp., *Vicia faba*, *Vigna* spp., *Zea mays*.

1.2. *Macrosiphum euphorbiae* (Thomas, 1878)

Nome comum: Pulgão-grande-da-batatinha, pulgão-verde-escuro-da-batata

Os adultos ápteros medem cerca de 1,7 a 3,6 mm de comprimento e sua forma imatura possui coloração mais pálida e olhos avermelhados, antenas com extremidades mais escuras ou por completo e sifúnculos com pontas escuras. Os adultos alados medem cerca de 3 a 4 mm de comprimento. São visivelmente maiores que as formas ápteras, com seus sifúnculos e antenas mais escuros, que os insetos ápteros. Nas formas aladas, as antenas são maiores que o corpo. Atacam as folhas, caule, ramos e frutos durante todo o ciclo de desenvolvimento da cultura.

Prejuízos: Além dos danos diretos como sucção de seiva e injeção de toxinas, o afídeo pode ser vetor de fitovírus de característica não persistente: *Papaya ringspot virus* – type watermelon (PRSV-W), *Zucchini yellow mosaic virus* (ZYMV), *Potato virus Y* (PVY), *Cucumber mosaic virus* (CMV).

Plantas hospedeiras: *Apium graveolens*, *Artemisia vulgaris*, *Beta vulgaris*, *Brassica napus*, *Capsicum annuum*, *Chenopodium album*, *C. quinoa*, *Citrus* spp., *Cucumis sativus*, *Cucurbita pepo*, *Cichorium* spp., *Epilobium angustifolium*, *Fragaria* spp., *Freesia* spp., *Gladiolus hybrids*, *Gossypium* spp., *Hordeum vulgare*, *Ipomoea batatas*, *Lactuca sativa*, *Linum usitatissimum*, *Lupinus* spp., *Phaseolus vulgaris*, *Prunus persica*, *Rosa* spp., *Solanum lycopersicum*, *S. melongena*, *Triticum* spp., *Vicia faba*, *Vigna unguiculata*, *Vitis vinifera*, *Zea mays*.

Monitoramento e controle de pulgões:

A infestação de pulgões ocorre pela migração de insetos de outras áreas (infestação primária), e a dispersão dentro da área infestada só acontece após a formação e crescimento dessas colônias iniciais (infestação secundária). É importante que as primeiras colônias sejam identificadas, principalmente nas áreas de bordadura (**Figuras 1 e 2**).

Ponteiros e brotações novas possuem tecidos tenros e o conteúdo da seiva abundante em compostos a base de nitrogênio, o que atrai nutricionalmente a praga. Dessa forma o monitoramento deve levar em consideração principalmente folhas jovens.

Há duas forma de monitoramento. A primeira refere-se ao uso de bandejas amarelas. De acordo com a literatura emprega-se 4 bandejas amarelas com água e algumas gotas de detergente doméstico (5%) por ha, colocadas a 0,5 m do solo. Esse método é eficaz uma vez que se baseia na atratividade de cor, porém é necessária uma atenção especial em situações climáticas adversas.

A segunda forma de monitoramento é por meio da contagem direta em 100 folhas por hectare, de uma a duas vezes por semana se possível.

O importante é que o acompanhamento da área seja feito e que se leve em conta a percepção de que as infestações primárias são essenciais de serem identificadas, o que permite o controle localizado, evitando gastos desnecessários com produtos e mão de obra e, ao mesmo tempo se reduz o ritmo inicial de transmissão, já que não permite que a população de vetores atinja outros talhões.

O nível de controle varia dependo da finalidade do cultivo. Entende-se que em áreas de produção de sementes o controle é mais rigoroso, uma vez que o material oriundo desses campos pode representar fonte de inóculo primário em novos plantios/áreas.

2. Lagartas de solo

Dentro do complexo de lagartas com hábito de corte, que podem atacar plantas jovens de batata e causar perda de estande, destacam-se a *Spodoptera frugiperda* (lagarta do cartucho do milho) e *Agrotis ipsilon* (lagarta rosca).

Nos últimos anos a ocorrência de *S. frugiperda* tem aumentado, não apenas em batata, mas também em outro cultivos, o que demonstra a adaptabilidade

dessa espécie a diferentes hospedeiros. Nesse sentido o manejo da área deve, obrigatoriamente, considerar a eliminação de hospedeiros alternativos.

2.1. *Agrotis ipsilon* (Hufnagel, 1766)

Nome comum: Lagarta-rosca

Os adultos são mariposas com 35 mm de envergadura, com asas anteriores marrons e manchas pretas, e as posteriores semitransparentes. Possuem grande capacidade de oviposição resultando em posturas médias de até 1000 ovos, os quais são colocados nas folhas, caule (axilas dos folíolos) e solo (**Figura 3**).

Os ovos, de coloração branca, são colocados de forma individualizada em folhas de plantas da cultura ou hospedeiras, próximas ao solo, de onde eclodem lagartas de coloração marrom acinzentada escura. As lagartas tem hábitos noturnos, alimentado-se a noite e ficando abrigadas no solo durante o dia. Quando tocadas se enrolam, daí surgindo seu nome popular de lagarta rosca. O período larval médio é de até 26 dias e a longevidade das fêmeas é de cerca de 9 dias.

Prejuízos: as lagartas cortam as plantas rente ao solo, atacam as plantas nos primeiros 30 dias, reduzindo a densidade de plantio, sendo que o nível de dano varia para cada cultura ou variedade. Cada lagarta pode destruir até 4 plantas com até 10 cm de altura. Na ocorrência de grandes infestações, os tubérculos também podem ser destruídos (**Figura 4**).

Plantas hospedeiras: *Abelmoschus esculentum*, *Agrostis* sp., *Allium cepa*, *Apium graveolens*, *Arachis hypogaea*, *Asparagus officinalis*, *Atropa belladonna*, *Avena sativa*, *Beta vulgaris*, *Brassica napus*, *B. nigra*, *B. oleracea*, *Brassica rapa*, *Camellia sinensis*, *Capsicum annuum*, *Carthamus tinctorius*, *Chenopodium quinoa*, *Cicer arietinum*, *Citrullus lanatus*, *Citrus* sp., *Coffea* sp., *Convolvulus arvensis*, *Cucumis sativus*, *Cucurbita pepo*, *Cynara cardunculus*, *Daucus carota*, *Fragaria*, *Gladiolus hybrids*, *Glycine max*, *Gossypium* sp., *Helianthus annuus*, *Hordeum vulgare*, *Ipomoea* sp., *Lactuca sativa*, *Lens culinaris*, *Linum usitatissimum*, *Malus domestica*, *Manihot esculenta*, *Medicago sativa*, *Mentha* sp., *Musa* sp., *Nicotiana tabacum*, *Papaver somniferum*, *Parthenium argentatum*, *Phaseolus vulgaris*, *Pisum sativum*, *Prunus domestica*, *P. persica*, *P. salicina*, *Pyrus communis*, *Raphanus sativus*, *Ricinus communis*, *Saccharum officinarum*, *Sapium sebiferum*, *Sesamum indicum*, *Solanum lycopersicum*, *S.*

mauritianum, *S. melongena*, *Sorghum bicolor*, *Stachys arvensis*, *Trifolium alexandrinum*, *T. repens*, *Triticum* sp., *Vicia faba*, *Vigna unguiculata*, *Vitis* sp., *Zea mays*.

2.2. *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797)

Nome comum: Lagarta-militar, Lagarta-do-cartucho-do-milho

A mariposa possui hábito noturno, coloca cerca de 100 ovos por postura, distribuídos em camadas, na parte superior das folhas das plantas. A fase de ovo dura em torno de 3 dias dependendo da temperatura. As lagartas tem um período larval variável de 12 a 30 dias, dependendo das condições ambientais, quanto maior a temperatura menor o ciclo. São de coloração cinza ou marrom e atingem o máximo de 50 mm de comprimento. Após o período larval, as lagartas empupam no solo.

Esta espécie possui uma alta capacidade de adaptação sendo encontrada em diversos hospedeiros. Quando a cultura está instalada ataca preferencialmente a parte aérea. Quando a população está presente no local e apenas se mantendo em hospedeiros alternativos, permanece no solo e apresenta esse hábito de corte.

Prejuízos: quando com hábito de solo, *S. frugiperda* (**Figura 5**) pode causar os mesmo prejuízos descritos para *A. ipsilon*. Em campo, muitas vezes ocorre identificação incorreta, devido a correlação histórica de lagarta-rosca com *A. ipsilon*, o que pode ser facilmente resolvido pela observação do Y invertido presente na cabeça da lagarta da *S. frugiperda*.

Plantas hospedeiras: *Agrostis* spp., *Avena sativa*, *Alcea rosea*, *Allium* spp., *Amaranthus* spp., *Andropogon virginicus*, *Arachis hypogaea*, *Asparagus officinalis*, *Atropa belladonna*, *Avena sativa*, *Beta vulgaris*, *Brassica oleracea*, *Capsicum* spp., *Carex* sp., *Carya* spp., *Cenchrus incertus*, *Chenopodium álbum*, *C. quinoa*, *Chloris gayana*, *Chrysanthemum* spp., *Cicer arietinum*, *Cichorium intybus*, *Citrullus lanatus*, *Citrus aurantium*, *C. limon*, *C. reticulata*, *C. sinensis*, *Codiaeum variegatum*, *Convolvulus* spp., *Cucumis sativus*, *Cyperus rotundus*, *Daucus carota*, *Dahlia pinnata*, *Dianthus caryophyllus*, *Echinochloa colona*, *Eryngium foetidum*, *Fagopyrum esculentum*, *Fragaria chiloensis*, *Gladiolus hybrids*, *Glycine max*, *Gossypium* spp., *Hevea brasiliensis*, *Hibiscus cannabinus*, *Hordeum vulgare*, *Ipomoea batatas*, *I. purpurea*, *Lactuca sativa*, *Malus domestica*, *Medicago sativa*, *Mucuna pruriens*, *Musa* spp., *Nicotiana tabacum*,

Oryza sativa, *Panicum miliaceum*, *Pelargonium* spp., *Pennisetum clandestinum*, *P. glaucum*, *Phaseolus vulgaris*, *Phleum pratense*, *Pisum sativum*, *Platanus occidentalis*, *Plumeria* spp., *Poa annua*, *P. pratensis*, *Portulaca oleracea*, *Prunus pérsica*, *Rorippa nasturtium-aquaticum*, *Saccharum officinarum*, *Secale cereale*, *Setaria itálica*, *S. viridis*, *Solanum lycopersicum*, *S. melongena*, *Sorghum bicolor*, *S. caffrorum*, *S. halepense*, *S. sudanense*, *Spinacia oleracea*, *Trifolium* spp., *Triticum aestivum*, *Vaccinium corymbosum*, *Vigna unguiculata*, *Viola odorata*, *Vitis* spp., *Xanthium strumarium*, *Zea mays*, *Zingiber officinale*.

Monitoramento e controle:

O monitoramento de lagartas de solo não é uma tarefa fácil. Armadilhas luminosas podem ser empregadas para a captura de adultos, porém os adultos capturados não necessariamente representam a população instalada no local, uma vez que esses indivíduos com alta capacidade de vôo podem ser atraídos de áreas adjacentes.

Porém o seu manejo baseado na biologia da praga pode contribuir para a redução da população. Uma das medidas mais recomendadas é a dessecação antecipada da área e eliminação de plantas daninhas que representam hospedeiros alternativos. Dessa forma, ocorre a redução da disponibilidade de alimento, e, muitas lagartas presentes no solo podem ser afetadas por essa falta de alimento e não se tornarem adultos. Ainda, aquelas que se tornarem adultos procurarão um local com disponibilidade de alimento (plantas) para oviposição, deixando a área. Essa é uma medida prática que contribui não apenas para o manejo de lagartas de solo, mas sim de muitas pragas da cultura, reduzindo hospedeiros alternativos e até mesmo fonte de inóculo primário.

3 - Lagartas da parte aérea

As lagartas que atacam a parte aérea da batata pertencem a diferentes gêneros e possuem comportamento e distribuição diferente nas plantas.

3.1. *Spodoptera eridania* (Cramer, 1782)

Nome comum: Lagarta-das-folhas, Lagarta-das-vagens-da-soja

A mariposa tem coloração cinza clara medindo aproximadamente 40 mm de envergadura, com asas anteriores acinzentadas com ponto preto no centro as posteriores, esbranquiçadas. As lagartas até o segundo ínstar possuem coloração

esverdeada e cabeça preta, após o desenvolvimento, se tornam escuras (pretas) e apresentam quatro pontos escuros na região dorsal mediana. Após o terceiro ínstar iniciam a dispersão para outras partes da planta e outras plantas. Na fase final de desenvolvimento, possuem duas faixas longitudinais amarelas na lateral e uma no dorso.

Prejuízos: o prejuízo causado por esta espécie é a desfolha. As lagartas possuem hábito gregário e se alimentam inicialmente da folha onde foi realizada a postura e após em folhas adjacentes. A capacidade de consumo foliar da espécie é alta e pode comprometer seriamente as plantas atacadas.

Plantas hospedeiras: *Beta vulgaris*, *Brassica* spp., *Capsicum* spp., *Dendranthema x grandiflorum*, *Dianthus caryophyllus*, *Dioscorea opposita*, *Glycine max*, *Gossypium hirsutum*, *Ipomoea batatas*, *Manihot esculenta*, *Nicotiana tabacum*, *Pelargonium* spp., *Phaseolus vulgaris*, *Solanum lycopersicum*, *S. melongena*, *Zea mays*.

3.2. *Spodoptera cosmioides* (Walker, 1858).

Nome comum: Lagarta-das-vagens-da-soja, Lagarta-preta

Os adultos apresentam coloração acinzentada com desenhos brancos nas asas anteriores e seu segundo par de asas é branco. As posturas são em massas agrupadas e em camadas, cobertas com escamas. As larvas se caracterizam de acordo com o desenvolvimento, nos ínstaes iniciais são gregárias e de coloração esverdeada, semelhantes à *S. eridania*. Tornam-se pardas com uma faixa mais escura entre o 3º par de pernas torácicas e o 1º par de falsas-pernas abdominais. O ciclo de vida em condições ideais, temperaturas amenas e em alta umidade relative, varia de 26 a 31 dias.

Prejuízos: o principal prejuízo causado pela espécie é a intensa desfolha, porém podem atacar partes florais (**Figura 7**).

Plantas hospedeiras: *Ananas comosus*, *Allium cepa*, *Arachis hypogaea*, *Asparagus officinalis*, *Avena sativa*, *Beta vulgaris*, *Brassica napus* var. napobrassica, *Capsicum annum*, *Coffea* sp., *Eucalyptus* sp., *Gossypium hirsutum*, *Glycine max*, *Helianthus annuus*, *Linum usitatissimum*, *Mangifera indica*, *Malus domestica*, *Medicago sativa*, *Nicotiana tabacum*, *Oryza sativa*, *Pisum sativum*, *Phaseolus lunatus*, *Pelargonium hortorum*, *Ricinus communis*,

Solanum melongena, *Sorghum vulgare*, *Solanum lycopersicum*, *Triticum* sp., *Zea mays*.

Monitoramento e controle de *S. eridania* e *S. cosmioides*:

Tanto *S. cosmioides* como *S. eridania* ocorrem em lavouras de batata de forma pontuada, porém o aumento da incidência dessas lagartas em soja e algodão pode contribuir para o aumento em outras culturas, como a batata. Os adultos realizam posturas em massa, com um grande número de ovos, e não muito distantes uma da outra (metros). Dessa forma o ataque pode ocorrer em apenas alguns talhões. Após a eclosão as lagartas permanecem próximas umas das outras até o segundo ínstar e somente no terceiro se dispersam.

Por se alimentarem em grande número da mesma folha, e não ultrapassarem o limbo foliar de um lado ao outro, produzem o aspecto de folha transparente. Essa é uma das melhores formas de identificar a infestação inicial e realizar o controle em talhões específicos, atingindo lagartas pequenas. Neste caso os inseticidas apresentam bons índices de controle, uma vez que o tamanho da lagarta é adequado para a aplicação e a alimentação é intensa, favorecendo produtos seletivos e de ação por ingestão.

A infestação generalizada ocorre apenas na segunda geração que infesta o local e então o controle precisa ser realizado em área total.

3.3. *Chrysodeixis includens* (Walker, 1857).

Nomes comum: Lagarta-falsa-medideira; Lagarta-mede palmo

O ataque de *Chrysodeixis includens* em batata pode ser considerado recente, e essa praga também merece muita atenção pois vem sendo registrada em culturas antes não atacadas, o que demonstra a adaptação da espécie a novos hospedeiros.

A literatura ainda carece de estudos de biologia e comportamento de *C. includens* em diferentes variedades de batata, porém informações oriundas de outras culturas auxiliam na identificação e manejo da espécie.

Os ovos são colocados na face inferior das folhas, sendo pequenos e esbranquiçados e dispostos de forma individualizada. A fase de ovo tem duração aproximada de 5 a 7 dias. As lagartas ao eclodirem são

verdes-esbranquiçadas e a medida que se desenvolvem, torna-se visível listras longitudinais brancas no dorso, podendo apresentar pequenos pontos escuros no corpo. Apresentam três pares de pernas torácicas e três abdominais. Os três pares de pernas abdominais proporcionam o seu deslocamento peculiar quando aproxima a parte de trás com a parte da frente do corpo. Com este movimento forma-se um arco, lembrando o ato de medir palmo, daí o seu nome vulgar. As lagartas se alimentam das folhas das plantas onde completam sua fase larval. Terminada a fase de lagarta, se transformam em pupa ou crisálida, encerrada em casulo de seda, em folhas caídas ao chão e na face inferior de folhas de plantas de batata.

Prejuízos: o principal prejuízo causado pela espécie é a desfolha. As lagartas possuem um elevado poder de consumo, e em populações altas comprometem a produtividade por redução da área foliar. Ao se alimentarem não consomem nervuras, deixando um aspecto de rendilhado nas folhas atacadas.

Plantas hospedeiras: *Allium sativum*, *Apium graveolens*, *Asparagus retrofractus*, *Amaranthus* sp., *Aster* sp., *Arachis hypogaea*, *Begonia* sp., *Brassica oleracea*, *Calendula officinalis*, *Chenopodium album*, *Commelina pendula*, *Chrysanthemum* spp., *Citrullus vulgaris*, *Capsicum annum*, *Cyphomandra betacea*, *Croton capitatus*, *Coleus hybridus*, *Dianthus caryophyllus*, *Eupatorium* sp., *Erigeron canadenses*, *Gerbera jamesonii*, *Geranium* spp., *Glycine max*, *Gossypium hirsutum*, *Helianthus annuus*, *Helianthus* spp., *Hibiscus esculentus*, *Hydrangea* sp., *Ipomoea batatas*, *Ipomoea purpurea*, *Ixora coccinea*, *Lactuca sativa*, *Lantana montevidensis*, *Lepidium virginicum*, *Lycopersicum esculentum*, *Matthiola incana*, *Mentha* sp., *Medicago sativa*, *Nasturtium officinale*, *Nicotiana rustica*, *Nicotiana tabacum*, *Peperomia obtusifolia*, *Physalis* sp., *Parthenium* sp., *Passiflora incarnata*, *Philodendron* sp., *Poinsettia pulcherrima*, *Portulaca oleracea*, *Pelargonium* sp., *Persea americana*, *Phaseolus limensis*, *Phaseolus vulgaris*, *Pisum sativum*, *Rumex* sp., *Schefflera actinophylla*, *Senecio cineraria*, *Solidago* spp., *Solanum* sp., *Sanchus* spp., *Saintpaulia ionantha*, *Vigna sinensis*, *Verbena* spp., *Xanthium pennsylvanicum*, *Zebrina pendula*, *Zea mays*.

Monitoramento e controle de *Chrysodeixis includens*:

A falsa-medideira é uma lagarta com elevada sensibilidade às condições de baixa umidade. Devido a isso, as infestações nas plantas em diversas culturas,

incluindo batata, ocorre principalmente no terço inferior. É comum observar o aumento da população de falsa-medideira após o fechamento da cultura, pois o volume maior de área foliar propicia a formação de um microclima com alta umidade nesse local, e nesse caso a viabilidade de ovos e lagartas torna-se maior resultando em um aumento populacional brusco.

O monitoramento após o fechamento de linhas deve ser intensificado pois esta representa a fase mais crítica para o ataque da praga. A literatura não dispõe de nível de controle definido para a praga, estudos são necessários levando em conta a fase da cultura bem como diferentes cultivares. O monitoramento pode ser realizado com batidas de pano ou observação da presença de lagartas e ovos nas folhas.

3.4. *Helicoverpa armigera* Hübner, 1809.

Nome comum: Lagarta-das-vagens-da-soja

Trata-se de uma praga nova, reportada recentemente em batata. Possui metamorfose completa e seus adultos apresentam asas anteriores amareladas (fêmeas) e cinza-esverdeadas (machos). As fêmeas podem ovipositar de 2000 a 3000 ovos, sempre dispostos em locais de farta alimentação para as larvas, seja na parte abaxial das folhas ou nos talos, flores, frutos e brotações terminais. Ao eclodir, as larvas possuem entre 10 – 15 mm podendo alcançar na fase final até 40 mm de comprimento (**Figura 8**). Esta fase dura em torno de 14 a 21 dias. As pupas, possuem coloração marrom escuro e passam essa fase no solo. As fêmeas podem viver por até 12 dias, sempre dependendo da cultura e condições climáticas. O ciclo total gira em torno de 25 dias.

Plantas hospedeiras: *Abelmoschus esculentus*, *Acalypha* spp., *Albizia procera*, *Allium* spp., *Amaranthus* spp., *Arachis hypogaea*, *Avena sativa*, *Brassica* sp., *Broussonetia papyrifera*, *Brugmansia x candida*, *Cajanus cajan*, *Callistephus chinensis*, *Capsicum annuum*, *Carthamus tinctorius*, *Chenopodium album*, *Cicer arietinum*, *Citrus* spp., *Commelina benghalensis*, *Convolvulus arvensis*, *Cucumis sativus*, *C. melo*, *Datura* spp., *Daucus carota*, *Gaillardia pulchella*, *Glycine max*, *Gossypium hirsutum*, *Guizotia abyssinica*, *Helianthus annuus*, *Hordeum vulgare*, *Hyoscyamus niger*, *Hyptis suaveolens*, *Lablab purpureus*, *Linum usitatissimum*, *Mangifera indica*, *Medicago sativa*, *Nicotiana tabacum*, *Papaver somniferum*, *Pennisetum glaucum*, *Phaseolus* spp., *Pinus* spp., *Pisum*

sativum, *Prunus* spp., *Rosa damascena*, *R. indica*, *Salvia sclarea*, *Solanum lycopersicum*, *Solanum melongena*, *Sonchus arvensis*, *Sorghum bicolor*, *Triticum* spp., *Vigna unguiculata*, *Zea mays*.

Monitoramento e controle de *Helicoverpa armigera*:

Helicoverpa armigera é uma praga recente em vários cultivos incluindo a batata. O ataque pode acontecer desde a fase inicial, quando as medidas de eliminação de plantas do local não for feita. Neste caso, lagartas grandes podem migrar de hospedeiros alternativos e atacar plântulas, causando sérios prejuízos.

Durante o restante do ciclo da cultura, não existe uma distribuição regular do ataque da praga, porém observa-se que na fase reprodutiva a presença de flores pode atrair os adultos para oviposição.

Não existe nível de controle definido para a praga na cultura, e o monitoramento pode ser realizado com batidas de pano e observação da presença de lagartas e ovos nas plantas, sendo observados ovos principalmente em ponteiros e flores.

3.5. *Phthorimaea operculella* (Zeller, 1873)

Nome comum: Traça-da-batatinha, Traça-da-batata

O inseto adulto pode chegar a 15 mm de envergadura, possuindo coloração acinzentada e pontos pretos nas asas anteriores. Possui asas franjadas. As fêmeas, em condições favoráveis, podem ovipositar cerca de 300 ovos durante todo seu ciclo de vida, estes, de cor branca, formato oval e lisos. A lagarta pode atingir até 12 mm de comprimento e possuem cor branca esverdeada no início e posteriormente em fases mais avançadas se tornam branca amareladas. A pupa é de cor marrom avermelhada e sempre é protegida por uma teia. Seu ciclo total pode girar em torno de 30 a 50 dias, dependendo das condições.

Prejuízos: As larvas atacam as folhas em todo o seu desenvolvimento vegetativo, formando galeria nas folhas, semelhante a um minador. Também podem atacar o caule e tubérculos, reduzindo o valor comercial ou inviabilizando a sua venda, inclusive chegando a sua destruição total ou parcial ao produzir galerias. Seus danos continuam após a colheita, no transporte e armazenamento.

Plantas hospedeiras: *Capsicum annuum*, *Solanum melongena*, *S. mauritianum*, *S. lycopersicum*, *Nicotiana tabacum*, *Vicia faba*.

Monitoramento e controle de *Phthorimaea operculella*:

A ocorrência de traças é mais intensa em climas mais frios, e nesses locais o monitoramento precisa ser intensificado. Deve-se observar a presença de minas nas folhas e as minas precisam ser examinadas quanto a presença de larvas vivas ou mortas. Muitas vezes, o ataque de predadores e parasitóides pode controlar as larvas e a mina permanece. O uso de adjuvantes foliares auxilia a performance do inseticidas aplicados para o controle da praga.

4. Coleópteros

Diferente dos insetos sugadores, os coleópteros não possuem glândula salivar, no entanto, os prejuízos em alguns casos ainda podem ser piores, pois além dos danos diretos, também ocorrem danos indiretos, pelo fato deste grupo também ter a capacidade de transmissão de fitovírus. Este último caso é comum em quatro famílias de coleópteros: Coccinellidae, Curculionidae, Chrysomelidae e Meloidae, estas três últimas famílias já descritas no Brasil como transmissoras de vírus. Atualmente são conhecidas 61 espécies de coleópteros vetores de vírus vegetais que transmitem 42 vírus em 6 gêneros.

4.1. *Epicauta atomaria* (Germ. 1821)

Nome comum: Vaquinha-da-batatinha, burrinho-das-solanáceas

A vaquinha-da-batata é um inseto polífago e se alimenta de batata, tomateiro e outras hortaliças. O adulto tem cerca de 8 a 17 mm de comprimento, de coloração cinza com pontos pretos. Trata-se de um inseto que, no final do século XX, se destacava como praga primária na cultura de batata, hoje em dia se reduziu a praga secundária aparecendo apenas esporadicamente. Se trata de um inseto hipermetabólico, ou seja, o seu desenvolvimento larval é dividido em diversas fases, que, de acordo com as condições, podem reverter o desenvolvimento ou entrar em diapausa. As primeiras fases larvais são chamadas de larvas triangulinas e se alimentam de pólen e ovos de outros insetos. As fêmeas adultas podem realizar posturas em grandes quantidades que podem chegar de 100 a 800 ovos aglomerados, geralmente no solo. As pupas também permanecem no solo.

Prejuízos: Os adultos alimentam-se das folhas e caules, podendo provocar a quebra das plantas, dependendo da fase fenológica no momento do ataque. Alimentam-se das folhas reduzindo-as apenas às nervuras. Foi descrito por Salas & Barradas (1992) como vetora de um *Tymovirus* (vírus da necrose branca do tomateiro, um isolado do *Eggplant mosaic virus* - EMV), o primeiro relato no mundo (**Figura 9**).

Plantas hospedeiras: *Beta vulgaris*, *Capsicum annuum*, *Daucus carota*, *Glycine max*, *Gossypium hirsutum*, *Ipomoea batatas*, *Medicago sativa*, *Passiflora edulis*, *Phaseolus vulgaris*, *S. melongena*, *S. lycopersicum*, *S. gilo*, *Spinacia oleracea*.

4.2. *Diabrotica speciosa* (Germ., 1824)

Nome comum: Larva-alfinete, vaquinha-verde-amarela, patriota, brasileiro.

A fêmea faz postura no solo, de onde eclodem larvas de coloração branca, atingem até 10 mm de comprimento. O número varia de 1 a 300 ovos, em laboratório, com tamanho médio de 0,5 mm. Estes ovos são postos nas proximidades da planta hospedeira no solo e eclodem entre 6 a 8 dias. As larvas, possuem três instares larvais, se desenvolvem em um período médio de 18 dias, dependendo da temperatura, assim como o ciclo de vida total que varia de 24 a 60 dias, aproximadamente (**Figura 10**). O adulto tem coloração verde com 5 a 6 mm de comprimento, cabeça castanha e três manchas amareladas no corpo (**Figura 9**).

Prejuízos: os danos podem ser divididos em diretos e indiretos, e ocorrem em todo o desenvolvimento fenológico da planta, nas folhas, frutos e órgãos subterrâneos. Entre os danos diretos o mais conhecido é o ataque aos tubérculos ocasionando orifícios (**Figura 10**), por isto, suas lagartas são conhecidas como larva-alfinete, depreciando o valor das batatas no mercado e proporcionando pontos de entrada para outros patógenos. Quando o ataque das fases larvais ocorre nas raízes pode ocasionar interferência na absorção de nutrientes e água e reduz a sustentação das plantas. Quando o ataque ocorre no caule ocasiona o acamamento das plantas resultante de ventos fortes e chuvas. Os adultos reduzem a área foliar e assim consequentemente a área fotossintética.

Os danos indiretos, também provocados por larvas e adultos, são a transmissão de fitovírus, entre estes podemos destacar: *Cowpea chlorotic mottle*

virus, *Bromegrass mosaic virus* (Bromoviridae); *Cowpea severe mosaic virus*, *Cowpea mosaic virus* (Comoviridae); *Southern bean mosaic virus* (Sobemovirus); *Eggplant mosaic virus*, *Andean potato latent virus* (Tymovirus). Estes já descritos ou interceptados no Brasil. Podemos citar alguns quarentenários que possuem vetores no Brasil: *Squash mosaic virus* (SqMV), *Bean rugose mosaic virus* (BRMV) e o *Andean potato mottle virus* (APMoV) (quarentenários).

Plantas hospedeiras: *Arachis hypogaea*, *Arracacia xanthorrhiza*, *Brassica napus*, *Beta vulgaris*, *Cucurbita* spp., *Chrysanthemum* spp. *Citrullus lanatus*, *Cucumis melo*, *C. sativus*, *Capsicum* spp., *Colocasia esculenta*, *Daucus carota*, *Dianthus caryophyllus*, *Glycine max*, *Helianthus annuus*, *Ipomoea batatas*, *Manihot esculenta*, *Pisum sativum*, *Phaseolus vulgaris*, *Prunus* spp., *Raphanus sativus*, *S. melongena*, *S. lycopersicum*, *S. mauritianum*, *Vigna* spp., *Vitis* spp., *Zea mays*, *Zingiber officinalis*.

Monitoramento e controle de *Diabrotica speciosa*:

O monitoramento da larva-alfinete só é possível por meio de iscas atrativas para adultos, porém é muito variável e a relação entre número de adultos e número de larvas não é proporcional. A captura de adultos serve como indicativo para a adoção de medidas de controle. Aliado ao monitoramento é necessária a destruição de restos culturais e a dessecação antecipada da área, para que a infestação inicial no solo seja reduzida pela falta de alimento e que o monitoramento dos adultos que chega em à área represente melhor a população presente. Quando o controle é direcionado aos adultos é necessário o uso de produtos de contato para obtenção de bons percentuais de controle.

4.3. *Epitrix* spp.

Nome comum: Pulga-do-fumo, pulga-da-batata

O adulto tem coloração marrom escura com 1,5 a 2 mm de comprimento, com cabeça pequena e antenas longas, apresentando o último par de pernas é do tipo saltatório, que permitem que o inseto salte com facilidade quando encontrado. Graças a isto são denominados pulguinhas, o mais comum é a espécie *Epitrix fasciata* Blatchley, 1918 (pulga-do-fumo). Os ovos são colocados ao redor das plantas e após 7 dias eclodem larvas brancas, estas, alcançam um comprimento entre 4-5 mm e possuem o corpo cilíndrico. Após esta fase

tornam-se pupas dificilmente encontradas no solo. O ciclo de vida é de 36 - 50 dias aproximadamente.

Prejuízos: os adultos perfuram as folhas e o ataque é mais intenso nas partes sombreadas das plantas. Com a diminuição da área de fotossíntese provocam diminuição na produtividade. Também podem atacar os tubérculos fazendo sulcos estreitos e sinuosos nos tubérculos depreciando seu valor no mercado.

Plantas hospedeiras: *Nicotiana tabacum*, *Solanum melongena*, *S. americanum*, *Solanum lycopersicon*.

4.4. *Dyscinetus planatus* Burm., 1847

Nome comum: Bicho-bolo, pão-de-galinha

O adulto mede aproximadamente 20 mm de comprimento, tem coloração preta na parte superior e marrom na inferior. As fêmeas colocam ovos esbranquiçados no solo, próximo aos tubérculos ou diretamente sobre esses. As larvas que medem entre 35 a 40 mm, possuem o corpo recurvado na forma de U com cor branca e cabeça marrom. Ao eclodirem, penetram nos tubérculos, principalmente em restos de cultura ou quando os tubérculos são deixados a superfície. O ciclo biológico demora em média 10 meses.

Prejuízos: perfuram e produzem galerias nos tubérculos; Em infestações intensas destroem totalmente a produção.

Plantas hospedeiras: *Ipomoea batatas*, *Oryza sativa*, *Saccharum officinarum*, *Zea mays*.

Monitoramento e controle de *Dyscinetus planatus*:

O ataque dessa praga é recorrente em determinadas regiões e os dados históricos auxiliam a prever a ocorrência da praga.

4.5. *Phyrdenus divergens* (Germ., 1824)

Nome comum: bicho-tromba, bicho-da-tromba-de-elefante

Os ovos são colocados no solo, junto às plantas. O coleóptero adulto mede de 5,5 a 6 mm de comprimento e possui coloração marrom escura, com corpo rugoso, revestido de escamas escuras e escamas brancas. Possuem hábito noturno. A postura ocorre nas hastes, de maneira isolada ou em grupos (2-3

ovos). Sua fase larval dura em torno de 30 dias, onde viram pupa. O ciclo total do inseto é de 50-55 dias.

Prejuízo: o adulto pode atacar folhas deixando-as rendilhadas, também atacando caules e tubérculos quando expostos. As larvas perfuram os tubérculos, fazendo galerias de 1 mm de profundidade e 4 mm de diâmetro, facilitando a penetração de fungos e bactérias, que acabam por destruir totalmente os tubérculos, tornando-os imprestáveis para consumo.

Plantas hospedeiras: *Solanum melongena*, *Lycopersicon esculentum*, *Capsicum annuum*.

4.6. *Conoderus scalaris* (Germ., 1824)

Nome comum: Larva-aramé

O coleóptero ataca os tubérculos nas suas fases larvais. O adulto se alimenta de matéria em decomposição e de substâncias açucaradas. Suas larvas, conhecidas como larva-aramé, atacam durante todo o ciclo fenológico da planta, estas possuem o corpo achatado e atingem de 15 a 25 mm de comprimento, tem a coloração marrom claro, com o corpo rígido, segmentos visíveis e órgãos locomotores curtos, porém se movimentam ativamente no solo. Ao final desta fase podem tranquilamente chegar a 25 mm. As pupas se encontram no solo e quando adultos medem cerca de 10 a 15 mm.

Prejuízo: os ovos são ovipositados no solo ou abaixo da superfície, sempre perto da planta alvo. Suas larvas, inicialmente, podem provocar orifícios profundos nos tubérculos e podem abrir pequenas ou grandes galerias. Os ataques mais severos ocorrem durante o crescimento vegetativo da batata. As plantas podem sofrer amarelecimento e posteriormente, sob intenso ataque, provocar a morte da planta. Por possuir hábitos subterrâneos as larvas perfuram os tubérculos, abrindo as portas para fungos e bactérias. Esses danos são mais intensos em épocas secas.

Plantas hospedeiras: *Daucus carota*, *Oryza sativa*, *Solanum mauritianum*, *Triticum aestivum*, *Zea mays*.

5. Cochonilhas

5.1. *Pseudococcus maritimus* (Ehrhorn, 1900)

Nome comum: cochonilha-branca, piolho-farinheiro

Este inseto possui de um ciclo de vida total de aproximadamente 37,5 dias com longevidade de 73 dias. O ovo aparenta a forma elíptica e mede em torno de 0,38 mm de comprimento. Seu período embrionário é em média de 9 dias. Possui três instares até se formar o adulto. Os adultos medem de 4 a 5 mm de comprimento e são recobertos por uma substância pulverulenta branca. O macho é alado e sua reprodução é sexuada. Os ovos são postos em um ovissaco e a postura realizada apresentou uma média de 300 ovos.

Prejuízos: tanto as ninfas como adultos sugam os tubérculos, fixando-se nos “olhos” dos tubérculos, no entanto, o principal dano é causado principalmente nos tubérculos armazenados para o plantio. Podem atacar brotos novos no campo, ocasionando problemas fisiológicos e causando exaustão destes brotos.

Plantas hospedeiras: *Cyperus rotundus*, *Cyperus esculentus*, *Eleusine indica*, *Passiflora* sp., *Gladiolus* sp.

Monitoramento e controle de *Pseudococcus maritimus*:

Devido a baixa mobilidade dessa praga, o histórico de ocorrência auxilia a prever talhões com ocorrência do inseto. A principal medida de controle é destruição de restos culturais e plantas hospedeiras. Quando necessário o emprego de inseticidas deve optar-se por aplicação em solo ou produtos foliares com ação sistêmica.

6. Formigas

6.1. *Solenopsis* spp. (*S. saevissima* e *S. invicta*)

Nome comum: formiga lava-pés ou formiga-de-fogo, caga-fogo, formiga-brasa, formiga-malagueta

As formigas do gênero *Solenopsis* são formigas pequenas, com operárias variando em média de 3 a 6 mm de comprimento. É caracterizada pelas antenas com 10 segmentos e a clava bissegmentada. Possui coloração que pode variar do amarelo-claro a marrom até o preto brilhante. São dotados de ferrão na extremidade do abdômen e sua picada é dolorosa, inoculando veneno que causa

bolhas como se fossem queimaduras, podendo causar respostas alérgicas em algumas pessoas.

São polimórficas, com o corpo e cabeça com poucos pelos (cerdas). Não existe soldado. Seus ninhos normalmente estão localizados em locais abertos.

Os ovos são esféricos e de cor clara e as larvas não possuem pernas. A pupa se assemelha às operárias, sendo inicialmente branco-amareladas tornando-se escuras antes de emergir o adulto (**Figura 11**).

As fêmeas aladas são de coloração castanho avermelhado e os machos são brilhantes e pretos com cabeça bem pequena. Essas formigas ficam na colônia até o ambiente apresentar condições ideais para o vôo nupcial. As rainhas são fecundadas pelos machos e perdem suas asas em seguida ao vôo nupcial.

As formigas machos e fêmeas alados (também chamados reprodutivos, sexuais ou alados) se acasalam no ar. Os machos morrem depois do acasalamento e as fêmeas voltam ao solo atraídos por superfícies brilhantes (água, p.ex.) onde procuram por um local adequado para se instalar. Possuem coloração marrom clara avermelhada e medem entre 3,5 a 5 mm.

Prejuízos: a colônia ataca a parte aérea e os tubérculos e acabam por destruir completamente as hastes (**Figura 11**) e os tubérculos, onde abrem orifícios circulares e pouco profundos, inutilizando-os para o mercado. Além disso representam risco aos trabalhadores.

Plantas hospedeiras: são insetos onívoros. Polípagos, são de grande importância na área agrícola, pois provocam grandes prejuízos em pomares, gramados, florestas e cultivos em geral, alguns exemplos desta diversidade são: *Solanum lycopersicon* e hastes de grama - *Spartina alterniflora*.

Monitoramento e controle de *Solenopsis* spp.: O monitoramento deve ser realizado observando a presença de ninhos, e o controle deve ser realizado de forma localizada com utilização de inseticidas (aplicar diretamente nos ninhos).

7. Ácaros

Existem duas principais espécies de ácaros que atacam a cultura da batata, mencionadas abaixo. E em populações elevadas causam sérias perdas de produção.

7.1. *Polyphagotarsonemus latus* (Banks, 1904)

Nome comum: ácaro-tropical, ácaro-branco, ácaro-branco-do-feijoeiro

Os ácaros brancos pertencem à subclasse Acarina, superordem Acariformes, onde se enquadram os carrapatos e carraças. Possuem ciclo de vida completo, com ovos medindo cerca de 0,1 mm de comprimento com coloração branca. Sua larva é hexápoda de cor branca. Sua fase pupal é muito semelhante a forma adulta, diferencia-se pois possui oito pernas. A fêmea mede aproximadamente 0,17 mm de comprimento por 0,11 mm de largura, os ovos são achatados com saliências superficiais e de coloração branca e podem ser colocados em grupos de até 40 ovos. As posturas são realizadas na fase abaxial das folhas e podem ser transportados por insetos como afídeos e moscas brancas. Não tecem teia e são encontrados mais facilmente em épocas secas.

Prejuízos: Ocorrem em reboleiras e seu desenvolvimento tem seu ciclo de vida reduzido em condições de altas temperaturas e tempos secos (baixa U.R.), as folhas atacadas tornam-se coriáceas e quebradiças. As hastes podem se tornar escurecidas. As folhas atacadas tornam-se amareladas e suas bordas se dobram para baixo.

Plantas hospedeiras: *Abelmoschus esculentus*, *Allium sativum*, *Carica papaya*, *Camellia japonica*, *C. sinensis*, *Capsicum* sp., *Corchorus* sp., *Citrullus lanatus*, *Citrus* sp., *Coffea* sp., *Cucumis melo*, *C. sativus*, *Cucurbita maxima*, *C. pepo*, *Fragaria x ananassa*, *Gerbera hybrida*, *Impatiens* spp., *Glycine max*, *Gossypium hirsutum*, *Hevea brasiliensis*, *Hydrangea macrophylla*, *Jatropha curcas*, *Mangifera indica*, *Morus* sp., *Ocimum basilicum*, *Persea americana*, *Ricinus communis*, *Rubus* sp., *Phaseolus vulgaris*, *Piper nigrum*, *Pisum sativum*, *Psidium guajava*, *Schefflera arboricola*, *Solanum lycopersicum*, *S. laciniatum*, *S. melongena*, *Tetragonolobus psophocarpus*, *Vitis vinifera*.

7.2. *Tetranychus evansi* (Baker e Pritchard, 1960)

Nome comum: ácaro-vermelho

Os adultos do ácaro vermelho, possuem tamanho reduzido e por isto difíceis de serem visualizados sem auxílio de lupa. A coloração varia do alaranjado claro ao avermelhado ou marrom. As fêmeas são maiores que os machos e podem apresentar duas manchas vermelhas no dorso, o que facilita a identificação dessa

espécie. Seus ovos são redondos e possuem cor alaranjada escurecendo com a proximidade da eclosão. As larvas, verde claro ou rosadas possuem três pares de pernas. O número de ovos varia de 80 a 120, dependendo da temperatura. Em climas quentes se reproduz durante o ano todo. As condições favoráveis para o seu desenvolvimento são altas temperaturas e clima seco.

Prejuízos: No início do ataque, produz manchas cloróticas nas folhas do terço inferior da planta. O ataque contínuo causa a desfolha e pode levar a planta a sua morte. Altas populações, que normalmente ocorrem no final do ciclo da cultura, resultam na formação de teias nas folhas superiores.

Plantas hospedeiras: *Arachis hypogea*, *Arachis prostrata*, *Capsicum annuum*, *Citrullus lanatus*, *Ficus carica*, *Nicotiana tabacum*, *Phaseolus vulgaris*, *Solanum melongena*, *Solanum lycopersicon*.

Monitoramento e controle de *Tetranychus evansi*:

A presença de ácaros ocorre naturalmente com maior frequência mediante desequilíbrios climáticos, como por exemplo períodos de seca. Períodos de estiagem requerem maior atenção para a ocorrência da praga. Outro fator que favorece a ocorrência de ácaros pode ser a utilização de produtos não seletivos, como piretróides, que podem provocar desequilíbrio pela eliminação das espécies de ácaros predadores, que auxiliam na manutenção da população de fitófagos abaixo do nível de controle.

Para o monitoramento é necessário o uso de lupa 10 ou 20x e também conhecer as espécies para que espécies fitófagas e predadoras não sejam confundidas. De forma geral, ácaros predadores são mais ágeis e movimentam-se com maior intensidade.

Quando necessário o controle a base de inseticidas as aplicações devem ser sequenciais (2) com intervalo médio de 7 dias.

8. Tripes (Thysanoptera: Thripidae)

8.1. *Frankliniella* sp.

Nome comum: trips-do-tomateiro, trips-das-flores

Existem várias espécies que pertencem a este gênero e a dinâmica de ocorrência varia ao longo do tempo. Dessa forma assume-se o gênero como

praga, uma vez que biologia, inimigos naturais e sensibilidade a inseticidas são bastante semelhantes. Tripes são insetos de corpo cilíndrico, pequeno e estreito, apresentam dois pares de asas franjadas e aparelho bucal sugador raspador, graças a adaptação de duas maxilas e uma mandíbula. São insetos polívoros e as fêmeas adultas são de maior tamanho (1,2 mm) que os machos (0,9 mm), estes espécimes têm coloração variável, de acordo com a época do ano e seu ciclo biológico, mas por norma os machos são mais escuros, tendendo a coloração marrom escura. As fêmeas podem ovipositar até 100 ovos e seu ciclo de vida total é na média de 15 dias (**Figura 13**).

Prejuízos: atacam folhas, flores e frutos em todo o desenvolvimento da planta, causando dano ao sugar o conteúdo celular que extravasa após a picada, devido a isto as folhas ficam com tom prateado ou esbranquiçado. Ao rasparem as folhas causam o dobramento das bordas para cima, semelhante a uma colher e estas se tornam coriáceas e quebradiças. Também podem causar danos indiretos, estes bem importantes, pois esta espécie é relatada como vetora do vírus do vira cabeça do tomateiro (*Tomato spotted wilt virus* - TSWV) e do vírus dos anéis cloróticos do tomate (*Tomato chlorotic spot virus* - TCSV), ambos da família *Tospoviridae* e causadores de doenças em batata.

Plantas hospedeiras: *Arachis hypogaea*, *Allium cepa*, *Abelmoschus esculentus*, *Brassica oleracea*, *Benincasa hispida*, *Carica* sp., *Cucurbita pepo*, *Citrullus lanatus*, *Cucumis melo*, *C. sativus*, *Capsicum annuum*, *Crotalaria* spp., *Fragaria* spp., *Glycine max*, *Gossypium hirsutum*, *Lactuca sativa*, *Lens culinaris*, *Lablab purpureus*, *Mangifera indica*, *Medicago sativa*, *Nicotiana tabacum*, *Phaseolus* spp., *Prunus persica*, *Punica granatum*, *Solanum melongena*, *S. mauritianum*, *S. gilo*, *S. lycopersicum*, *Spinacia oleracea*, *Vitis* spp.

8.2. *Thrips tabaci* (Lindeman, 1888)

Nome comum: trips-da-cebola, tripes-do-fumo, piolho

Trata-se de uma espécie cosmopolita e polívora pois ataca um grande número de espécies vegetais. Se alojam nos botões florais, flores e brotações, no entanto, podem também ser encontrados na face adaxial das folhas novas ou mesmo velhas, montando colônias. Os adultos tem corpo alongado e sua coloração varia desde o amarelo ao marrom, a longevidade da fêmea é de até 20 dias, fazendo posturas que podem variar de 20 a 100 ovos (**Figura 14**).

Prejuízos: os prejuízos são os mesmos descritos para *T. tabaci*. Atacam com mais severidade em estações secas e podem causar até 50% da quebra de produção, dependendo da fase fenológica da planta. A sintomatologia apresentada pelo ataque é de prateamento, enrolamento de folhas e necrose. No entanto, esta espécie se destaca por transmitir fitovírus, com destaque para os *Tospovirus*: *Tomato spotted wilt virus* (TSWV), *Tomato chlorotic spot virus* (TCSV), *Groundnut ringspot virus* (GRSV).

Plantas hospedeiras: *Allium cepa*, *A. sativum*, *Avena sativa*, *Arachis hypogaea*, *Asparagus officinalis*, *Annona* sp., *Beta vulgaris*, *Brassica napus*, *B. oleracea*, *Capsicum* sp., *Capsicum annuum*, *Carica papaya*, *Chrysanthemum* sp. *Cucumis melo*, *C. sativus*, *Dianthus caryophyllus*, *Daucus carota*, *Diospyros* sp., *Fragaria* sp., *Glycine max*, *Gossypium hirsutum*, *Helianthus annuus*, *Lactuca sativa*, *Lens culinaris*, *Medicago sativa*, *Nicotiana tabacum*, *Phaseolus vulgaris*, *Pyrus* sp., *Prunus domestica*, *Raphanus sativus*, *Rosa* sp., *Ricinus communis*, *Solanum mauritianum*, *S. lycopersicum*, *Triticum* sp., *Trifolium* sp., *Vitis* sp., *Zea mays*.

Monitoramento e controle de tripes:

Como o ciclo dessa praga é rápido a população pode aumentar drasticamente no período de duas semanas. Por isso recomenda-se o monitoramento semanal. As duas principais fases de ataque, é no início do ciclo quando as plantas estão pequenas ainda, e o ataque severo pode causar prejuízos irreversíveis, e na floração, quando os insetos são atraídos pelo conteúdo alimentar das flores.

O monitoramento pode ser realizado por meio de bandejas com água (coloração azul claro); com utilização de folha de papel escura, colocando-a abaixo das brotações e flores e sacudindo/batendo essas estruturas de forma que os tripes caiam sobre essa folha e seja possível a contagem, e/ou ainda, por meio da observação de flores quando na época de floração. Recomenda-se retirar as pétalas para facilitar a visualização de ninfas.

9. Moscas (Diptera: Agromyzidae)

9.1. *Liriomyza* spp. (*Liriomyza huidobrensis*, *L. sativae* e *L. trifolii*)

Nome comum: mosca-minadora, larva-minadora, minadora, minador-das-folhas

A família Agromyzidae (Diptera) é conhecida pelo hábito alimentar das larvas no mesofilo foliar formando minas, sendo popularmente conhecidas como moscas-minadoras. O gênero *Liriomyza* é cosmopolita e polífago, causando sérios problemas a diversas culturas, pois as larvas se alimentam nas folhas reduzindo a produtividade. Além disso, a abertura de galerias nas folhas para alimentação e oviposição criam locais de entrada para patógenos. São pequenas moscas de cor preta com 2 mm de comprimento, cujas larvas fazem galerias ou minas ao se alimentarem do parênquima das folhas e provocando o seu secamento. Ocorrem em períodos de seca prolongada. O ciclo de vida de *L. sativae*, em laboratório sobre plantas de batata, foi de aproximadamente 10 dias (pupa-adulto). As três espécies foram reportadas como pragas na cultura de batata, no entanto, inúmeros trabalhos citam diferenças quanto ao tipo de mina, altitude e distribuição geográfica. Estes fatores ajudam muito na sua correta identificação. Em trabalho desenvolvido pelo Instituto Biológico, se determinou a transmissão do PVY^{NTN} por *L. sativae* através das picadas de alimentação dos adultos com taxas que variaram de 20 a 70%. Não se constatou a transmissão por larva. Trata-se da primeira comprovação da transmissão de PVY^{NTN} por este díptero no Brasil. Fato que explica um caso atípico que ocorria com certa frequência em algumas áreas de plantio: alta incidência de moscas-minadoras e baixa de afídeos, principais vetores de PVY, onde apesar da semente ser certificada, ocorria um alto índice de plantas infectadas pelo *Potyvirus*.

Prejuízos: As fêmeas realizam postura no mesofilo das folhas da planta atacada, entre as duas epidermes. As larvas, ao eclodirem, se alimentam e criam galerias ou minas por cerca de 4-7 dias, variando com a temperatura. São ápodas e de cor branca ou transparente. Ao fim do desenvolvimento larval, transformam-se em pupa sobre a folha ou caem no solo (7 a 15 dias), possuem coloração alaranjada (**Figura 12**). Os adultos realizam diversas picadas de alimentação, momento que se acredita, ocorre a transmissão deste vírus não persistente.

Plantas hospedeiras: *Allium* sp., *Apium graveolens*, *Arachis hypogaea*, *Beta vulgaris* var. *saccharifera*, *Belmoschus esculentus*, *Brassica oleracea*, *B. rapa*, *Cajanus cajan*, *Capsicum* sp., *Cestrum* sp., *Cicer arietinum*, *Citrullus lanatus*, *Cucumis melo*, *C. sativus*, *Cucurbita* sp., *Dahlia pinnata*, *Datura* sp., *Daucus carota*, *Gossypium* sp., *Indigofera* sp., *Lactuca sativa*, *Lathyrus* sp., *Medicago sativa*, *Melilotus* sp., *Nicotiana tabacum*, *Ocimum basilicum*, *Phaseolus* sp.,

Phlox sp., *Physalis* sp., *Pisum* sp., *Raphanus sativus*, *Ricinus communis*, *Solanum lycopersicum*, *S. melongena*, *Spinacia oleracea*, *Trifolium* sp., *Vigna* sp., *Zea mays*.

Monitoramento e controle de moscas-minadoras:

O monitoramento dessa praga é feito da mesma forma que a traça das folhas – observando a presença de minas (de preferência minas que ainda estejam com larvas, desconsiderando as minas já abandonadas ou secas), porém essa praga ocorre com maior intensidade em regiões de clima mais quente. A recomendação do uso de adjuvantes aplica-se a essa praga também.

10. Mosca-Branca (Hemiptera: Aleyroididae)

10.1. *Bemisia tabaci* Biótipo B ou MEAM-1 (Bellows&Perring, 1994)

Nome comum: mosca-branca, *Bemisia argentifolii*, *B. tabaci* raça B

Bemisia tabaci é cosmopolita, com suposto centro de origem no Oriente (Índia e Paquistão), tendo sido introduzida na África, Europa e Américas pelo transporte e intercâmbio de material vegetal. No Brasil, a mosca-branca *B. tabaci* é conhecida desde 1923, ocorrendo em várias culturas e plantas invasoras, no entanto em baixas infestações. Em 1968, na região norte do Paraná, surtos populacionais dessa espécie representada pelo biótipo A dominante na época, foram verificados em lavouras de algodão e feijão.

Bemisia tabaci é um complexo de espécies constituído por mais de 40 biótipos, ou seja, espécies morfológicamente indistintas. O biótipo B de *B. tabaci* [= *B. argentifolii* Bellows & Perring], atualmente pertence ao grupo MEAM 1 (Middle East Asia Minor 1) e, foi introduzido no Brasil no início da década de 1990. Desde então, o biótipo predominante é o B, pois anteriormente o biótipo A era o que predominava no País, com destaque para as culturas de feijão e soja. A mudança da predominância do biótipo A para o biótipo B, ou o deslocamento de um biótipo pelo outro, pode ser explicada pela maior taxa de reprodução, alta oviposição e um número muito maior de plantas hospedeiras.

O ciclo de vida de *B. tabaci* biótipo B varia de acordo com a planta hospedeira e as condições ambientais, sendo a temperatura um dos fatores mais determinantes. O ciclo de vida de *B. tabaci* dura 19 dias a 32°C, podendo chegar a 73 dias a 15°C; em condições favoráveis, esse inseto pode apresentar de 11 a 15

gerações por ano, sendo que cada fêmea pode colocar de 100 a 300 ovos durante o seu ciclo de vida (**Figura 17**). *B. tabaci* é vetor de aproximadamente 111 espécies de fitovírus, sendo que, só o gênero *Begomovirus* (família *Geminiviridae*) engloba mais de 90% do total de espécies de vírus transmitidos por este inseto. a transmissão ocorre quando espécimens de mosca-branca se alimentam no floema das plantas, introduzindo o estilete e extraíndo aminoácidos e carboidratos necessários para sua sobrevivência, ao mesmo tempo o inseto pode adquirir o vírus e as bactérias simbióticas (que auxiliam na transmissão), os vírus circulam internamente via canal digestivo até a câmara filtro onde se alojam, e as bactérias se alojam no estômago médio, posteriormente o vírus entra em contato com as proteínas secretadas pelas bactérias que o auxiliam a passar para a hemolinfa do corpo do inseto até atingir as glândulas salivares acessórias e, assim quando se alimenta em outra planta transmite o begomovírus.

Prejuízos: Os danos causados podem ser divididos em diretos, como definhamento de plantas, injeção de toxinas causando desordens fisiológicas (**Figura 16**), posterior ataque a outras regiões da planta (caules e frutos) (**Figura 18**), ou indiretos, facilitando a colonização por fungos devido à sua secreção açucarada (“honeydew”) e formação de fumagina, reduzindo a área fotossintética, além da transmissão de fitovírus. A espécie *B. tabaci* atualmente é considerada a mais importante vetora de fitovírus, principalmente pelo seu hábito polífago que permite não só a sobrevivência dos insetos em campo, mas também pelo grande número de hospedeiros que além de proporcionar alimento, se transformam em fontes de inóculo de vírus de plantas.

Plantas hospedeiras: destacam-se, entre as mais de 800 espécies de plantas, *Arachis hypogaea*, *Beta vulgaris*, *Bidens* sp., *Brassica* sp., *Carica papaya*, *Chrysanthemum* sp., *Cucurbita* sp., *Cucumis melo*, *Citrus* sp., *Cichorium intybus*, *Cichorium endivia*, *Cucurbita pepo*, *Citrullus lanatus*, *Cucumis sativus*, *Capsicum annuum*, *Daucus carota*, *Euphorbia pulcherrima*, *Euphorbia heterophylla*, *Ficus* sp., *Gerbera jamesonii*, *Gossypium hirsutum*, *Glycine max*, *Ipomoea batatas*, *Lablab purpureus*, *Lactuca sativa*, *Mentha* sp., *Medicago sativa*, *Melissa officinalis*, *Nicotiana tabacum*, *Passiflora* sp., *Phaseolus vulgaris*, *Pisum sativum*, *Raphanus sativus*, *Rosa* sp., *Sechium edule*, *Solanum melongena*, *S. mauritianum*, *S. lycopersicum*, *Solanum gilo*, *Vitis* sp.

10.2. *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood, 1856)

Nome comum: mosca-branca-da-casa-de-vegetação

O ciclo de ovo a adulto de *Trialeurodes vaporariorum* varia de acordo com a temperatura e sua planta hospedeira, podendo ser completado entre 19 a 25 dias. A oviposição se dá na face abaxial das folhas com os ovos colocados em círculo ou semicírculo. Esses são de coloração amarelo claro, evoluindo para tons escuros antes da eclosão. O tempo para a eclosão das ninfas é de seis a sete dias após a oviposição. Existem quatro estágios ninfais, sendo que, no primeiro, a ninfa é móvel até ocorrer a fixação, posterior a isto, torna-se sésil até se transformar em adulto. O desenvolvimento ninfal, se dá entre 9 a 17 dias. O primeiro ínstar, tem duração de 3 a 5 dias, o segundo de 4 a 8 dias e o terceiro varia de 2 a 4 dias. A pupa tem um período de duração de 3 a 7 dias. Os adultos possuem dois pares de asas, sendo as anteriores pouco maiores que as posteriores, antenas longas, aparelho bucal sugador labial e olhos com constrição mediana, divididos. O tempo de vida ou longevidade de *T. vaporariorum* pode variar de 21 até 40 dias. As fêmeas podem ovipositar mais de 100 ovos (**Figura 15**).

Prejuízos: Os danos provocados por esta espécie ocorrem em todas as fases fenológicas da cultura de batata. Estes prejuízos podem ser diretos com a sucção de seiva das folhas e injeção de toxinas, além da produção de fumagina em frutas, flores, inflorescências e hastes. No entanto, trata-se de um importante vetor de fitovírus,

Plantas hospedeiras: *Actinidia chinensis*, *Ageratina adenophora*, *Apium graveolens*, *Aster* sp., *Bouvardia* sp., *Brassica* sp., *Camellia sinensis*, *Capsicum* sp., *Capsicum annuum*, *Chenopodium giganteum*, *Chrysanthemum* sp., *Cucumis melo*, *Cucumis sativus*, *Cucurbita* sp., *Cucurbita pepo*, *Cyphomandra betacea*, *Euphorbia pulcherrima*, *Fragaria* sp., *Freesia* sp., *Fuchsia* sp., *Gerbera* sp., *Gerbera jamesonii*, *Glycine max*, *Gossypium hirsutum*, *Helianthus annuus*, *Hibiscus rosa-sinensis*, *Impatiens* sp., *Ipomoea* sp., *Lactuca sativa*, *Lantana camara*, *Lycopersicon* sp., *Malva sylvestris*, *Nicotiana* sp., *Origanum majorana*, *Pelargonium graveolens*, *Persea americana*, *Phaseolus* sp., *Psidium*

guajava, Rhododendron sp., Rosa sp., Rubus idaeus, Solanum lycopersicum, S. melongena, Sonchus sp., Stellaria media, Tagetes erecta.

Monitoramento e controle de mosca-branca:

O monitoramento de mosca-branca deve ser realizado semanalmente. Para uma maior precisão a presença de adultos deve ser observadas nas primeiras horas da manhã, pois em temperatura mais amena a movimentação é menor. Adultos gostam de brotações novas, porém como são sensíveis a radiação solar se abrigam na face inferior das folhas. Em condições de seca os adultos podem se localizar no terço inferior das plantas, onde a umidade é maior.

De forma geral, o local com maior incidência de ovos é onde se encontram os adultos. Com auxílio de lupas de mão pode ser realizada a contagem facilmente. Quando os ovos são depositados em círculo deve-se ter uma atenção especial pois representa que o substrato possui características nutricionais adequadas. As ninfas e pupas são encontradas geralmente em folhas do terço médio, porém também sofrem alterações indiretamente pela alteração do comportamento dos adultos.

O controle de mosca-branca pode ser realizado tanto por meio de aplicação de produtos biológicos (fungos) quanto inseticidas químicos. Porém para obtenção de bons resultados com inseticidas biológicos deve-se observar as condições ambientais, visto que há a necessidade de alta umidade. Quanto ao controle com produtos químicos, devem ser utilizados produtos sistêmicos, com ação por ingestão. De forma geral são necessárias duas aplicações com intervalo de 7 dias, para que haja quebra do ciclo da praga e sucesso do controle.

Considerações sobre o Manejo de Pragas em Batata

As táticas adotadas para o manejo de pragas devem primeiramente ser compatíveis, de forma a representarem vantagens aditivas umas às outras, para isso tem-se a necessidade de pensar o sistema como um todo e não de forma compartimentalizada, ou seja, dividida.

Ao mesmo tempo em que é elevado o número de insetos-praga que atacam a batata, também é elevado o número de inimigos naturais incluindo predadores, parasitóides, fungos e bactérias entomopatogênicos. Esses organismos trabalham a favor do produtor e precisam ser preservados.

Ao tomar a decisão de controle químico, deve-se optar por produtos com alta seletividade. Essas informações não estão evidentes nas bulas de produtos, porém a literatura apresenta dados bem consistentes para grupos de inimigos naturais e grupos de produtos.

Desta forma alguns pontos a serem analisados na tomada de decisão:

1) Utilização de produtos seletivos

Ao mesmo tempo em que é elevado o número de insetos-praga que atacam a batata, também é elevado o número de inimigos naturais incluindo predadores, parasitóides e fungos e bactérias entomopatogênicos. Esses organismos trabalham a favor do produtor e precisam ser preservados. Ao tomar a decisão de controle químico, deve-se optar por produtos com alta seletividade. Essas informações não estão evidentes nas bulas de produtos, porém a literatura apresenta dados bem consistentes para grupos de inimigos naturais e grupos de produtos.

2) Utilização de produtos de acordo com dados de Bula.

Há uma gama de produtos inseticidas disponíveis para a cultura da batata, e todos eles são resultados de anos de estudos realizados para um posicionamento robusto. O tempo médio de desenvolvimento de um inseticida é de 12 anos e todas as informações agronômicas, toxicológicas e de tecnologia de aplicação são apresentadas.

Para que a eficácia esperada seja atendida devem ser respeitadas as recomendações de uso, como por exemplo volume de calda e uso de adjuvantes. A constante redução do volume de calda utilizado pode comprometer o resultado obtido, principalmente para pragas que possuem baixa mobilidade. O bom molhamento foliar favorece a ação do inseticida e pode implicar na necessidade de um menor número de aplicações. Por exemplo, quando nos referimos a pragas como mosca-branca e ácaros o volume de calda utilizado é de suma importância. Da mesma forma, o volume de calda é fundamental para garantir um bom controle de falsa-medideira, que se localiza no terço inferior das plantas e depende de um bom molhamento para ter contato suficiente com o produto ao ponto de se contaminar.

3) Rotacionar Mecanismos de Ação

Diante das possibilidades de produtos com registro da cultura a escolha deve ser baseada em alguns princípios, como a performance do produto, a seletividade apresentada e também o mecanismo de ação ao qual pertence a molécula, de forma a evitar a seleção de populações resistentes.

Indivíduos resistentes a inseticidas ocorrem naturalmente em uma população de insetos, porém, em número muito baixo, não causando prejuízos. Quando um inseticida é aplicado de forma consecutiva (várias vezes) ao longo do tempo, sem rotacionar com outros de mecanismos de ação distintos, essas aplicações representam uma forma de favorecer que esses indivíduos resistentes sobrevivam e se multipliquem, atingindo muitas vezes níveis populacionais que permitam a observação da falha de controle em campo quando o inseticida é aplicado.

Dependendo do local no inseto onde os inseticidas atuam eles são classificados em grupo. A classificação oficial de um inseticida é realizada e/ou validada pelo IRAC Internacional – Comitê de Ação a Resistência de Insetos a Inseticidas, que apresenta essa classificação em material disponível via internet e atualizado mediante a necessidade de inclusão de um novo inseticida. As informações também podem ser encontradas em português no site do IRAC-BR (www.irac-br.org). A tabela é apresentada ao lado, porém atualizações devem ser acompanhadas nos sites dos comitês.

O agrupamento de produtos em mecanismos de ação se dá por número e o agrupamento em sub-grupos se dá por meio de letras, de forma a facilitar a identificação dos mesmos.

Quadro 1. Classificação do modo de ação de inseticidas - MoA (IRAC-BR).

Classificação do Modo de Ação

GRUPO QUÍMICO OU SÍTIO DE AÇÃO PRIMÁRIO	SUB-GRUPO QUÍMICO OU EXEMPLO DE INGREDIENTE ATIVO	INGREDIENTE ATIVO
1 Inibidores de acetilcolinesterase	1A Carbamatos	Alanycarb, Aldicarb, Bendiocarb, Benfuracarb, Butocarboxim, Butoxycarboxim, Carbaryl, Carbofuran, Carbosulfan, Ethiofencarb, Fenobucarb, Formetanate, Furathiocarb, Isoprocarb, Methiocarb, Methomyl, Metolcarb, Oxamyl, Pirimicarb, Propoxur, Thiodicarb, Thiofanox, Triazamate, Trimethacarb, XMC, Xylycarb
	1B Organofosforados	Acephate, Azamethiphos, Azinphos-ethyl, Azinphosmethyl, Cadusafos, Chlorethoxyfos, Chlorfenvinphos, Chlorfephos, Chlorpyrifos, Chlorpyrifos-methyl, Coumaphos, Cyanophos, Demeton-S-methyl, Diazinon, Dichlorvos/ DDVP, Dicrotophos, Dimethoate, Dimethylvinphos, Disulfoton, EPN, Ethion, Ethoprophos, Famphur, Fenamiphos, Fenitrothion, Fenthion, Fosthiatate, Heptenophos, Imicyafos, Isotenphos, Isopropyl O-(methoxyaminothio-phosphoryl) salicylate, Isoxathion, Malathion, Mecarbam, Methamidophos, Methidathion, Mevinphos, Monocrotophos, Naled, Omethoate, Oxydemeton-methyl, Parathion, arathion-methyl, Phenthoate, Phorate, Phosalone, Phosmet, Phosphamidon, Phoxim, Pirimiphos- methyl, Profenofos, Propetamphos, Prothiofos, Pyraclofos, Pyridaphenthion, Quinalphos, Sulfotep, Tebupirifos, Temephos, Terbufos, Tetrachlorvinphos, Thiometon, Triazophos, Trichlorfon, Vamidothion
2 Antagonistas de canais de cloro mediados pelo GABA	2A Ciclodienos	Chlordane, Endosulfan
	2B Fenilpirazóis (fiproles)	Ethiprole, Fipronil
3 Moduladores de canais de sódio	3A Piretroides e Piretrinas	Acrinathrin, Allethrin, d-cis-trans Allethrin, d-trans Allethrin, Bifenthrin, Bioallethrin, Bioallethrin Scyclopentenyl isomer , Bioresmethrin, Cycloprothrin, Cyfluthrin, beta-Cyfluthrin, Cyhalothrin, lambda-Cyhalothrin, gamma-Cyhalothrin, Cypermethrin, alpha-Cypermethrin, beta-Cypermethrin, thetacypmethrin, zeta-Cypermethrin, Cyphenothrin , (1R)-trans- isomers), Deltamethrin, Empenthrin (EZ)- (1R)-isomers), Esfenvalerate, Etofenprox, Fenproathrin, Fenvalerate, Flucythrinate, Flumethrin, tau-Fluvalinate, Halfenprox, Imiprothrin, Kadethrin, Permethrin, Phenothrin [(1R)-trans- isomer], Prallethrin, Pyrethrins (pyrethrum), Resmethrin, Silafluofen, Tefluthrin, Tetramethrin, Tetramethrin [(1R)-isomers], Tralomethrin, Transfluthrin
	3B DDT Metoxicloro	DDT Methoxychlor
4 Agonistas de receptores nicotínicos da acetilcolina	4A Neonicotinoides	Acetamiprid, Clothianidin, Dinotefuran, Imidacloprid, Nitenpyram, Thiacloprid, Thiamethoxam
	4B Nicotina	Nicotina
	4C Sulfoxaflor	Sulfoxaflor
5 Ativadores alostéricos de receptores nicotínicos da acetilcolina	Spinosinas	Spinosad, Spinetoram

GRUPO QUÍMICO OU SÍTIO DE AÇÃO PRIMÁRIO	SUB-GRUPO QUÍMICO OU EXEMPLO DE INGREDIENTE ATIVO	INGREDIENTE ATIVO
6 Ativadores de canais de cloro	Avermectinas, Milbemicinas	Abamectin, Emamectin benzoate, Lepimectin, Milbectin
7 Mímicos do hormônio juvenil	7A Análogos do hormônio juvenil	Hydroprene, Kinoprene, Methoprene
	7B Fenoxicarb	Fenoxicarb
	7C Pyriproxyfen	Pyriproxyfen
8 Miscelânea: Inibidores não-específicos (múltiplos sítios)	8A Alifático halogenado	Brometo de metila e outros alifáticos halogenados
	8B Cloropiricina	Chloropiricin
	8C Fluoreto de sulfonila	Sulfuryl fluoride
	8D Borax	Borax
	8E Tártaro Emético	Tártaro Emético
9 Bloqueadores seletivos da alimentação	9A Pymetrozine	Pymetrozine
	9B Flonicamid	Flonicamid
10 Inibidores de crescimento de ácaros	10A Clofentezine Hexythiazox, Diflovidazin	Clofentezine, Hexythiazox, Diflovidazin
	10B Etozazole	Etozazole
11 Disruptores microbianos da membrana do mesêntero	11A <i>Bacillus thuringiensis</i> , <i>B. sphaericus</i> e proteínas inseticidas produzidas	<i>Bacillus thuringiensis</i> subsp. <i>israelensis</i> ; <i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>aizawai</i> ; <i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i> ; <i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>tenebrionis</i> . Proteínas Bt: Cry1Ab, Cry1Ac, Cry1Fa, Cry1A.105, Cry2Ab, Vip3A, mCry3A, Cry3Ab, Cry3Bb, Cry34Ab1/Cry35Ab1
	11B <i>Bacillus sphaericus</i>	<i>Bacillus sphaericus</i>
12 Inibidores de ATP sintetase mitocondrial	12A Diafenthiuron	Diafenthiuron
	12B Organoestânicos	Azocyclotin, Cyhexatin, Fenbutatin oxide
	12C Propargite	Propargite
	12D Tetradifon	Tetradifon
13 Desacopladores da fosforilação oxidativa via interrupção do gradiente de próton	Chlorfenapyr DNOc Sulfuramid	Chlorfenapyr DNOc Sulfuramid
14 Bloqueadores de canais dos receptores nicotínicos da acetilcolina	Análogos de nereistoxina	Bensultap, Cartap hydrochloride, Thiocyclam, Thiosultap-sodium
15 Inibidores da biosíntese de quitina, tipo 0, Lepidoptera	Benzoiluréis	Bistrifluron, Chlorfluazuron, Diflubenzuron, Flucycloxuron, Flufenoxuron, Hexaflumuron, Lufenuron, Novaluron, Noviflumuron, Teflubenzuron, Triflumuron
16 Inibidores da biosíntese de quitina, tipo 1, Hemiptera	Buprofezin	Buprofezin
17 Disruptores da ecdisa, Diptera	Cyromazine	Cyromazine
18 Agonistas de receptores de ecdisteroides	Diacilhidrazinas	Chromafenozide, Halofenozide, Methoxyfenozide, Tebufenozide

Quadro 1 - continuação

MoA (MoA) de Inseticidas



GRUPO QUÍMICO OU SÍTIO DE AÇÃO PRIMÁRIO	SUB-GRUPO QUÍMICO OU EXEMPLO DE INGREDIENTE ATIVO	INGREDIENTE ATIVO
19 Agonistas de receptores de octopamina	Amitraz	Amitraz
20 Inibidores do Complexo III da cadeia de transporte de elétrons na mitocôndria	20A Hydramethylnon	Hydramethylnon
	20B Acequinocyl	Acequinocyl
	20C Flucrypyrim	Flucrypyrim
21 Inibidores do Complexo I da cadeia de transporte de elétrons na mitocôndria	21A Acaricidas METI	Fenazaquin, Fenpyroximate, Pyrimidifen, Pyridaben, Tebufenpyrad, Tolfenpyrad
	21B Rotenona	Rotenone (Derris)
22 Bloqueadores de canais de sódio dependentes da voltagem	22A Indoxacarb	Indoxacarb
	22B Metaflumizone	Metaflumizone
23 Inibidores da acetil CoA carboxilase	Derivados de ácido tetrônico	Spirodiclofen, Spiromesifen, Spirotetramat
24 Inibidores do Complexo IV da cadeia de transporte de elétrons na mitocôndria	24A Fosfina	Aluminium phosphide, Calcium phosphide, Phosphine, Zinc phosphide
	24B Cianeto	Cyanide
25 Inibidores do Complexo II da cadeia de transporte de elétrons na mitocôndria	Derivados de beta-acetonitrila	Cyenoxyprafen, Cyflumetofen
26 Vago		
27 Vago		
28 Moduladores de receptores de rianodina	Diamidas	Chlorantranilprole, Cyantranilprole, Flubendiamide
UN Compostos com modo de ação desconhecido ou incerto	Azadirachtin	Azadirachtin
	Benzoximate	Benzoximate
	Bifenazate	Bifenazate
	Bromopropylate	Bromopropylate
	Chinomethionat	Chinomethionat
	Criolina	Criolina
	Dicofol	Dicofol
	Pyridalyl	Pyridalyl
	Pyrifluquinazon	Pyrifluquinazon

INGREDIENTES ATIVOS (Ordem alfabética) com classificação de MoA					
Abamectin	6	Cycloprothrin	3A	Halofenozide	1B
Acephate	1B	Cyenoxyprafen	25	Heptenophos	1B
Acequinocyl	20B	Cyflumetofen	25	Hexaflumuron	15
Acetamidiprid	4A	Cyfluthrin	3A	Hexythiazox	10A
Acrinathrin	3A	Cyhalothrin	3A	Hydramethylnon	20A
Alanycarb	1A	Cyhexatin	12B	Hydroprene	7A
Aldicarb	1A	Cypermethrin	3A	Imicyafos	1B
Allethrin	3A	Cyphenothrin (1R)-trans-isomers]	3A	Imidacloprid	4A
alpha-Cypermethrin	3A	Cyromazine	17	Imiprothrin	3A
Aluminium phosphide	24A	d-cis-trans Allethrin	3A	Indoxacarb	22A
Amitraz	19	DDT	3B	Isofenphos	1B
Azadirachtin	UN	Deltamethrin	3A	Isoprocab	1A
Azamephosphos	1B	Demeton-S-methyl	1B	Isopropyl O-(methoxyamino-thiophosphoryl)	
Azinphos-ethyl	1B	Diafenthiuron	12A	Isosathion	1B
Azinphos-methyl	1B	Diazinon	1B	Kadethrin	3A
Azocyclotin	12B	Dichlorvos/ DDVP	1B	Malathion	1B
<i>Bacillus sphaericus</i>	11B	Dicofol	UN	Knoprene	7A
<i>Bacillus thuringiensis</i>	11A	Dicrotophos	1B	lambda-Cyhalothrin	3A
Bendiocarb	1A	Diflufenacur	10A	Lepimectin	6
Benfuracarb	1A	Diflubenzuron	15	Lufenuron	15
Bensultap	14	Dimethoate	1B	Malathion	1B
Benzoximate	UN	Dimethylvinphos	1B	Mecarbam	1B
beta-Cyfluthrin	3A	Dinotefuran	4A	Metaflumizone	22B
beta-Cypermethrin	3A	Disulfoton	1B	Methamidophos	1B
Bifenazate	UN	DNOC	13	Methidathion	1B
Bifenthrin	3A	d-trans Allethrin	3A	Methiocarb	1A
Bioallethrin	3A	Emamectin benzoate	6	Methomyl	1A
Bioallethrin	3A	Empenthrin [(EZ)-(1R)-isomers]	3A	Methoprene	7A
S-cyclopentenyl isomer	3A	Endosulfan	2A	Methoxychlor	3B
Bioresmethrin	3A	EPN	1B	Methoxyfenozide	1B
Bistrifluron	15	Esfenvalerate	3A	Methyl bromide	8A
Borax	8D	Ethiofencarb	1A	Metolcarb	1A
Bromopropylate	UN	Ethion	1B	Mevinphos	1B
Buprofezin	16	Ethiprole	2B	Milbemectin	6
Butocarboxim	1A	Ethoprophos	1B	Monocrotophos	1B
Butoxycarboxim	1A	Etofenprox	3A	Naled	1B
Cadusafos	1B	Etoxazole	10B	Nicotine	4B
Calcium phosphide	24A	Famphur	1B	Nitenpyram	4A
Carbaryl	1A	Fenamiphos	1B	Novaluron	15
Carbofuran	1A	Fenazaquin	21A	Noviflumuron	15
Carbosulfan	1A	Fenbutatin oxide	12B	Omethoate	1B
Cartap hydrochloride	14	Fenitrothion	1B	Oxamyl	1A
Chinomethionat	UN	Fenobucarb	1A	Oxydemeton-methyl	1B
Chlorantranilprole	28	Fenoxycarb	7B	Parathion	1B
Chlordane	2A	Fenpropathrin	3A	Parathion-methyl	1B
Chlorethoxyfos	1B	Fenpyroximate	21A	Permethrin	3A
Chlorfenapyr	13	Fenthion	1B	Phenothrin [(1R)-trans-isomer]	3A
Chlorfenvinphos	1B	Fenvalerate	3A	Phenthoate	1B
Chlorfluazuron	15	Fipronil	2B	Phorate	1B
Chloromphos	1B	Flonicamid	9C	Phosalone	1B
Chloropicrin	8B	Flucrypyrim	20C	Phosmet	1B
Chlorpyrifos	1B	Flubendimide	28	Phosphamidon	1B
Chlorpyrifos-methyl	1B	Flucycloxuron	15	Phosphine	24A
Chromafenozide	18	Flucythrinate	3A	Phoxim	1B
Clofentezine	10A	Flufenoxuron	15	Pirimicarb	1A
Clothianidin	4A	Flumethrin	3A	Pirimiphos-methyl	1B
Coumaphos	1B	Formetanate	1A	Prallethrin	3A
Cryolite	UN	Fosthiate	1B	Profenofos	1B
Cyanide	24B	Furathiocarb	1A	Propargite	12C
Cyanophos	1B	gamma-Cyhalothrin	3A	Propetamphos	1B
Cyantranilprole	28	Halfenprox	3A	Propoxur	1A
				Prothiofos	1B
				Pymetrozine	9B
				Pyraclifos	1B
				Pyrethrins (pyrethrum)	3A
				Pyridaben	21A
				Pyridalyl	UN
				Pyridaphenthion	1B
				Pyriproxyfen	7C
				Pyrimidifen	UN
				Pyriproxyfen	7C
				Quinalphos	1B
				Resmethrin	3A
				Rotenone (Derris)	21B
				Salicylate	1B
				Silafluofen	3A
				Spinetoram	5
				Spinosad	5
				Spirodiclofen	23
				Spiromesifen	23
				Spirotetramat	23
				Sulfotep	1B
				Sulfoxafior	4C
				Sulfuramid	13
				Sulfuryl fluoride	8C
				Tartar emetic	8E
				tau-Fluvalinate	3A
				Tebufenozide	1B
				Tebufenpyrad	21A
				Tebupirimfos	1B
				Teflufenuron	15
				Telluthrin	3A
				Temephos	1B
				Terbufos	1B
				Tetrachlorvinphos	1B
				Tetradifon	12D
				Tetramethrin [(1R)-isomers]	3A
				Tetramethrin	3A
				theta-cypermethrin	3A
				Thiacloprid	4A
				Thiamethoxam	4A
				Thiocyclam	14
				Thiodicarb	1A
				Thiofanox	1A
				Thiometon	1B
				Thiosulfat-sodium	14
				Tolfenpyrad	21A
				Tralometrin	3A
				Transfluthrin	3A
				Triazamate	1A
				Triazophos	1B
				Trichlorfon	1B
				Triflumuron	15
				Trimethacarb	1A
				Vamidothion	1B
				XMC	1A
				Xylcarb	1A
				zeta-Cypermethrin	3A
				Zinc phosphide	24A

Mais informações sobre o IRAC-BR
(Comitê Brasileiro de Ação a Resistência a Inseticidas)
disponíveis em: www.irac-br.org.br



Baseado na Classificação do Modo de Ação - Versão 7.2 do IRAC disponível em www.irac-online.org

Quadro 1 - continuação

Pulgões, Moscas-Brancas e Cigarrinhas: Classificação de Inseticidas por MoA



Grupo MoA	Pulgão	Mosca-branca	Cigarrinha
1A	X	X	X
1B	X	X	X
2A	X	X	X
2B			X
3A	X	X	X
4A	X	X	X
4C	X	X	X
7A	X	X	
7C		X	
9B	X	X	X
9C	X	X	X
12A	X	X	
15		X	
16		X	X
21A		X	
22A			X
23	X	X	
28	X	X	X
UN *	X	X	

Sistema Nervoso & Muscular

- Inibidores da acetilcolinesterase (principais representantes)**
1A Carbamatos, 1B Organofosforados
- Antagonistas de canais de cloro mediados pelo GABA**
2A Ciclodienos, 2B Fenilpirazóis (fluproles)
- Moduladores de canais de sódio (principais representantes)**
3A Piretróides, Piretrinas
- Agonistas de receptores nicotínicos da acetilcolina**
4A Neonicotinóides, 4C Sulfoxaflor
- Bloqueadores seletivos da alimentação**
9A Pymetrozina, 9B Flonicamid
- Bloqueadores de canais de sódio dependentes da voltagem**
22A Indoxacarb
- Moduladores de receptores de rianodina**
Cyantranilprole

Compostos com modo de ação desconhecido ou incerto

Pyrifluquinazon*

Respiração Celular

- Inibidores de ATP sintetase mitocondrial**
12A Diafenthiuron
- Inibidores do Complexo I da cadeia de transporte de elétrons na mitocôndria**
21A Pyridaben, Tolfenpyrad

Crescimento e Desenvolvimento

- Mimicos do hormônio juvenil**
7A Análogos do hormônio juvenil
7C Pyriproxyfen
- Inibidores da biosíntese de quitina, tipo 0, Lepidoptera**
15 Benzoiluréias
- Inibidores da biosíntese de quitina, tipo 1, Hemiptera**
16 Buprofezin
- Inibidores da acetil CoA carboxilase**
23 Derivados de ácido tetrônico

LEPIDOPTERA - Classificação de Inseticidas por MoA

Sistema Nervoso & Muscular

- Inibidores da acetilcolinesterase (principais representantes)**
1A Carbamatos, 1B Organofosforados
- Antagonistas de canais de cloro mediados pelo GABA**
2A Ciclodienos, 2B Fenilpirazóis (fluproles)
- Moduladores de canais de sódio (principais representantes)**
3A Piretróides, Piretrinas
- Agonistas de receptores nicotínicos da acetilcolina**
4A Neonicotinóides
- Ativadores alostéricos de receptores nicotínicos da acetilcolina**
5 Spinosinas
- Ativadores de canais de cloro**
6 A Avermectinas e Milbemecinas
- Bloqueadores de canais dos receptores nicotínicos da acetilcolina**
14 Cartap
- Bloqueadores de canais de sódio dependentes da voltagem**
22A Indoxacarb, 22B Metatlumizone
- Moduladores de receptores de rianodina**
28 Diamidas

Sistema digestivo

- Disruptores microbianos da membrana do mesêntero**
11A *Bacillus thuringiensis*
11B *Bacillus sphaericus*

Crescimento e Desenvolvimento

- Mimicos do hormônio juvenil**
7B Análogos do hormônio juvenil
- Inibidores da biosíntese de quitina, tipo 0, Lepidoptera**
15 Benzoiluréias
- Agonistas de receptores de ecdisteróides**
18 Diacilhidrazinas

Respiração Celular

- Desacopladores da fosforilação oxidativa via ruptura do gradiente de próton**
13 Chlofenapyr
- Inibidores do Complexo I da cadeia de transporte de elétrons na mitocôndria**
21A Tolfenpyrad



Compostos com modo de ação desconhecido ou incerto

Azadirachtin, Pyridalyl

Ácaros: Classificação de Inseticidas por MoA

Sistema Nervoso & Muscular

- Inibidores da acetilcolinesterase (principais representantes)**
1A Carbamatos, 1B Organofosforados
- Antagonistas de canais de cloro mediados pelo GABA**
2A Ciclodienos, 2B Fenilpirazóis (fluproles)
- Moduladores de canais de sódio (principais representantes)**
3A Piretróides, Piretrinas
- Ativadores de canais de cloro**
6 A Avermectinas e Milbemecinas
- Agonistas de receptores nicotínicos da acetilcolina**
19 Cartap

Respiração Celular

- Inibidores de ATP sintetase mitocondrial**
12A Diafenthiuron, 12B Organofosforados, 12C Propargite
- Desacopladores da fosforilação oxidativa via ruptura do gradiente de próton**
13 Chlofenapyr, DNOC, Sulfuramid
- Inibidores do Complexo III da cadeia de transporte de elétrons na mitocôndria**
20B Acequinocyl
- Inibidores do Complexo I da cadeia de transporte de elétrons na mitocôndria**
21A Acaricidas METI
- Inibidores do Complexo II da cadeia de transporte de elétrons na mitocôndria**
25 Cyenopirafen, Cyflumetofen

Crescimento e Desenvolvimento

- Inibidores de crescimento de ácaros**
10A Clotefentzine Hexythiazox, Diflovidazin
10B Etoxazole
- Inibidores da biosíntese de quitina, tipo 0, Lepidoptera**
15 Benzoiluréias
- Inibidores da acetil CoA carboxilase**
23 Derivados de ácido tetrônico

Compostos com modo de ação desconhecido ou incerto

Benzoximate, Bifenazate, Dicolol, Chinomethionat



(Agradecimentos ao IRAC-BR pela autorização de utilização do quadro de MoA).

Para que o manejo químico seja realizado de forma a evitar/retardar a seleção de populações resistentes, recomenda-se a aplicação dos mecanismos de ação (identificados pelos números) em formato de janela de aplicação. É considerada janela de aplicação o tempo de uma geração. Se tomarmos por exemplo mosca-branca (*Bemisia tabaci*) podemos considerar como tempo de uma geração de 20 a 30 dias (25 em média), dependendo da temperatura. Nesse caso deve-se evitar a utilização do mesmo mecanismo de ação em janelas subsequentes. Partindo então da primeira aplicação realizada, no período de 25 dias (em média) pode ser usados inseticidas de mesmo mecanismo de ação (mesmo número), porém nos próximos 25 dias se necessário o uso de inseticidas, devem ser utilizados mecanismo/s de ação diferente/s daqueles utilizados na primeira.

No caso de sub-grupos, o ideal é que a rotação de MOA ocorra entre os grupos (números), porém se isso não for possível, nos casos em que poucos mecanismos de ação são registrados para a praga deve-se rotacionar entre os subgrupos, respeitando também o conceito de aplicações em janela.

Nesse caso, quando um produto é considerado como subgrupo significa que mesmo compartilhando do mesmo sítio de ligação, a via metabólica de ação/degradação é diferente. Considerando que o maior número de casos de resistência registrados são relacionados a vias metabólicas e não sítio de ligação, a rotação de sub-grupos pode auxiliar a evitar/retardar a seleção de populações resistentes.

De forma geral o manejo de insetos em batata e qualquer outra cultura não é uma tarefa fácil, e a missão é realizá-la cada vez mais dentro de um contexto racional prezando por ações sustentáveis ao longo do tempo e com menor impacto possível ao agroecossistema.

LITERATURA CONSULTADA

- ASSOCIAÇÃO NACIONAL DE DEFESA VEGETAL. São Paulo, 2016. Disponível em: <http://www.andef.com.br/>. Acesso em: 10 fev. 2016.
- BORROR, D.J.; DELONG, D.M. Introdução ao estudo dos insetos. São Paulo: Edgard Blücher, 1969.
- GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S. et al. Manual de Entomologia Agrícola. São Paulo: Ceres, 2002.
- AGROFIT. Brasília: Ministério da Agricultura, 2016. Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br/servicos-e-sistemas/sistemas/agrofit>. Acesso em: 10 fev. 2016.
- LIMA, A. M. C.; ARAÚJO E SILVA, A. G. Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil: seus parasitos e predadores. Rio de Janeiro: Ministério da Agricultura, 1967.
- SUPERINTENDÊNCIA DE CONTROLE DE ENDEMIAS. Praguicidas. In: _____. Segurança em controle químico de vetores. São Paulo, 2001. p. 1-4. Disponível em: <http://www.bvsde.paho.org/bvsapud/p/fulltext/plagui/plagui.pdf>. Acesso em: 10 fev. 2016.
- SALAS, F.J.S.; BARRADAS, M.M. *Epicauta atomaria*, a tymovírus experimental vector. p.179,. In: VI Encontro Nacional de Virologia, 1992., São Lourenço - MG. Resumos. São Lourenço: SBV, 1992. p. 292.
- SALAS, F.J.S.; PACIENCIA, M.L.B. ; HAYASHI, P. et al . Viroses associadas a mosca-branca: transmissora de vírus. Cultivar Hortaliças e frutas, Pelotas, n. 80, p. 28-31, 2013.
- SALAS, F.J.S.; YAMAGUCHI, C.; HAYASHI, P. et al. Potencial vetora - mosca minadora vetora de vírus. Cultivar Hortaliças e frutas, Pelotas, n. 90, p. 22-23, 2015.
- COMITÊ DE AÇÃO À RESISTÊNCIA A INSETICIDAS. Mogi Mirim, 2016. Disponível em: <http://www.irac-br.org/>. Acesso em 10 fev. 2016.



Figura 1 - Colônia de *Macrosiphum euphorbiae* em *Vicia faba* em bordadura de campo de batata



Figura 2 - Colônias de *Myzus persicae*. À Esquerda: batata 'Agata' formas adultas ápteras originando ninfas. À Direita formas adultas ápteras e aladas e fases imaturas em planta de *Cucurbita pepo*.



Figura 3 - *Agrotis ipsilon*. À Esquerda: adulto em planta de batata 'Agata'. À Direita: postura de *A. ipsilon* nas axilas e folhas de batata 'Agata'.



Figura 4 - Lagarta de *A. ipsilon* (à esquerda), abrigando-se no solo e na sua posição característica enrolada, origem de como é comumente conhecida, “lagarta rosca” (à direita).



Figura 5 - Lagarta de *Spodoptera frugiperda* caminhando em direção a planta de batata.



Figura 6 - Lagarta de *Spodoptera eridania* iniciando ataque na parte aérea de planta de batata.



Figura 7 - Lagarta de *Spodoptera cosmioides*, lagarta de parte aérea, perfurando folíolo de batata.



Figura 8 - Lagarta de *Helicoverpa armigera* iniciando ataque na parte aérea de planta de batata.



Figura 9 - *Diabrotica speciosa*, “patriota ou brasileirinho”, adulto em folha de batata ‘Agata’ (à esquerda). À direita, *Epicauta atomaria*, o “burrinho da batata”.



Figura 10 - Larvas-alfinete (*Diabrotica speciosa*) de diferentes ínstares, criados em laboratório, à esquerda. Danos provocados em tubérculos de batata, nota-se os orifícios provocados pelo ataque (à direita).



Figura 11 - Operárias, ovos, larvas e pupas de *Solenopsis* sp. (lava pés) (à esquerda), à direita, ataque em campo de batata ‘Agata’, nota-se as falhas deixadas na fase inicial do plantio.



Figura 12 - Em sentido horário: adultos de *Lyriomiza sativae* em cópula sobre folhas de batata ‘Agata’; larvas alimentando-se do mesofilo foliar provocando minas; fases de pré pupa e finalmente a pupa.

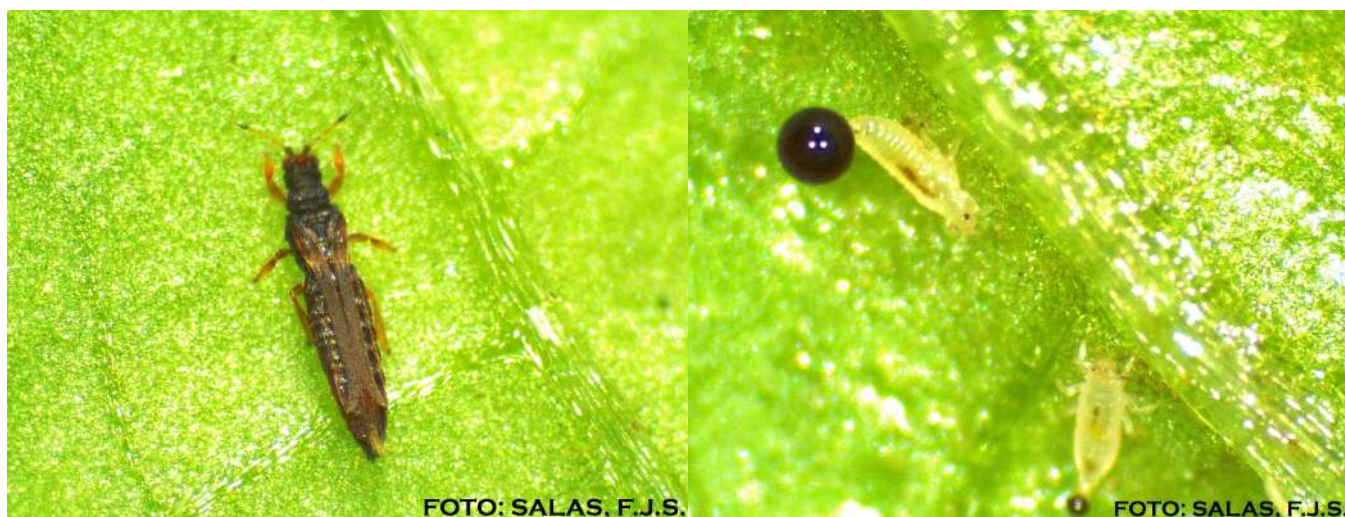


Figura 13 - Exemplar adulto de *Frankliniella* spp. sobre folha de planta de batata ‘Agata’ (à esquerda) e fases imaturas ou ninfas de *Frankliniella* em alimentação sobre folíolo de batata, excretando. Nota-se sempre a proximidade das nervuras nas plantas.



FOTO: SALAS, F.J.S.

Figura 14 - Ninfas de *Trips tabaci*, nota-se a forma ovalada e de meia lua, possuem hábito saltatório .



FOTO: SALAS, F.J.S.



FOTO: SALAS, F.J.S.



FOTO: SALAS, F.J.S.

Figura 15 - À esquerda: forma adulta de *Trialeurodes vaporariorum* forma adulta, nota-se a divisão nos omatídeos, à direita duas diferentes fases ninfaís de *T. vaporariorum*, apresentando cerdas, características que não se observam na espécie *Bemisia tabaci*.



FOTO: SALAS, F.J.S.

Figura 16 - Colônia de *Trialeurodes vaporariorum* em *Cucurbita pepo* cv. Caserta, as folhas não apresentam o prateamento característico de *Bemisia tabaci* Biótipo B.

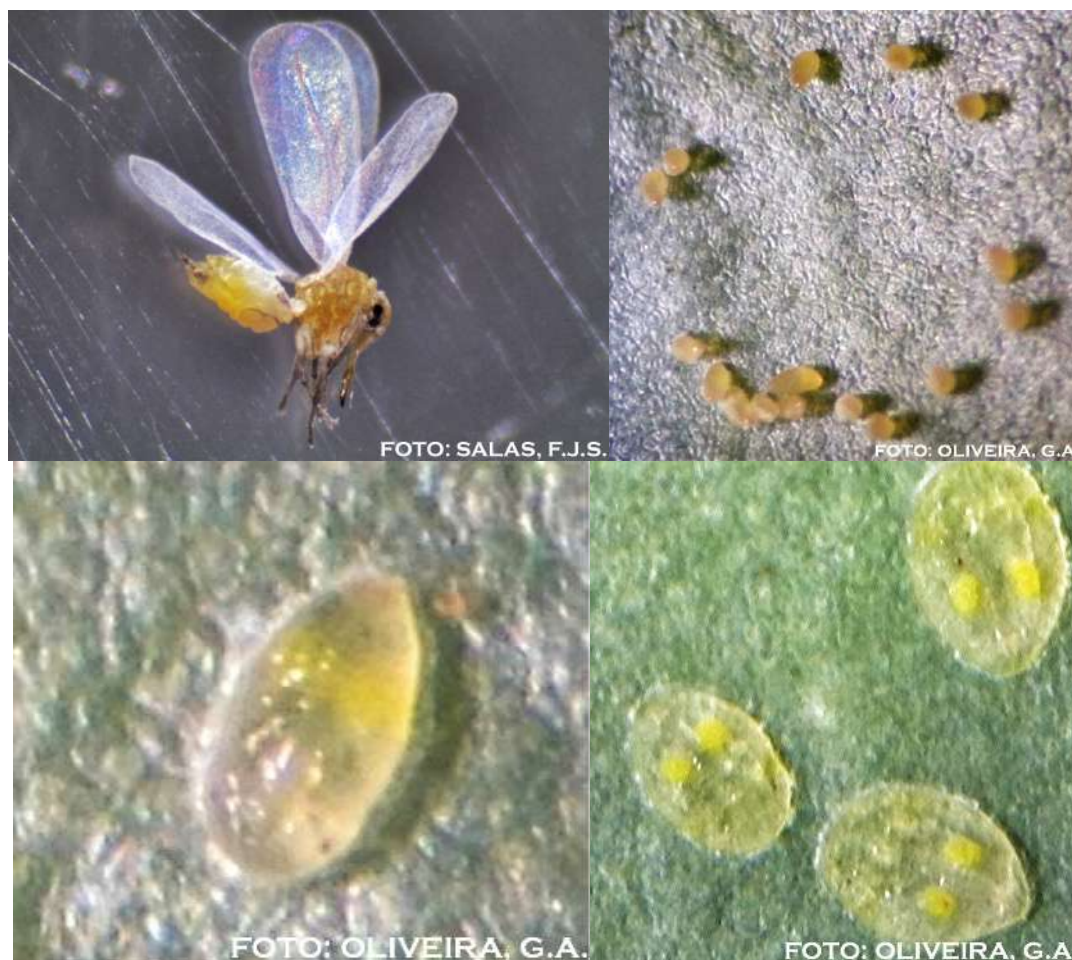


Figura 17 - No sentido horário: *Bemisia tabaci* forma adulta, não há a divisão nos omatídeos que se observa em *T. vaporariorum*; ovos dispostos em círculo (a fêmea) insere o estilete e gira 360 °; ninfas sem cerdas aparentes em diferentes; pupa com olhos formados.



Figura 18 -À Esquerda: Plantas de abóbora apresentando sintomas de “prateamento” característico em ataques severos de *B. tabaci* Biótipo B e, à direita, colônia de *B.tabaci* em batata ‘Agata’.

NEMATOIDES PARASITOS DA BATATA

Claudio Marcelo Gonçalves de Oliveira

Roberto Kazuhiro Kubo

Mário Massayuki Inomoto



INTRODUÇÃO

O Filo Nematoda é altamente diverso em termos de número de espécies, além de ser um dos mais abundantes grupos de metazoários da Terra. Estima-se que os nematoides compõem aproximadamente 90% de todos os organismos pluricelulares. Nematoides são essencialmente organismos aquáticos, a maioria de tamanho microscópico (0,3-3,0 mm), que sobrevivem em diferentes habitats, desde os oceanos até nos filmes de água que recobrem as partículas de solo. Baseando-se nos seus diferentes hábitos de alimentação, os nematoides terrestres e marinhos podem ser divididos em diferentes grupos funcionais (tróficos). A maioria alimenta-se de bactérias, fungos, algas, protozoários, oligoquetas microscópicas e outros nematoides; todos esses são conhecidos como de vida livre. Uma pequena parcela parasita animais, incluindo o homem, sendo chamados de zooparasitas, e uma minoria é parasita de vegetais, sendo denominados fitonematoídes ou nematoides parasitas de plantas.

Economicamente, o grupo de maior importância são os parasitas de plantas, que causam perdas na forma de redução de produção ou depreciação da qualidade do produto comercial, como ocorre com os tubérculos da batata. Além disso, na tentativa de minimizar o prejuízo e controlar o nematoíde, o agricultor tem gastos adicionais com fertilizantes, defensivos e outras práticas.

Os nematoides parasitas de plantas causam danos em batatas por alimentar-se diretamente nas raízes e tubérculos. Os sintomas na parte aérea, em geral, não são específicos, mas podem causar desenvolvimento insatisfatório, amarelecimento, murcha e morte das plantas. A infestação nos órgãos vegetais subterrâneos também pode ocorrer sem causar sintomas específicos, mas a produtividade e qualidade dos tubérculos podem ser afetadas.

No mundo, as principais espécies de nematoides que causam danos em batata são *Globodera* spp., *Meloidogyne* spp., *Nacobus aberrans*, *Pratylenchus* spp. e *Trichodorus* spp. No entanto, como reflexo de práticas agrônômicas, condições climáticas e histórico de introdução/distribuição, algumas espécies apresentam importância regional, por exemplo, *Scutellonema bradys* foi relatada como novo potencial problema em batatas cultivadas na Nigéria (Coyne; Claudius-Cole, 2009).

No Brasil, várias espécies têm sido relatadas em associação a batata, mas os nematoides das galhas (*Meloidogyne incognita* e *M. javanica*) e das lesões

(*Pratylenchus brachyurus* e *P. coffeae*) são reconhecidamente os mais importantes (Tabela 1). Durante levantamento nacional, 168 amostras foram coletadas nas principais áreas de produção de batata no Brasil (Goiás, Minas Gerais, Paraná, Rio Grande do Sul e São Paulo) (Silva, 2009). Baseando-se nesse levantamento, as espécies prevalentes foram: *M. javanica* (presente em 50% das amostras), *M. incognita* (10%), *M. arenaria* (4%), *P. brachyurus* (40%), *P. penetrans* (3%) e *P. coffeae* (2%).

Nematoides das galhas radiculares - *Meloidogyne* spp.

As espécies desse gênero mais importantes à cultura da batata são *Meloidogyne javanica* e *M. incognita*. Os nematoides das galhas radiculares são endoparasitos sedentários em que, dos ovos depositados pelas fêmeas, eclodem juvenis de segundo estágio (J2), que apresentam corpo filiforme. Os J2 penetram as raízes das plantas, estabelecem um sítio permanente de alimentação formado por células nutridoras (ou células gigantes) e tornam-se obesos. Após sofrerem três ecdises, atingem o estágio adulto. Os machos são esbeltos e móveis e não parasitam as plantas. As fêmeas adquirem formato de pera (**Figura 1**) e passam a produzir os ovos, que são depositados numa matriz gelatinosa, formando a massa de ovos. Cada fêmea produz, em média, 500 ovos.

SINTOMAS E DANOS

Os sintomas de campo causados pelos nematoides normalmente ocorrem em reboleiras. As plantas de batata infestadas podem ser reconhecidas por murchar mesmo que o solo esteja úmido, ter folhas amareladas e normalmente crescerem pouco. Tanto os nematoides das galhas como os das lesões podem causar tais sintomas na parte aérea. Nem sempre, porém, os sintomas de campo são observados, devido à pesada adubação que a cultura da batata recebe, que ajuda a mascarar os efeitos dos nematoides na parte aérea. Por outro lado, os danos que causam nas raízes e nos tubérculos são geralmente muito comprometedores.

Galhas são protuberâncias que ocorrem nas raízes e na superfície dos tubérculos, - nesse caso chamadas de “pipocas” (**Figura 2**), infestados por nematoides do gênero *Meloidogyne*, daí o nome vulgar desses parasitos. As galhas sempre se formam no local em que fêmeas de *Meloidogyne* estão localizadas. Abrindo-se cuidadosamente uma galha e observando-se

atentamente, é possível visualizar uma ou mais dessas minúsculas fêmeas. Em culturas infestadas com o nematoide das galhas, a batata produzida é de qualidade muito inferior, pelo aspecto “empipocado” dos tubérculos, pela facilidade com que esses tubérculos apodrecem e pela perda de amido no tecido em torno das “pipocas”. Mais um fator aumenta a importância de *M. incognita* e *M. javanica*: cada uma tem mais de 1.000 espécies de plantas hospedeiras conhecidas. Assim quase qualquer cultura que anteceda a batata pode aumentar a população desses nematoides.

Tabela 1 . Principais nematoides parasitos da cultura da batata no Brasil.

<i>Gênero</i>	<i>Espécies</i>	<i>Hábito de parasitismo</i>	<i>Sintomas</i>
<i>Meloidogyne</i> Nematoides das galhas	<i>M. javanica</i> <i>M. incognita</i>	Endoparasito sedentário	g a l h a s radiculares (engrossamentos d a s r a í z e s) “pipocas” nos tubérculos
<i>Pratylenchus</i> Nematoides das lesões radiculares	<i>P. brachyurus</i> <i>P. coffeae</i>	Endoparasito migrador	Escurecimento e lesões radiculares

Nematoides das lesões radiculares – *Pratylenchus* spp.

A principal espécie dos nematoides das lesões que parasitam a batata no Brasil é *P. brachyurus* (**Figura 3**). Espécie de clima tropical, bem adaptada às condições climáticas brasileiras. Os nematoides das lesões radiculares são endoparasitos e migradores e todas as suas fases de desenvolvimento pós-emergentes do ovo são consideradas como infestantes. A penetração nos tecidos ocorre entre as células epidérmicas (penetração intercelular) ou através de uma célula (penetração intracelular) (**Figura 4**). Após penetrarem nos tubérculos, os nematoides nutrem-se das células e causam lesões. Um agravante

desse fato é que através dessas aberturas ou ferimentos dá a penetração de fungos e bactérias patogênicas. Cada fêmea de *Pratylenchus* deposita em média 80 ovos.

Tradicionalmente, as espécies de *Pratylenchus* extraídas de raízes e tubérculos de batata são identificadas com base na sua morfologia, mas a presença de *Pratylenchus* spp. em tubérculos pode ser detectada utilizando-se a técnica do código de barras do DNA. Por exemplo, Oliveira et al. (2009) relataram a identificação precisa de *P. penetrans* proveniente de batata-semente, demonstrando a utilidade de técnicas moleculares na identificação de nematoides de importância quarentenária.

SINTOMAS E DANOS

Os nematoides das lesões ao se alimentarem das raízes e tubérculos provocam galerias nos tecidos, resultando em manchas ou lesões escuras. Os nematoides das lesões costumam entrar nos tubérculos pelas lenticelas, e daí invadir tecidos em volta, produzindo lesões circulares de tamanho variável, conforme a população do nematoide e o grau de resistência do cultivar de batata. Lesões pequenas podem passar despercebidas, confundidas com as lenticelas, mas quando maiores, apesar de serem sempre superficiais, prejudicam o aspecto visual do tubérculo (**Figura 5**). Às vezes as lesões formadas pelos nematoides podem ser colonizadas por microrganismos saprófitas e o tubérculo se tornar imprestável para comercialização. Além disso, os tubérculos com lesões geralmente transpiram mais intensamente que os sadios. Por essa razão, outro dano causado pelos nematoides das lesões é a redução do tempo de prateleira do tubérculo. No caso da espécie *P. brachyurus*, como se multiplicam em capim-jaraguá, colônio e braquiárias, podem causar perdas em culturas de batata instaladas em sucessão a pastagens.

Nematoides de importância quarentenária

Os nematoides de cisto da batata (*Globodera rostochiensis* e *G. pallida*), outras espécies de nematoides das lesões (como *P. neglectus* e *P. scribneri*), o nematoide da podridão da batata (*Ditylenchus destructor*) e o falso nematoide das galhas (*Nacobbus aberrans*) são tão ou mais daninhos que as espécies de *Meloidogyne* e *Pratylenchus* presentes no Brasil, porém felizmente ainda não foram detectados no país.

<i>Ingrediente ativo</i>	<i>Grupo químico</i>	<i>Dose do produto comercial</i>
carbofurano	carbamato	60-80 kg/ha
		30-40 kg/ha
		60-80 kg/ha
		50-60 kg/ha
cadusafós	organofosforado	30 kg/ha
		30 kg/ha
aldicarbe	carbamato	13-26 kg/ha
metam-sódico	isotiocianato de metila	750 l/ha
carbofurano	carbamato	60-80 kg/ha
		30-40 kg/ha
fenamipós	organofosforado	40 kg/ha
etoprofós		30 kg/ha

Globodera rostochiensis e *G. pallida* são conhecidos como parasitas da batata, mas outras solanáceas, tais como tomate e berinjela também são plantas hospedeiras. O centro de origem das duas espécies é a região dos Andes (América do Sul). Atualmente, encontram-se disseminadas em vários países da Europa, na América do Norte e na maioria dos nossos países vizinhos: Argentina, Bolívia, Chile, Colômbia, Equador, Peru e Venezuela. Os sintomas de ataque de *Globodera* spp. não são específicos. Geralmente, as folhas de batata exibem clorose e desenvolvimento insatisfatório e os tubérculos apresentam-se menores. O ataque de *G. rostochiensis* ou *G. pallida* pode provocar perdas de até 80%. Para a diagnose segura desses nematoides, é necessário detectar os cistos (fêmeas maduras, contendo ovos no seu interior) no solo ou nas raízes. A identificação

das espécies requer exame em microscópio de luz realizado por especialista altamente treinado. Também, essas espécies podem ser identificadas por meio de técnicas moleculares. Vários métodos de diagnose tem sido desenvolvidos para identificação das espécies e quantificação (qPCR) (Reid, 2009).

O nematoide da podridão da batata (*D. destructor*) encontra-se amplamente disseminado em regiões de clima temperado. É encontrado na América do Norte e Europa, na região do Mediterrâneo e Ásia, mas é considerado como praga quarentenária em diversos países, inclusive o Brasil. Essa espécie apresenta uma ampla gama de plantas hospedeiras. Na batata, os danos são favorecidos pela combinação de temperatura (15-20°C) com alta umidade relativa. Os danos também podem ocorrer durante o armazenamento, caso os tubérculos não sejam refrigerados adequadamente. Tubérculos de batata infectados apresentam inicialmente pequenas manchas brancas abaixo da casca, que coalescem e ficam circundadas por tecido apodrecido, com infecção por organismos secundários. Na superfície do tubérculo há desenvolvimento de áreas ligeiramente afundadas; a pele pode apresentar aspecto enrugado e rachaduras (**Figura 6**).

Medidas de controle

Manejo integrado de nematoides: é a integração dos diferentes métodos de controle, com o objetivo de maximizar a ação dos agentes de controle, levando em consideração as características ecológicas e econômicas das culturas. Tendo em vista que a erradicação dos fitonematoides é praticamente impossível, o manejo integrado utiliza-se de técnicas que visam mantê-los abaixo do nível populacional de dano econômico. Para implementação de programas de manejo, necessita-se inicialmente a identificação taxonômica dos fitonematoides envolvidos na cultura, bem como da sua importância, aspectos biológicos, hábitos, hospedeiros etc.

Os principais métodos que podem ser utilizadas em áreas infestadas são:

1. Utilização de batata-semente sadia (controle preventivo);
2. Rotação de culturas com plantas não hospedeiras, incluindo os adubos verdes e plantas antagonistas;
3. Controle químico com nematicidas granulados no plantio;
4. Uso de cultivares resistentes;
5. Outras práticas culturais.

Controle preventivo: são sempre mais eficientes e econômicas que os tratamentos curativos. Incluem-se o uso de batata-semente isenta de nematoides e plantio em área não infestada, cuja informação é obtida por meio da prévia análise nematológica do solo e raízes da cultura anterior na área a ser cultivada. No caso de cultivos irrigados, evitar o uso de água contaminada. O manuseio de implementos e máquinas merece atenção especial, principalmente ao serem utilizados em áreas infestadas. As máquinas agrícolas devem ser devidamente desinfestadas antes de serem utilizadas em outras áreas de plantio indenens.

Nematoides podem ser introduzidos em áreas de cultivo principalmente por meio de batata-semente. Dessa forma, o uso de batata-semente certificada é crucial para evitar a introdução, principalmente de nematoides de importância quarentenária.

Rotação de cultura: é processo acessível à maioria dos produtores e visa à diminuição do nível populacional dos nematoides por meio do cultivo de plantas não hospedeiras em áreas infestadas por esses nematoides. Em áreas infestadas por *M. javanica*, sugere-se rotação com algodoeiro e amendoim. Para áreas infestadas com *M. incognita* ou com infestação conjunta de *M. javanica* e *M. incognita*, o amendoim e as braquiárias (*Brachiaria brizantha*, *B. decumbens* etc) são indicados. Há híbridos de milho resistentes a *M. javanica*, como AG 9020, AG 8021 e DKB 566, porém é preciso lembrar que muitos outros são suscetíveis. O uso de milhos resistentes no verão e o cultivo de batata no inverno são altamente recomendáveis, pois o milho reduzirá a população de *M. javanica* e esta será desfavorecida durante a plantação de batata pelas baixas temperaturas no inverno. Sob temperaturas de 28 a 32 oC, a população de *M. javanica* em hospedeiros favoráveis, como a batata, pode crescer de 30 a 100x, porém, a 16-20 oC, a população cresce muito pouco (até 3x) ou pode inclusive decrescer. Ressalte-se que a correta identificação da espécie de *Meloidogyne* é importante no caso de uso de milho como cultura de rotação, pois quase todos os híbridos disponíveis no mercado são suscetíveis a *M. incognita*. Também alguns adubos verdes, como *Crotalaria spectabilis* e *C. breviflora*, prestam-se para o controle dos nematoides das galhas, reduzindo a população desses nematoides e favorecendo as condições físico-químicas do solo.

Para o controle das espécies de *Pratylenchus* as opções de rotação são menores. Nesse caso, indica-se o plantio de crotalárias acima citadas. Os cravos-de-defunto, principalmente *Tagetes patula* e *T. erecta*, apresentam efeito

antagônico principalmente a *Pratylenchus* spp., sendo esse efeito atribuído a compostos nematicidas encontrados nas raízes dessas plantas. Em áreas isentas de *Meloidogyne* spp., a cenoura pode ser utilizada com cultura de rotação para o controle de *P. brachyurus*.

Controle Químico: em áreas infestadas tanto por espécies de *Meloidogyne* ou *Pratylenchus*, o controle químico constitui-se, embora de altíssimo custo e alta toxicidade, em alternativa eficiente de controle. Os nematicidas granulados sistêmicos carbofurano e aldicarb, aplicados por ocasião do plantio, são os mais utilizados na cultura da batata.

Cultivares resistentes: existem poucas informações sobre cultivares de batatas resistentes a nematoides. Segundo Charchar (1997) os cultivares Achat, Esperant e Gigante apresentaram, tanto em condições de campo como de casa-de-vegetação, resistência moderada a *M. incognita* raça 1 e *M. javanica*. Porém, a grande maioria dos cultivares atualmente em uso no Brasil é suscetível a *Meloidogyne* spp. e a *Pratylenchus* spp.

Outras práticas culturais: a adição de material orgânico melhora as propriedades físico-químicas do solo, favorecendo o crescimento das plantas e tornando-as mais tolerantes ao ataque de nematoides. Também propicia o crescimento das populações de inimigos naturais dos nematoides. Além disso, a decomposição da matéria orgânica libera compostos altamente tóxicos aos fitonematoídeos. A erradicação de plantas daninhas e destruição de tubérculos, principalmente durante o pousio ou durante a rotação com planta não hospedeira, evita que os nematoides da batata sobrevivam ou se multipliquem nessas plantas.

Coleta e envio de amostras para análise nematológica

Nem sempre é possível reconhecer e diagnosticar a presença de fitonematoídeos exclusivamente pela observação dos sintomas. Para tanto, é imprescindível a realização de análise laboratorial.

Considerando que os principais nematoides parasitam órgãos vegetais subterrâneos (raízes e tubérculos) o bom senso prevalece na coleta e envio de amostras nematológicas. Assim, para culturas anuais, pelo menos 20 subamostras por hectare devem ser coletadas, totalizando uma amostra composta de aproximadamente 1 kg solo (com a umidade natural) e 20 g de raízes ou 1 kg de

tubérculos. As amostras (solo + parte vegetal) devem ser acondicionadas em sacos plásticos resistentes e encaminhadas com brevidade para análise. As amostras devem ser corretamente identificadas com as seguintes informações: local e data de coleta, nome da planta, propriedade e proprietário, endereço para envio do resultado e telefone para contato.

Atualmente, a maioria das universidades públicas do Estado de São Paulo com curso de agronomia (ESALQ, UNESP e UFSCAR) e os institutos de pesquisa (Instituto Biológico, APTA Regional) dispõem de laboratórios que identificam os nematoides parasitos de plantas, além de laboratórios particulares.

LITERATURA CONSULTADA

- BOOCK, O.J.; LORDELLO, L.G.E. Nematóides da batata. In: Ministério da Agricultura. Tecnologia e produção de batata-semente: coletânea de artigos técnicos. Brasília: AGIPLAN, 1976. p. 149-161.
- BRODIE, B.B.; EVANS, K.; FRANCO, J. Nematode parasites of potatoes. In: EVANS, K.; TRUDGILL, D.L.; WEBSTER, J.M. (Eds.) Plant parasitic nematodes in temperate agriculture. Wallingford: CAB International, 1993. p. 87-132.
- CAMPOS, V.P. Caracterização de raças de *M. incognita* e estudos sobre níveis de inóculo de *M. javanica* e *M. incognita* em batata (*Solanum tuberosum* L.). Nematologia Brasileira, Piracicaba, v. 11, p. 249-259, 1987.
- CHARCHAR, J.M. *Meloidogyne* em hortaliças. In: CONGRESSO INTERNACIONAL DE NEMATOLOGIA TROPICAL, 1995, Rio Quente, GO. Resumos. Rio Quente: SBN, 1995. p. 149-153.
- CHARCHAR, J.M. Nematóides de importância para a cultura de batata. Informe Agropecuário, Belo Horizonte, v. 7, p. 50-54, 1981.
- CHARCHAR, J.M.; PACCINI NETO, J. Controle químico de espécies de *Meloidogyne* baseado em seus ciclos biológicos. Horticultura Brasileira, Brasília, v. 8, p. 40, 1990.
- CHARCHAR, J.M.; MOITA, A.W. Reação de cultivares de batata a uma infestação mista de *Meloidogyne incognita* Raça 1 e *M. javanica*. Nematologia Brasileira, v. 21, n. 1, p. 39-48, 1997.
- CHARCHAR, J.M.; PACCINI NETO, J.; MAIOLO, J.C. Controle químico de nematóides de galhas em variedade resistente e suscetível de batata. Horticultura Brasileira, Brasília, v. 9, p. 36, 1991.
- COYNE, D.; CLAUDIUS-COLE, A. *Scutellonema bradys* newly reported affecting Irish potato (*Solanum tuberosum*) in Nigeria. Plant Pathology, Oxford, v. 58, n. 4, p. 805, 2009.
- COSTA, A.S.; KRUG, H.P. Moléstias da batatinha em São Paulo. Campinas: Instituto Agrônomo de Campinas, 1937. (Boletim n.14).

- DIAS, W.P.; LIMA, R.D.; TEIXEIRA, D.A. Doenças causadas por nematóides em solanáceas. Informe Agropecuário, Belo Horizonte, v. 18, n. 184, 1996.
- DRUMMOND, O.A. Doenças de plantas III: batatinha. Informe Agropecuário, Belo Horizonte, v. 11, n. 131, p.16-22, 1985.
- INOMOTO, M.M.; OLIVEIRA, C.M.G. Nematóides em batata. Batata Show, Itapetininga, p. 21-22, 2001.
- KUBO, R.K., INOMOTO, M.M., SILVA, R.A. et al. Symptoms caused by *Meloidogyne incognita*, *Pratylenchus brachyurus* and *P. coffeae* on tubers of potato cvs. Monalisa and Bintje. Summa Phytopathologica, Botucatu, v. 27, n. 3, p. 331-333, 2001.
- LORDELLO, L. G. E. Nematóides das plantas cultivadas. 8. ed. São Paulo: Nobel, 1984.
- MIRANDA, R.E. A bataticultura no Brasil. Boletim Informativo do Grupo de Estudos “Luiz de Queiroz”, Piracicaba, n. 8, 1999.
- PALOMARES-RIUS, J.; OLIVEIRA, C.M.G.; BLOK, V.C. Plant Parasitic Nematodes of Potato. In: Navarre R.; Pavek, M. (Eds.). The potato: botany, production and uses. Boston: Cabi, 2014. p. 148-166.
- REID, A. PCR detection of potato cyst nematode. Methods in molecular biology, Clifton, 508, 289-294, 2009.
- SASSER, J. N. Plant-parasitic nematodes: the farmers hidden enemy. Raleigh: North Carolina State University, 1989.
- SILVA, A.R. Fitonematóides na cultura da batata: reação de genótipos a *Meloidogyne* spp., distribuição de espécies e caracterização dos sintomas. 2009. 96 f. (Doutorado em Agronomia) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2009.
- ZEM, A.C; ZANON, J.I.; LORDELLO, L.G.E. Doses e épocas de aplicação do nematicida “carbofuran” no controle de *Meloidogyne javanica* na cultura de batata. In: REUNIÃO BRASILEIRA DE NEMATOLOGIA, 5., 1981, Londrina. Anais. Londrina: SBN, 1981. p. 233-245.



Figura 1 – Fêmea de *Meloidogyne*

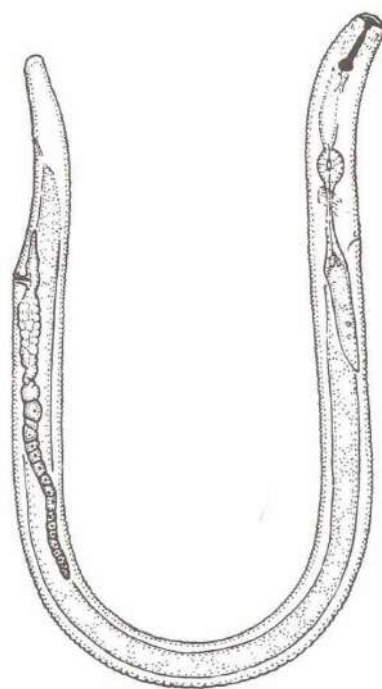


Figura 3 – Fêmea de *Pratylenchus*



Figura 3 – Galhas ou “pipocas” na superfície dos tubérculos de batata (Foto: C.M.G. Oliveira).

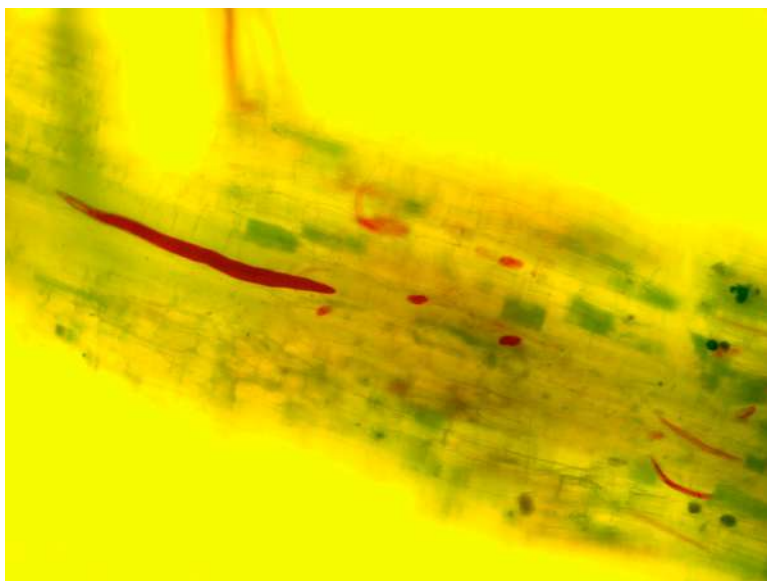


Figura 4 – *Pratylenchus coffeae* no interior da raiz de batata cv. Atlantic. (Foto: C.M.G. Oliveira).



Figura 5 – Tubérculos de batata Monalisa. A: sadios, sem nematoides; B: com lesões causadas por *Pratylenchus coffeae*; C: com lesões causadas por *Pratylenchus brachyurus* (Foto: R.K. Kubo).

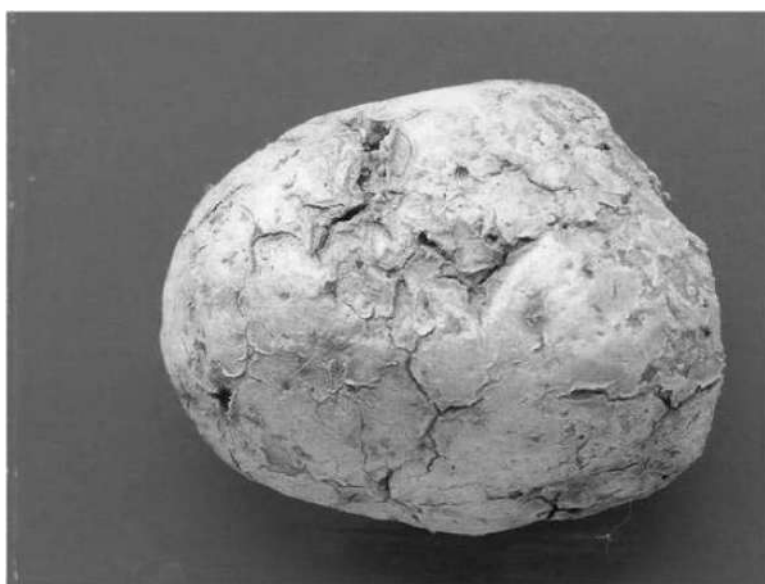


Figura 6 - Tubérculos de batata infectados com *Ditylenchus destructor*. (Foto: L. Kuzmina, Laboratory of Plant Health and Microbiology, Saku, Estonia).

MANEJO DAS PLANTAS DANINHAS NA CULTURA DE BATATA

Flávio Martins Garcia Blanco



INTRODUÇÃO

Na implantação de uma área agrícola através de um sistema de cultivo, há sérias e significativas transformações nos subsistemas geomórfico, edáfico e biológico, tornando-os mais simples (agroecossistema). em comparação com o ecossistema, este, um sistema mais complexo. Essa transformação resulta na diminuição drástica da capacidade de autorregulação do sistema, tornando-o, assim, mais instável e susceptível a entradas de energia. Uma das principais consequências dessa transformação é o aumento exagerado das populações de determinadas espécies de insetos, micro-organismos, nematoides e plantas silvestres, de tal forma a comprometer de modo significativo a produção, inviabilizando economicamente as unidades produtivas, sendo assim denominadas de pragas agrícolas (Blanco, 1997; Blanco et al., 2012).

Especificamente, quando as plantas silvestres interferem com as plantas cultivadas, estas se tornam daninhas que, diferentemente de outras pragas agrícolas, têm por característica estarem sempre presentes nos agroecossistemas. São responsáveis direta (competição, alelopatia, etc.) ou indiretamente (reservatório de patógenos e atrativas para insetos-praga) pela diminuição drástica na produção econômica das culturas, comprometendo-as economicamente como unidades produtivas.

Interações entre a cultura da batata e as plantas daninhas

A cultura da batata pertence à família botânica Solanácea e a sua produção é afetada pela convivência com as plantas daninhas, quer seja pela queda na produção ou quando estas são reservatórios de nematoides ou abrigos para insetos-praga e doenças.

A cultura da batata pode ser irrigada e cultivada durante todo o ano em três épocas distintas: “das águas”, “das secas” e “de inverno”; nos meses de agosto a outubro, janeiro a março e abril a junho, respectivamente.

Em função dessa diversidade nas condições climáticas e edáficas a flora daninha associada à cultura é muito variável. As principais plantas daninhas nesta cultura podem ser divididas em grupos botânicos (Gelmini; Christoffoleti 1997; Blanco, 2008).

I. Monocotiledôneas

- Poaceae (Gramíneas): capim-marmelada (*Brachiaria plantaginea*), capim-carrapicho (*Cenchrus echinatus*), capim-colchão (*Digitaria horizontalis*), capim-pé-de-galinha (*Eleusine indica*), capim-arroz (*Echinochloa* sp.), capim-braquiaria (*Brachiaria decumbens*).
- Commelinaceae: trapoeraba (*Commelina benghalensis*).
- Cyperaceae: tiririca (*Cyperus rotundus*).

II. Dicotiledôneas

Mentrasto (*Ageratum conyzoides*), picão-preto (*Bidens pilosa*), falsa-serralha (*Eleusine indica*), picão-branco (*Galinsoga parviflora*), macela (*Gnaphallium spicatum*), mentruz (*Lepidium virginicum*), maria-pretinha (*Solanum americanum*), poaia-branca (*Richardia bransiliensis*), beldroega (*Portulaca oleraceae*); guanxuma (*Sida* sp.), mastruço (*Coronopus didymus*), serralha (*Sonchus oleraceus*) e caruru (*Amaranthus* sp.).

Já na instalação da cultura da batata, do preparo do solo para o plantio até a sua colheita, devem-se tomar ações para o controle das plantas daninhas, assegurando assim que todo potencial produtivo da cultura, obtido em vários anos de pesquisas no campo fitotécnico, nutricional e melhoramento vegetal, possa se expresso na sua produção máxima.

A cultura da batata apresenta algumas características próprias de desenvolvimento e de manejo que, influenciadas pelas condições climáticas, determinam a intensidade da interferência das plantas daninhas na cultura, dentre as quais destacamos:

- A cultura da batata é muito prejudicada por diversas doenças e ataques de insetos-praga, podendo inviabilizar economicamente novos plantios da cultura na mesma área, em função disto, é comum a realização de plantios em locais diferentes. O programa de manejo das plantas daninhas é função da flora daninha, desta forma, é imperativo, antes da instalação de novo plantio da cultura, recensear as plantas daninhas, inventariando as de maior frequência e abundância.

- É indispensável verificar o histórico da aplicação de herbicidas na nova área de plantio, pois herbicidas que foram utilizados nas culturas antecessoras podem estar presentes no solo (resíduos) e podem causar injúria (fitotoxicidade) à cultura da batata.
- Nessa cultura dá-se muita importância ao preparo do solo, pois ele influencia de forma significativa na produção. Por ser profundo, conseqüentemente há uma significativa movimentação dos propágulos das plantas daninhas pelo revolvimento do solo, trazendo-os das camadas mais profundas à superfície. Nesta nova condição, há quebra de dormência desses propágulos, principalmente em função da umidade do solo, exposição à luz e maior amplitude térmica diária, podendo, em muitos casos, haver uma “explosão” populacional de novas comunidades florísticas.
- Não plantar em áreas que apresentem plantas daninhas de reprodução por propágulos assexuados (bulbos, rizomas, tubérculos), tiririca (*Cyperus rotundus*) e grama-seda (*Cynodon dactylon*), pois os processos de preparo de solo causam a separação mecânica com a individualização de rizomas e tubérculos. Neste rompimento há quebra de dormência e germinação de cada um desses, multiplicando em várias vezes a população original, principalmente na época das chuvas.
- Uma característica própria da cultura é o plantio de tubérculos. Estes demoram mais para germinar, quando comparados às sementes, em função disto, há atraso no fechamento e sombreamento das entrelinhas, favorecendo assim, no período inicial da cultura, o primeiro fluxo de germinação das plantas daninhas, que devem ser controladas.
- A partir do estágio de enchimento dos tubérculos, devido ao declínio natural da cultura e ao ataque de insetos-praga e doenças, há desfolha das ramas e, conseqüentemente, uma maior entrada de luz nas entrelinhas da plantação. Com isso, ocorre um fluxo de emergência tardio que não afeta a cultura, não havendo portanto a necessidade de qualquer intervenção de controle.

Didaticamente, pode-se dividir o controle em diversos métodos: preventivo, cultural, capinas e químico. Com o objetivo de reduzir o custo, minimizar a contaminação ambiental e maximizar o controle das plantas daninhas, as ações desses métodos devem ser planejadas na forma de manejo integrado.

1. Método Preventivo:

O objetivo deste método é tomar ações que impeçam a entrada de novas comunidades florísticas na área de plantio, introduzidas pelos diversos tratos culturais pertinentes à cultura.

Na cultura da batata, a realização de plantios em locais diferentes é uma prática comum. Neste trânsito do maquinário entre as áreas pode ocorrer uma contaminação de propágulos sexuais (sementes) ou assexuais (estolões, rizomas e tubérculos), aderidos à terra presente nos equipamentos e implementos agrícolas. A melhor maneira de evitar esta contaminação é a realização de uma lavagem criteriosa dos implementos e tratores retirando a terra aderida deles.

Outro cuidado necessário é na aquisição da batata-semente utilizada no plantio, que deve ser de boa procedência fitossanitária e limpa, sem terra aderida, evitando assim propágulos de plantas daninhas exóticas à área de plantio.

1.2. Método Cultural:

Define-se como método cultural no controle das plantas daninhas qualquer mudança, incremento ou redução de algum manejo na lavoura, que exerça algum tipo de pressão negativa na população das plantas daninhas, acarretando no controle da comunidade florística já presente.

Muitas dessas práticas colaboram para a diminuição do banco de sementes (propágulos) existentes no solo, reduzindo desta forma a população das plantas daninhas.

- As plantas daninhas, diferentemente das cultivadas, que germinam de uma única vez, apresentam diversos fluxos de emergências e, para muitas espécies, o primeiro fluxo é abundante (Blanco et al., 1991; 1994). Uma técnica de controle cultural é realizar um preparo de solo prévio dando condições para a germinação do primeiro fluxo de emergência das plantas daninhas, eliminando-as pelas araões e gradagens para o plantio da batata-semente.
- A cultura da batata pode utilizar espaçamentos desde 0,80 a 0,35 m influenciando diretamente no tamanho do tubérculo. Plantios com espaçamentos menores e cultivares de crescimento mais rápido permitem um

sombreamento precoce das entrelinhas de cultivo, dificultando a germinação e o desenvolvimento das plantas daninhas.

1.3. Uso de capinas:

1.3.1. Capina manual ou mecanizada

Na cultura da batata é realizada a operação de “chegamento de terra” ao colo da planta (amontoa). Este manejo, por si só, é caracterizado como uma capina (controle mecânico) das plantas daninhas. Geralmente, esse procedimento é realizado 30 dias após o plantio, quando as plantas apresentam entre 20 a 30 cm de altura.

No planejamento do programa de manejo integrado das plantas daninhas deve-se levar em conta essa prática, devendo ser harmonizada e complementada pelos outros métodos de controle.

1.4. Método Químico: Herbicidas

Herbicidas são compostos químicos usados para eliminar plantas. São aplicados em doses convenientes diretamente sobre a vegetação para absorção foliar (tratamento de pós-emergência), ou no solo para absorção por tecidos formados após a germinação da semente e antes da emergência da planta na superfície (tratamento de pré-emergência).

À exceção do sistema de cultivo orgânico, em que é proibido o uso dessa prática de manejo, o uso de herbicidas como método para o controle das plantas daninhas é muito relevante para as mais diversas culturas, incluindo a batata (Ferreira; Tsunehiro, 1998).

Devido a sua boa praticabilidade de uso, aliado a sua alta eficiência como agente no controle das plantas daninhas, no programa de controle das plantas daninhas o uso de herbicidas tende a sobrepujar os demais métodos de controle, sendo em muitos casos o único método utilizado, fato que é um erro grave. Pois, ao menosprezar a importância dos outros métodos de controle, pode-se prejudicar a eficiência dos herbicidas, necessitando de outra aplicação ou aumento na sua dose indicada para atingir o mesmo desempenho de controle, o

que não é desejável, tanto do ponto de vista ambiental, como do agrônômico e econômico.

Na utilização dos herbicidas, esse método deve ser harmonizado aos outros e sempre procurar maximizar a sua eficiência, minimizando o seu impacto ambiental.

Para o controle das plantas daninhas na cultura da batata, atualmente, no Brasil, há registrado na ANVISA (Agencia Nacional de Vigilância Sanitária), 11 ingredientes ativos comercializados em 16 marcas comerciais.

Cabe salientar, mais uma vez, que o uso de herbicidas deve fazer parte de um programa de manejo integrado no controle das plantas daninhas e de responsabilidade de um Engenheiro Agrônomo.

Na **Tabela 1** são apresentadas algumas características de uso dos ingredientes ativos registrados no Brasil, com os seus respectivos nomes comerciais e observações de uso relevantes (Blanco, 2008; Rodrigues; Almeida, 2005).

A ordem dos produtos, por ingrediente ativo, não representa de maneira alguma qualquer tipo de preferência de uso. As observações apresentadas nesta Tabela são indicações gerais que deverão ser ratificadas ou retificadas, após criteriosa análise pelo Engenheiro Agrônomo responsável pelo programa de manejo integrado da cultura

Nessa escolha, deve-se sempre ter uma visão ecológica, porém, utilizar a técnica agrônômica que permita uma produção máxima possível, para que o agricultor possa obter o seu sustento na sua comercialização, para isto é necessário o controle das plantas daninhas. Nesta dualidade, a escolha de qual herbicida a ser utilizado, além da sua dose, número e modo de aplicação, deve sempre buscar a dicotomia de máxima eficiência e mínimo impacto ambiental.

Tabela 1. Descrição de ingredientes ativos para a cultura da batata (Blanco 2007).

Ingrediente ativo	Doses: kg ou L	Modo ¹	Controle ²	Observações específicas
amônio-glufosinato	2,00	PÓS	GRA LAT COM	Chuva antes de 6 horas da aplicação pode prejudicar a performance do herbicida. Utilizado também como dessecante.
cletodim	0,35 a 0,45	PÓS	GRA	Indicado para gramíneas anuais no estágio de 4 folhas até 4 perfilhos e 20 a 40 cm para as gramíneas perenes. A aplicação pode ser feita em qualquer estágio de crescimento da batata. As dosagens maiores devem ser utilizadas para controlar as plantas daninhas em estágio de crescimento maior
cletodim + fenoxaprope-P-etílico	1,00	PÓS	GRA	Aplicar com as gramíneas no estágio de 2 a 4 perfilhos.
clomazona	1,00	PRÉ	GRA	Atualmente registrado somente para o controle de <i>Brachiaria plantaginea</i> (capim-marmelada). Aguardar um período mínimo de 150 dias após a aplicação para a instalação de novas culturas. Culturas de inverno (trigo, aveia, centeio) plantadas em sucessão podem apresentar sintomas de fitotoxicidade.
dibrometo de diquate	1,50 a 2,50	PÓS	GRA LAT COM	Aplicar como dessecante no mínimo 7 dias antes da colheita.
dicloreto de paraquate	1,50 a 3,00	PÓS	GRA LAT COM	Na dessecação de batata, não usar espalhante e não pulverizar quando a folhagem estiver murcha. Após o plantio da batata-semente, na ocorrência de uma nova germinação de plantas daninhas, estas poderão ser controladas, porém até o momento em que haja no máximo 10% de emergência de hastes.
fenoxaprope-P-etílico	0,75	PÓS	GRA	Na aplicação a cultura da batata deve estar com 2 a 4 ramos, chuvas poderão ocorrer a partir de 1 hora da aplicação.
fluazifop-p-butyl	0,50-2,00	PÓS	GRA	Pode ser aplicado até 30 dias após emergência das hastes
linuron	1,40 a 4,40	PRÉ	LAT COM	Aplicar após o plantio ou até antes da brotação. Não utilizar em solos com menos de 1% de matéria orgânica ou com textura arenosa.
metribuzim	0,50 a 2,20	PRÉ	LAT	Não aplicar sobre a cultura de batata se as plantas estiverem com mais de 5 cm de altura e em solos com textura arenosa ou com menos de 1,5 % de matéria orgânica. Com exceção das culturas de soja e cana-de-açúcar, plantar culturas em sucessão somente após cinco meses após a aplicação as mais sensíveis, cebola, alface, cucurbitáceas e beterraba, após um ano.
pendimetalina	2,00 a 3,00	PRÉ	GRA	Herbicida seletivo para controlar gramíneas anuais e certas folhas largas quando germinam, porém não controla as ervas estabelecidas antes da aplicação.

¹ - modo de aplicação: PÓS – aplicado após a emergência da cultura e das plantas daninhas; PRÉ – aplicado antes da emergência das plantas daninhas, logo após o plantio da cultura

² - Grupo em que a ação do herbicida é mais efetiva: GRA – gramíneas (monocotiledôneas), LAT – latifoliadas, folhas largas (dicotiledôneas), COM – *Comelina*, controla *Commelina benghalensis* (trapoeraba).

Observações importantes para o sucesso na utilização dos herbicidas na cultura da batata:

- Antes da aplicação de herbicidas em pré-emergência, é muito importante que o solo não esteja seco e não apresente torrões.
- Na aplicação dos herbicidas diretamente sobre as plantas daninhas (pós-emergentes), para uma eficiente ação do herbicida, é importante que as plantas daninhas não estejam em estresse hídrico e com as folhas turgidas. A dose utilizada na aplicação deve ser calibrada de acordo com o estágio de desenvolvimento das plantas daninhas.
- Herbicidas aplicados como pré-emergentes diretamente ao solo, devido a sua característica química, quer seja básica, neutra ou ácida, são influenciados pela umidade do solo e seus colóides (argila e matéria orgânica), sofrendo processos de sorção (absorção e adsorção). Quanto mais seco o solo maior será a sorção do herbicida e, por consequência, a sua indisponibilidade para absorção pelas plantas daninhas, prejudicando assim o seu desempenho de controle. Por isso, devem-se aplicar os herbicidas pré-emergentes quando o solo estiver com boa condição de umidade e adequar a dose conforme a textura do solo: doses maiores para solos argilosos e menores para os mais arenosos.
- Usar exclusivamente os adjuvantes e/ou surfactantes indicados na bula do herbicida e nas doses indicadas.
- Não utilizar adjuvantes e/ou surfactantes nas aplicações de herbicidas utilizados como dessecantes da cultura de batata.
- Nas aplicações em pré-emergência, sempre verificar a seletividade em relação à cultivar utilizada e, também, para as culturas em sucessão a batata.
- Devido às constantes mudanças do local de plantio, a cultura de batata ocupa áreas exploradas com outras culturas ou pastagens, geralmente dessecadas com uso de herbicidas de contato não seletivos aplicados com pós-emergentes. Dependendo da época, e das espécies e estágio de desenvolvimento das plantas daninhas que estiverem presentes na área, uma alternativa de controle seria a realização de um preparo de solo prévio, aguardando a germinação das plantas daninhas e destruindo estas plântulas do primeiro fluxo com as operações de plantio (aração e gradagem).
- Sempre fazer rotação de herbicidas com modo de ação diferente. Esta medida é muito importante e evita o surgimento de plantas daninhas resistentes aos herbicidas.

- O grupo de plantas daninhas predominantes e a sua abundância variam em função das condições climáticas por ocasião do plantio. Geralmente o período de primavera-verão, mais quente e chuvoso, favorece as Poaceae (gramíneas), por outro lado, no outono-inverno as condições são inversas, favorecendo as latifoliadas em função da menor temperatura e umidade.
- Para evitar o acúmulo de resíduos de herbicidas utilizados na dessecação da cultura, esse manejo deve ser realizado obrigatoriamente quando as plantas de batata NÃO estiverem em condição de estresse hídrico.
- A dessecação pode ser realizada em uma única vez, porém tem sido observado que duas aplicações sequenciais, intercaladas de dois dias, utilizando a metade da dose, têm mostrado que o resultado da dessecação, em muitos casos, é melhor.
- Na aplicação sempre utilizar EPI (equipamento de proteção individual), e pulverizador com bicos em bom estado e indicado segundo a técnica para o uso com herbicidas, realizando uma correta limpeza do equipamento após a aplicação.

Finalizando, o controle das plantas daninhas na cultura da batata é necessário para o seu sucesso econômico. Ele deve ser planejado, conduzido e de responsabilidade técnica de um Engenheiro Agrônomo com autonomia para escolher, dentre os diversos métodos de controle, aqueles tecnicamente mais indicados, em função de cada situação, para compor um programa de manejo integrado das plantas daninhas.

LITERATURA CONSULTADA

- BLANCO, F. M. G.; VELINI, E. D.; BATISTA FILHO, A. Persistence of herbicide sulfentrazone in soil cultivated with sugarcane and soy and effect on crop rotation. In: Hasaneen, M.N.A.E. (Ed.). *Herbicides: properties, synthesis and control of weeds*. Rijeka: InTech, 2012. p. 119-134.
- BLANCO, F. M. G. Manejo das plantas daninhas na cultura da batata. *O Biológico*, São Paulo, v. 70, n. 1, p. 19-24, jan./jun., 2008.
- BLANCO, H. G. Manejo de plantas daninhas: uma abordagem ecológica. *O Biológico*, São Paulo, v. 59, n. 2, p. 111-116, 1997.
- BLANCO, H.G.; AREVALO, R.A.; BLANCO, F.M.G. Distribuição mensal da emergência de seis ervas daninhas em solos com e sem cultivos. *Planta Daninha*, Viçosa, v. 12, n. 2, p. 78-83, 1994.
- BLANCO, H.G.; BLANCO, F.M.G. Efeito do manejo do solo na emergência das plantas daninhas anuais. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, Brasília, v. 26, n. 2, p. 215-20, 1991.
- DEUBER, R. *Ciência das plantas infestantes: manejo*. Campinas: [s.n.], 1997.
- GELMINI, G. A.; CHRISTOFFOLETI, P. J. *Herbicidas: indicações básicas para a cultura da batata*. Campinas: CATI, 1997.
- RODRIGUES, B.N.; ALMEIDA, F.S. *Guia de herbicidas*. 5. ed. Londrina: Livroceres, 2005.



Figura 1 – *Elsinoe indica* – pé de galinha



Figura 2 - *Bidens pilosa* – picão preto



Figura 3 - *Sida* sp. - Guanxuma



Figura 4 - *Sonchus oleraceus* - falsa serralha

Figura 5 - *Sida* spp. - Guanxuma com sintomas de etiologia viral, provavelmente do vírus da clorose infecciosa das malváceas



Figura 6 - *Commelina benghalensis* - trapoeraba

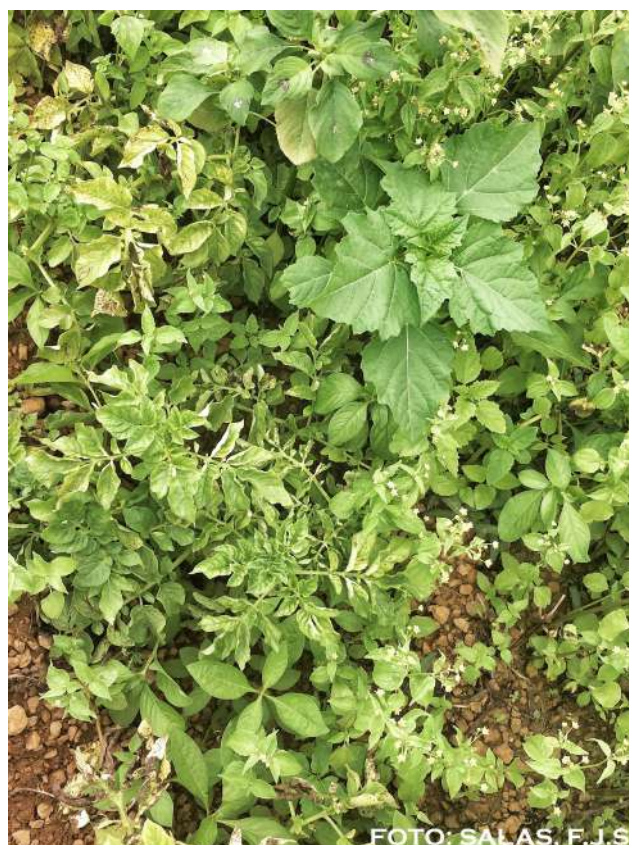


Figura 7 - Plantas daninhas em cultura de batata, nota-se a grande diversidade presente em um pequeno espaço plantado.



Figura 8 - Cultura de batata com 90 dias, nota-se as plantas daninhas (maria-pretinha, capim e milho).

TECNOLOGIA DE APLICAÇÃO DE DEFENSIVOS NA CULTURA DA BATATA

José Maria Fernandes dos Santos



INTRODUÇÃO

A pulverização e aplicação de defensivos na agricultura exigem ao contrário do que se observa na prática o atendimento a regras e execução de procedimentos corretos, fundamentados em pesquisas com os mais diferentes tipos de formulações, modelos de pulverizadores existentes, em todos os tipos de cultivos e sob condições climáticas variáveis, ocorridas diariamente e nas mais diversas regiões brasileiras, para que os resultados desejados sejam adequados e obtidos com mínimos riscos nocivos ao aplicador, à produção e ao meio ambiente.

De maneira geral se observa que conceitos, preconceitos e paradigmas sem fundamentação técnica e decorrentes de experiências aleatórias são os principais responsáveis pelos fracassos ou resultados tímidos demonstrados pelo uso dos defensivos agrícolas, a cada safra, induzindo a conclusões tecnicamente incorretas e prematuras como: resistências ou tolerâncias e até ineficiência dos defensivos utilizados. Não queremos dizer que não existam esses problemas, porém, nossa experiência tem sido comprovada em muitas ocasiões e nas mais diferentes lavouras em pequenas e grandes propriedades agrícolas, após a adequação do pulverizador e da aplicação correta dos defensivos, apresentaram o controle esperado dos alvos biológicos problemas.

Avaliações praticadas em campo nos mais diferentes cultivos, mostraram médias muito baixas de deposição dos defensivos nos locais certos. Face a isto, a Tecnologia de Aplicação, define claramente a diferenciação entre pulverização e aplicação de qualquer defensivo na agricultura.

Pulverização: Processo físico-mecânico de transformação de uma substância sólida ou líquida em partículas ou gotas mais uniformes e homogêneas possíveis.

Aplicação: Deposição em qualidade e quantidade do ingrediente ativo definido de uma formulação, representada pelo diâmetro e densidade (número) de gotas por unidade de área, sobre um alvo desejado. Exemplo: 60 gotas/cm² com diâmetro mediano volumétrico (DMV) de 120 (micrômetro).

A avaliação da aplicação engloba o cálculo correto para se obter o volume desejado, quantidade de gotas a serem depositadas sobre o alvo problema, tipo do bico a ser usado e o diâmetro das gotas adequadas às condições climáticas, principalmente a umidade relativa do ar, sendo essa muito mais preocupante do que a temperatura e a velocidade do vento do início ao final da aplicação sobre a cultura, como conceitualmente ocorre na prática.

No presente trabalho tentaremos demonstrar passo a passo de maneira simples e objetiva, como obter o melhor e mais econômico resultado com a utilização e aplicação dos defensivos agrícolas.

APLICAÇÃO CORRETA E SEGURA DOS DEFENSIVOS AGRÍCOLAS

A aplicação correta e segura dos defensivos baseia-se na geração distribuição e quantidade de gotas por unidade de área, para que os alvos biológicos problemas sejam controlados ou inibidos em seus efeitos danosos. Entretanto, para que isto seja obtido, necessário que três aspectos sejam atendidos na prática.

Um bom produto	específico, dose testada e comprovada no controle de alvos problemas específicos, facilidade de manuseio e de dosificação, facilidade de ser misturado facilmente com água ou óleo, fisicamente estável quando em uso sob as condições climáticas ambientais e aplicável através dos diferentes tipos de pulverizadores.
Bem aplicado	Pulverizador ajustado, com volume corretamente distribuído, pressão controlada, bico correto, barra e bico adequadamente posicionado em relação ao alvo problema ou ponteiro da planta, ajuste das gotas de acordo com as condições climáticas locais, localização do alvo e deposição a ser obtida.
No momento certo	estádio da planta ou do alvo problema, mais favorável ao controle pela dose recomendada do produto.

PRINCÍPIOS FÍSICOS BÁSICOS/FUNDAMENTAIS PARA DEPOSIÇÃO DE GOTAS

As gotas de pulverização são geradas e liberadas pelos bicos de pulverização, como resultado da “explosão” rápida e violenta de um fluxo líquido sob pressão através de um orifício calibrado.

O tipo de bico utilizado poderá produzir uma grande quantidade de gotas de diâmetros variados, pesos diferenciados e trajetórias e velocidades diferentes entre si sob maior ou menor influência das condições meteorológicas ambientais, refletindo-se em uma maior ou menor coleta das gotas pelo alvo a ser atingido. Por outro lado, a situação, dimensões ou posição desse mesmo alvo poderá ou não facilitar a deposição das gotas em superfícies imediatamente abaixo do ponto de geração ou serem desviadas a grandes distâncias e desaparecerem completamente.

A experiência nos tem demonstrado que:

Gotas finas ou mais leves: Se depositam melhor e mais facilmente nos alvos ou superfícies de deposição verticais e estreitas. Penetram melhor dentro das culturas. São, entretanto, mais sujeitas à deriva mais longas e perdas por evaporação, quando não adequadas às condições climáticas, principalmente em relação às variações da umidade relativa do ar, durante a aplicação.

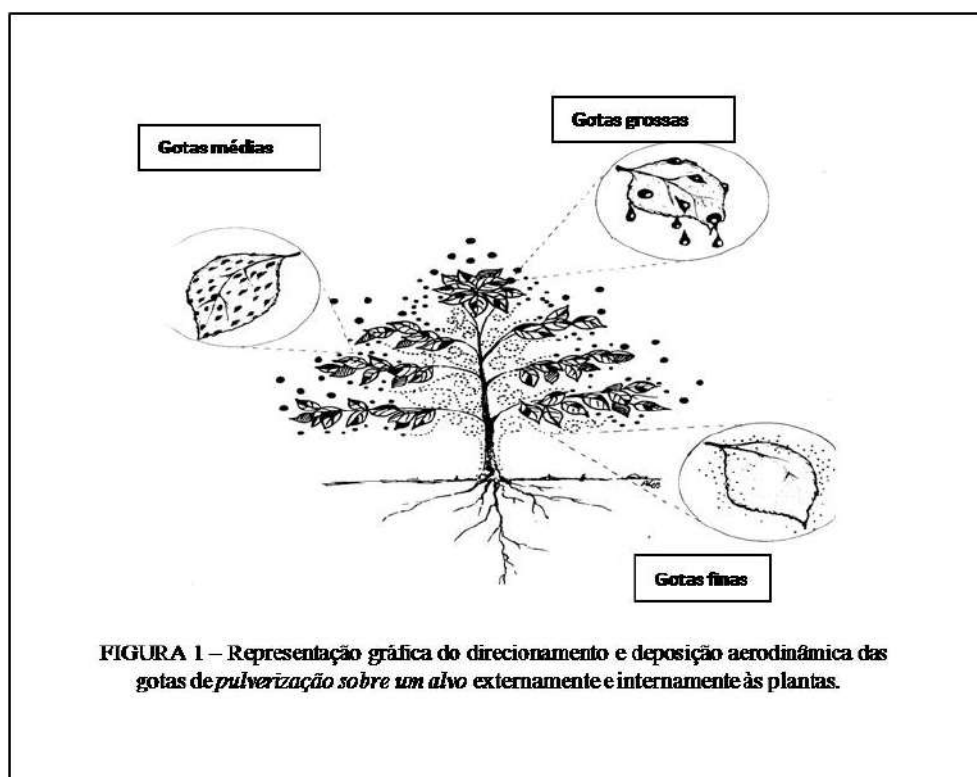
Gotas grossas ou mais pesadas: Se depositam melhor naquelas áreas mais largas e posicionadas mais horizontalmente, e externamente às plantas. Grande dificuldade de penetração e deposição muito pobre internamente das culturas mais densas. Têm menor perda por evaporação, porém, riscos elevados de perdas por escorrimentos sobre a massa foliar.

No processo final é desejado que as gotas se depositem em qualidade e quantidade pré-definidas, o mais homogeneamente possível e eficientemente ativas. Entretanto, como têm comportamentos aerodinâmicos diferentes sob as condições climáticas, se depositarão em “camadas” principalmente no interior das plantas, como explicaremos a seguir baseados na **Figura 1**.

Correntes de ar circulando por entre os componentes vegetais das plantas, apresentarão direcionamentos e intensidades diferentes desde o topo até a base. Se esta corrente de ar se apresentar saturada de grande quantidade de gotas com diferentes diâmetros e pesos, teremos:

- a) **gotas grossas:** arrastadas pelas correntes de ar e com maior peso e inércia, não terão condições de se desviar da superfície de impacto, acompanhando aquelas correntes de ar, depositando-se nas superfícies do primeiro impacto ou externamente às plantas. As com menor peso e inércia, acompanharão o desvio das correntes de ar. Estas ao contornarem as bordas da superfície de impacto, sofrerão novo desvio e perda de velocidade.
- b) **gotas médias:** em função de sua inércia, não terão condições de acompanhar este novo desvio, depositando-se na superfície seguinte mais próximo à primeira.
- c) **gotas finas:** continuarão sua trajetória e sob as mesmas influências anteriores, de forma que cada vez que a corrente de ar perder velocidade e as gotas tiverem seu peso maior do que a corrente de arrasto circulante, elas depositarão nestes pontos.

Nota: considerar sempre que os diâmetros de gotas aqui citados referem-se à análise obtida das mesmas sobre o alvo final ou desejado e não das gotas geradas à saída do orifício do próprio bico.



Ao contrário do que a grande maioria aceita e utiliza na prática, as gotas de pulverização deverão ser depositadas sobre qualquer tipo de alvo pelo processo

de sedimentação. As gotas maiores e mais pesadas se depositarão no topo e próximo a este e as gotas mais leves se depositarão sucessivamente nas camadas mais abaixo, podendo atingir o solo.

Efeitos visando aumento da velocidade terminal e direcionamento das gotas ou a aceleração de sua velocidade, com o uso de condutos de ar em equipamentos terrestres, barras de pulverização muito próximo ao topo das plantas ou vôos muito baixos e próximo à cultura ou solo com aeronaves agrícolas, ao contrário de melhora na penetração ou deposição das gotas internamente às plantas, produz o efeito inverso, pois estas gotas aceleradas se chocarão de modo violento com os obstáculos naturais da cultura (folhas, ramos, flores e frutos) e no solo, fracionando-se em gotas menores e direcionando-se em diferentes sentidos, prejudicando grandemente a sua uniformidade e deposição homogênea e adequada.

O processo acima descrito é contínuo e constante para todo tipo de pulverização ou aplicação de partículas sólidas ou líquidas. Sendo fácil através disto obtermos a deposição de qualquer agroquímico, dentro ou nas partes mais internas de uma planta ou cultura, bem como:

- determinar quanto tempo poderemos manter as gotas de pulverização em suspensão ou carregadas pelas correntes de ar (deriva);
- avaliar adequadamente o tipo de bico ou ponta de pulverização, que produzirá o tamanho de gota definido em função das dimensões, posições e forma do alvo a ser atingido;
- local adequado para a deposição e densidade de gotas desejados mais internamente à cultura.

Para se obter a melhor deposição e atingir adequadamente um alvo como insetos, ácaros e doenças ou plantas que se localizem internamente à cultura ou plantas invasoras e infestantes de diferentes alturas, é necessário que se produzam através dos bicos do equipamento de pulverização uma quantidade bastante alta de gotas finas e mais homogêneas possíveis e que apresentem uma flutuabilidade (deriva) adequada às condições climáticas locais.

Caso não haja a correção adequada do equipamento de pulverização para que as gotas permaneçam o mínimo possível em suspensão no ar até atingir o alvo desejado, poderemos ter como resultado a perda total ou parcial da população de gotas ou até mesmo da pulverização, má ação do produto e necessidade de repetição ou aumento do número de pulverizações.

Por outro lado, uma população de gotas muito grossas, geradas pelos bicos de jato plano como exemplo, apesar de caírem imediatamente, com pouca ou nenhuma perda por deriva, irá ocasionar uma deposição muito pobre ou nenhuma internamente às plantas com saturação acentuada nas partes externas causando escorrimentos (exceto aplicações de herbicidas em pré-emergência ou sobre o solo), perdas, contaminação ambiental e custos de produção muito altos.

RECOMENDAÇÕES PARA UMA APLICAÇÃO CORRETA

Ajuste do pulverizador:

É fundamental para se obter os melhores resultados em uma aplicação, que o sistema de pulverização a ser utilizado tenha um mínimo aceitável de dispositivos ou componentes que permitam os ajustes necessários para formação, geração e deposição das gotas geradas pelo pulverizador. As descrições a seguir, mostram as funções e características a serem obtidas ou fornecidas pelos diferentes componentes de um pulverizador e posteriormente as recomendações a serem empregadas para um funcionamento satisfatório do conjunto completo do pulverizador e seus componentes e acessórios.

- **Tomada de força do trator (TDF):** Em um pulverizador tracionado, a bomba de pressurização da calda de pulverização é acionada pela tomada de força do trator (TDF). De maneira geral e por conceito os operadores deste tipo de pulverizador trabalham com a rotação do motor inferior à recomendada pelo fabricante do trator. Este procedimento totalmente equivocado na prática, ocasiona uma irregularidade de funcionamento da bomba do pulverizador, quando em sobrecarga obrigando o operador a uma correção da rotação e torque do motor como compensação, causando alterações no volume de pulverização, na, pressão e na quebra das gotas.

- **Recomendação:** Trabalhar sempre com a rotação de torque máximo, recomendado pelo fabricante do motor/trator, para manter a rotação da tomada de força (TDF) em 540 r.p.m. (rotações por minuto).

- **Regulador de pressão:** Encontrado nos pulverizadores tratorizados de arraste. Permite o ajuste da pressão dentro da faixa recomendada para o bico em uso, permita a escolha adequada da vazão e o trabalho dentro da faixa de maior homogeneidade das gotas e da deposição necessária sobre a planta e cultura.

- **Recomendações:** Para prolongar as funções e ação do manômetro que normalmente está localizado no corpo do regulador ou próximo a ele, o regulador deverá sempre ser desregulado totalmente, antes do início de um ajuste ou regulagem de vazão. Após a montagem dos bicos escolhidos através dos cálculos mostrados no item escolha do bico e a verificação e limpeza dos filtros do pulverizador, iniciar a saída de água pelos bicos e abrir a torneirinha que se encontra sob o manômetro. Ajustar a pressão, controlando o fechamento da válvula do regulador de pressão até a escolhida e calculada pela tabela de bicos. Verificar nos bicos se a vazão encontrada é a desejada para a aplicação na lavoura. Pequenas variações dentro dos limites recomendados para o bico em uso poderão ser corrigidas pelo regulador, caso de ultrapasse os limites da pressão recomendada para o tipo do bico em uso, substituir uma ponta por outra de orifício maior se a vazão for insuficiente ou de orifício menor se a vazão for acima do desejado.

- **Manômetro:** Não disponível nos pulverizadores costais manuais e motorizados, porém, acessório padrão nos pulverizadores estacionários (mangueiras de grande extensão com ponteiros de pulverização nas extremidades) e tratorizados. Devido a quebras desregulagens ou inoperantes e não substituídos, considerados por boa parte dos usuários como não importante, demonstrou-se na prática, como um dos grandes responsáveis dos maus resultados das pulverizações e aplicações, principalmente quando são utilizados bicos inadequados. Variações ou desconhecimentos da vazão e da pressão durante o trabalho de pulverização causam perdas por escorrimentos e deposições inadequada com gotas grossas e pesadas ou derivas excessivas e evaporação acelerada devido à produção de gotas muito finas. O manômetro em perfeitas condições de funcionamento, é peça importantíssima para o uso da pressão correta, distribuição e diâmetro correto e adequado das gotas, vazão uniforme e economia de tempo e do defensivo.

- **Recomendação:** Utilizar manômetros com a escala máxima de 300 psi (2000kPa), pois permitirá maior precisão de leitura pelo operador, principalmente quando for aplicar herbicidas de pré-emergência que utilizam pressões abaixo de 60 psi (400 kPa).

- **Filtros:** As formulações dos defensivos agrícolas aplicadas sob forma líquida podem se apresentar sob diferentes características, contendo ou não partículas sólidas em suspensão. Os filtros existentes no circuito hidráulico dos sistemas de

pulverização praticamente são idênticos, qualquer que seja o conjunto trator/pulverizador, nas suas funções, variando apenas no número ou quantidade de acordo com a sofisticação, fabricante ou valor de aquisição. Entretanto, é importante considerar que o sistema de filtragem do equipamento terá por finalidade reduzir ou eliminar os problemas de entupimento dos bicos, para que o pulverizador não tenha seu rendimento prejudicado, por paradas consecutivas. Observar sempre se a malha dos filtros (abastecimento do tanque, bomba, linha e bicos) apresentam compatível com o orifício do bico e o tipo da formulação em uso (CE, PM, SC, GDA, etc.).

- **Recomendações:** Não utilizar filtros de malha 80 ou superior quando necessitar pulverizar formulações pós molháveis, suspensões concentradas ou grânulos dispersíveis em água: utilizar filtros de malha 50 ou 30. Os mesmos cuidados devem ser observados e efetuados quando utilizar água com resíduos de argila, areia ou detritos. Os filtros, principalmente o da bomba, deverão ser vistoriados e se necessário limpos a cada reabastecimento do tanque. Os demais filtros existentes no sistema do pulverizador deverão ser observados periodicamente e limpos pelo menos ao final do trabalho diário e quando necessário.

- **Bicos de pulverização:** O bico de pulverização tem por finalidade definir o volume da calda, transformá-la em gotas e dispersá-las em uma faixa denominada de faixa de deposição. Todo bico de pulverização independente do volume de líquido liberado, da forma do jato produzido e da dispersão das gotas sobre a faixa, produz gotas de diferentes diâmetros. Entretanto, de acordo como as gotas são geradas, haverá diferenciação no diâmetro e na quantidade. Assim, temos bicos de pulverização em que haverá maior proporção de gotas grossas do que de gotas finas – bicos de jato plano (anteriormente jato leque) - recomendados para aplicações em superfícies, como os herbicidas de solo ou pré emergentes cujas gotas sendo mais pesadas caem rapidamente sobre a superfície (solo) não sendo necessário o envolvimento de obstáculos ou das folhas, ramos e galhos no caso das lavouras com grande densidade foliar, arbustos, ou árvores.

Bicos que geram maior quantidade de gotas finas do que grossas – bicos de jato cônico vazio – são recomendados para aplicações de envolvimento e penetração através da massa foliar, no controle de alvos biológicos danosos como insetos, ácaros, doenças fúngicas e controle de plantas invasoras.

Os bicos de jato cônico vazio, compostos de duas peças: a ponta e o difusor, permitem adaptar a pulverização de acordo com a escolha e alteração do diâmetro da gota, ajustando-a para as variações da umidade relativa do ar. Dependendo do fabricante, podem apresentar até cinco tipos de difusores que combinados com a grande variedade de orifício dos bicos, disponíveis, podem gerar gotas das mais finas até muito grossas, superando até o diâmetro das gotas geradas pelos bicos de jato plano. Entretanto, uma das grandes vantagens dos bicos, de jato cônico vazio, quando em deslocamento pelo pulverizador e em relação aos bicos de jato plano, é: produzir para um mesmo volume e pressão uma grande quantidade de gotas e distribuí-las em uma faixa de deposição circular bastante uniforme.

- **Recomendações:** Toda a aplicação em que a distribuição do produto for de envolvimento e deposição das gotas internamente às plantas, como; herbicidas de pós-emergência, inseticidas, acaricidas, fungicidas, fertilizantes, dessecantes, maturadores, fitorreguladores, etc., é tecnicamente correta e recomendável a utilização de bicos de jato cônico vazio. O uso de bicos de jato plano (ex.: leque) resultará em grande perda por escorrimentos e baixíssima ou praticamente nenhuma deposição de gotas internamente às plantas. Este tipo de bico só deverá ser utilizado quando se pretende o controle das plantas invasoras, somente sobre o solo e especificamente usado com os herbicidas de pré-emergência.

Para pontas de jato cônico vazio: pressão de 80 a 120 psi (533 a 800 kPa).

Para pontas de jato plano (somente para a aplicação de herbicidas pré emergentes e sobre o solo): pressão 15 a 60 psi (100 a 400 kPa). Devido aos diferentes tipos de pontas de jato plano disponíveis no mercado, consultar o catálogo dos fabricantes sobre a pressão recomendada para esses tipos de bicos.

Nunca utilizar em pulverizações sobre plantas, pontas ou bicos de jato cônico cheio, pois, além de aumentar o escorrimento e perdas, a deposição de gotas dentro da massa foliar, será sempre péssima e ineficiente.

Não misturar em uma mesma barra, pontas com vazões ou características diferentes entre si. Exemplo: pontas jato cônico vazio com pontas de jato plano.

- **Altura da barra/bico de pulverização:** A formação adequada das gotas de pulverização, geradas pelo bico, ocorre não à saída imediata de seu orifício, mas a uma distância específica de acordo com o bico utilizado. Nos bicos de jato plano, a distância entre o bico e o alvo de deposição varia de 20 a 50 cm, de acordo com o ângulo do jato plano produzido, variável de 80 a 120° os mais

comuns, devido aos mais diferentes tipos de bicos disponíveis. Isto se faz necessário para que os jatos produzidos se cruzem nas extremidades, permitindo uma maior uniformidade de distribuição das gotas depositadas sobre uma superfície plana, formando uma espécie de “filme” protetivo.

Os bicos de jato cônico vazio, com uma projeção das gotas em forma de círculo, de diâmetros menores, em maior quantidade e de forma turbilhonada, são tecnicamente mais recomendados em aplicações de envolvimento e internamente às plantas, denominadas de pós-emergência, e para os cônicos a distância mínima é de 50 cm do topo das plantas.

- Recomendações: A altura adequada e recomendada para os bicos ou da barra de pulverização deverá ser mantida durante todo o processo de pulverização. A tentativa utilizada na prática de reduzir a deriva das gotas pela redução da altura da barra ou dos bicos de pulverização em condições de ventos locais durante a aplicação é totalmente inadequada e prejudicial ao processo de formação, condução e deposição das gotas. A deriva excessiva das gotas, verificadas no caso, demonstram que o bico escolhido não é o adequado para as variações das condições climáticas que ocorrem no local. Os bicos de jato plano (ex-leque), devido as variedades e tipos disponíveis no mercado, bem como a amplitude da faixa de deposição variável de acordo com o ângulo de saída do jato produzido, necessitam manter um cruzamento adequado de 15 até 50 % sobre a faixa de deposição e para isto poderão ser posicionados em alturas variando de 20 cm a 50 cm.

Como são especificamente mais adequados às aplicações de herbicidas de pré-emergência, portanto, sobre o solo, essa será a referência da altura a serem posicionados os bicos ou as barras que produzam um jato plano e seguindo as recomendações definidas pelos seus fabricantes ou distribuidores. Os posicionamentos recomendados são importantes para que as gotas geradas tenham o espaço de tempo necessário para a sua formação final e flutuação facilitando a deposição adequada sobre o alvo desejado.

Os bicos de jato cônico vazio são recomendáveis para um melhor efeito, posicioná-los à altura mínima de 50 cm do topo das plantas, podendo atingir até um metro quando as condições de umidade relativa do ar estiverem acima de 70% e velocidade de vento abaixo de 2 km/hora

Alguns fabricantes de pulverizadores utilizam um espaçamento entre bicos de 20 a 50 cm, porém, com alguns problemas como faixa de deposição irregular e

não recomendável quando utilizar os bicos de jato plano, para os bicos de jato cônico vazio em pulverizações e aplicações de pós emergência, este fato torna-se vantajoso, já que, a nuvem de gotas pulverizadas é muito mais densa quando temos um menor espaçamento entre bicos, possibilitando a redução do volume de calda a ser liberado, atingindo-se o que é citado e recomendado no item “volume de calda”, o próximo item a ser exposto a seguir.

- **Volume de calda:** Aspecto controverso e mal utilizado na prática, ocasiona perdas excessivas por escorrimentos sobre as plantas, devido à prática conceitual de utilização de volumes altos e gotas muito grossas e pesadas, ou de modo inverso por uso de pressões muito altas ou bicos de orifícios de saída muito finos, gerando gotas finas, de evaporação muito rápida e de derivas prolongadas de difícil controle.

O volume correto é aquele em que podemos ter a maior homogeneidade e quantidade de gotas geradas e com diâmetros adequados às condições da umidade relativa do ar durante todo o processo de pulverização e aplicação, permitindo o deslocamento, a deposição e distribuição mais uniforme e homogênea das gotas, tanto internamente como externamente sobre o alvo biológico, ou seja, problema a ser controlado e áreas vegetativas das plantas.

O volume de aplicação de qualquer defensivo agrícola, permitirá um resultado eficaz desde que a quantidade e diâmetro das gotas, permitam sob as condições climáticas – principalmente a umidade relativa do ar – que atinjam e se depositem uniformemente sobre o alvo desejado.

- **Recomendações:** O melhor volume a ser utilizado é aquele que de acordo com o tipo do pulverizador, tipo e número de bicos disponíveis na barra de pulverização e pressão correta, possa ser transformado no maior número possíveis de gotas homogêneas, distribuídas o mais uniformemente possível, sobre o alvo biológico problema e com o mínimo aceitável de perdas por escorrimentos ou deriva sem controle.

O uso indiscriminado da redução do volume da calda a ser aplicada, visando apenas obter-se o maior rendimento do pulverizador, não é fator de sucesso ou maior e melhor eficiência do defensivo utilizado, pelo contrario, resultará em prejuízos consideráveis, pois implicará na redução ou não controle do problema, aumento da frequência ou reaplicações com custos maiores, problemas ambientais e fator cumulativo para tolerância aos produtos pulverizados. Utilizar indicadores (coletores de deposição de gotas) para monitoração da deposição e

distribuição das gotas, sobre as plantas durante as pulverizações e aplicações, comparando-os com os valores tecnicamente recomendados a seguir:

Deposição mínima de gotas para:

Inseticidas/acaricidas: 40 gotas/cm²;

Fungicidas: 60 gotas/cm²;

Herbicidas pós emergência: 40 gotas/cm²;

Herbicidas pré emergência: 20 gotas/cm²;

Maturadores, fitoreguladores e dessecantes: 40 gotas/cm².

NOTA: Os valores acima referenciados e recomendados são os mínimos para as aplicações e pulverizações efetuadas quaisquer que sejam os volumes utilizados ou tipo do pulverizador.

Para a aplicação correta e segura dos defensivos, recomendamos observar e executar cada passo descrito nas respostas das questões a seguir:

O que fazer antes de usar o pulverizador?

Condições do pulverizador:

- Deverá estar limpo por fora e por dentro de resíduos ou restos de produtos da aplicação anterior;
- Nos pulverizadores costais acionar a alavanca da bomba para verificar se o pistão não está preso ou produz uma pressão abaixo do desejado;
- Examinar cuidadosamente se a tampa está em perfeitas condições e vedando adequadamente limpar o suspiro se estiver obstruído para evitar formação de vácuo interno e influir na vazão;
- Corrigir e eliminar todos os pontos onde ocorram vazamentos (Ex.: tanque mangueiras, filtros, bicos) e nos pulverizadores manuais, o gatilho, pistola e bicos;
- Verificar a existência e condições do manômetro nos pulverizadores tratorizados, substituindo-o se desregulado, quebrado ou inoperante.

Como devo regular o pulverizador?

Para pulverizadores costais (manuais, motorizados, de pressão retida ou CO₂):

1. Demarcar uma área de 100 m² (10m x 10m);
2. Colocar uma quantidade conhecida de água no tanque e marcar o nível obtido;

3. Escolher a velocidade de pulverização adequada à topografia, condições da cultura e confortável ao operador;
4. Iniciar a aplicação na área demarcada e anotar o tempo gasto para completar totalmente a pulverização na área acima;
5. Com uma vasilha graduada, completar o nível do tanque até a marca inicialmente feita;
6. Correlacionar volume gasto/tempo de pulverização (ex.: em 100 m² gastou 1 litro de água);
7. Calcular o volume de calda que usará por hectare (ex.: em 10 000 m² gastará 100 L, ou: $10\ 000\text{ m}^2 \times 1\text{ L} \div 100\text{ m}^2 = 100\text{ L/hectare}$);
8. Dosar o defensivos de acordo com os dados obtidos e para ser colocado no tanque do pulverizador.

Para pulverizadores tratorizados (tracionados):

1. Demarcar uma extensão mínima de 50 metros na área da cultura a ser pulverizada;
2. Escolher a velocidade de pulverização mais adequada à topografia e condição da cultura, de modo a evitar oscilações muito altas das barras ou alterações da velocidade do pulverizador durante a pulverização;
3. Colocar um volume de água no tanque (ex.: 100 litros);
4. Acionar o motor do trator e acelerar até se obter a marca de rotação do motor recomendada pelo seu fabricante (consultar manual ou revendedor);
5. Colocados os bicos nas barras de pulverização, definidos ao volume, pressão e produto a ser aplicado, abrir o registro de saída de líquido e ajustar a pressão calculada e recomendada para os bicos e vazão desejados. Marcar no solo sob as rodas do trator, referências para retornar o trator a este mesmo ponto posteriormente;
6. Recompletar o volume de água no tanque até a borda da abertura de abastecimento, fixando adequadamente a tampa do tanque;
7. Deslocar o trator na marcha e rotação do motor escolhidos, mantendo sempre a rotação da tomada de força (TDF) em 540 r.p.m., iniciando a pulverização e marcando o tempo de deslocamento para percorrer os 50 metros, citados no nº 1;
8. Para maior precisão repetir a operação nos dois sentidos e na própria área de aplicação;
9. Retornar o pulverizador ao local anteriormente marcado como definido no nº 5;

10. Recompletar o volume de líquido no tanque até a marca previamente feita no tanque;
11. Calcular o volume gasto.

Como trabalhar com o pulverizador?

- Abastecê-lo com cuidado, sem perda da calda;
- Ajustar a rotação da tomada de força (540 rpm) de acordo com a rotação do motor recomendada pelo fabricante do trator (somente para pulverizadores tratorizados;
- Deverá estar limpo por fora e por dentro de resíduos ou restos de produtos da aplicação anterior;
- Manter o bico/lança/barras de pulverização na altura correta em relação ao topo das plantas e recomendada para o bico que está sendo utilizado;
- Nunca pulverizar contra o vento.

O que fazer após o uso do pulverizador?

- Eliminar adequadamente todo o resto de calda de pulverização em local apropriado;
- Lavar o pulverizador com bastante água, tanto por fora como por dentro;
- Acionar a bomba até que a água saia totalmente limpa pelos bicos;
- Engraxar o pistão da bomba com óleo fino e limpo;
- Desmontar os bicos e guardá-los em local limpo e seguro;
- Respeite o meio ambiente, não descartando aleatoriamente resíduos ou embalagens usadas.

CÁLCULO DA ESCOLHA DO BICO DE PULVERIZAÇÃO ADEQUADO:

Volume desejado: 100 L/hectare;

Comprimento da barra de pulverização (faixa de deposição): 18 metros;

No de bicos distribuídos na barra de pulverização (50 cm entre bicos) = 36 bicos;

Velocidade do pulverizador: 5 km/hora: $5\ 000\text{ M} \div 60\text{ s} = 83,33\text{ M/min}$;

Área aplicada/pulverizador em 1 minuto: $18\text{ metros} \times 83,33\text{ M/min} = 1\ 500\text{ m}^2/\text{min.}$;

Volume de água gasto por área/minuto: $1500 \times 100\text{ L/Ha} \div 10\ 000/\text{m}^2 = 15\text{ L/min.}$

Volume de água liberado/bico/min.: $15\text{ L/min} \div 36\text{ bicos} = 0,42\text{ L/bico/min.}$;

Escolha do bico de jato cônico vazio (consultar tabela dos fabricantes).

Pressão de uso: 80 (533 kPa) a 120 (799 kPa) p.s.i:

OBSERVAÇÃO: Recomendável trabalhar com a pressão de 100 psi, por possibilitar grande margem de ajuste para cima ou para baixo dos limites recomendados (80 a 120 psi).

Na tabela do fabricante os valores foram obtidos com água pura a 20°C, o que na prática, não será possível devido ao tipo de água utilizado e misturas dos produtos que alterarão a viscosidade e densidade da calda de pulverização. Devido a estes motivos, é recomendável efetuarmos uma pequena correção da vazão requerida, estimando-se uma variação máxima de $\pm 10\%$, portanto, sobre o valor da vazão/bico/min. obtida, teríamos:

$0,42 \text{ L/bico/min} + 10\% = 0,46 \text{ L/bico/min}$ e

$0,42 \text{ L/bico/min} - 10\% = 0,38 \text{ L/bico/min}$

Entre os valores acima referidos escolheremos na tabela de bicos os valores aproximados, ou sejam:

Bicos e difusores da série D da *Spraying Systems*:

a) Ponta D1 com o difusor 23 a 80 psi (533 kPa) ou

b) Ponta D1 com o difusor 13 a 100 psi (666 kPa).

Bicos difusores da série JA da JACTO:

a) JA1 trabalhando com a pressão de 100 psi (666 kPa) ou

b) JA 1,5 trabalhando com a pressão de 80 psi (533 kPa)

A escolha certa e prática no exemplo dos bicos e difusores fabricados pela *Spraying Systems*, seria a opção a) devido o difusor 23 produzir gotas mais grossas que o difusor 13 e maior segurança de que teremos as gotas chegando ao alvo, mesmo que a variação da umidade oscile até o mínimo de 55%, durante as aplicações.

A escolha mais adequada para os bicos da série JA, fabricados pela JACTO, seria a opção b) pelas mesmas razões explicadas acima em relação aos bicos da *Spraying Systems*.

Após os cálculos acima e a colocação dos bicos escolhidos ter sido efetuada, deverão ser avaliadas as vazões por bico ou por amostragem e na ocorrência de pequena variação para mais ou para menos, a correção será efetuada por um pequeno ajuste da pressão.

NOTA: O exemplo é apenas indicativo e deverá ser feito localmente pelo Engenheiro Agrônomo e conhecendo-se as variações dos índices da umidade relativa do ar nas áreas a serem pulverizadas/aplicadas.

CONDIÇÕES CLIMÁTICAS ADEQUADAS PARA A PULVERIZAÇÃO DE DEFENSIVOS:

Das condições climáticas umidade relativa do ar, temperatura ambiente e velocidade e direção do vento durante uma pulverização, a umidade relativa do ar é o fator mais importante e decisivo no sucesso ou fracasso de uma aplicação. Umidade relativa do ar abaixo de 55% favorece uma evaporação muito rápida das formulações aquosas e o estresse hídrico das plantas, impedindo a absorção de produtos sistêmicos pela planta e derivas de difícil controle, contribuindo para danos em cultivos sensíveis e contaminação ambiental.

Para uma considerável parte de aplicadores de defensivos agrícolas há quase uma convicção de que a velocidade e direção do vento são os responsáveis pela deriva das gotas em uma pulverização. Está demonstrado na prática que a deriva das gotas mais leves é uma consequência da perda do peso das gotas pela evaporação da água e no caso das formulações diluídas e aplicadas com óleo, a evaporação não ocorre ou é praticamente nula, os prejuízos causados pela deriva, ocorrem, justamente pelo fato de que não há redução do peso por evaporação, porém, a utilização de volumes de calda muito baixos e escolha de bicos inadequados gerando gotas muito finas favorecem as derivas e perdas por terem diâmetros e pesos menores.

Os parâmetros das condições climáticas recomendados para uma aplicação eficiente podem ser sintetizados nos seguintes valores:

Umidade relativa do ar (mais importante): mínimo 55%;

Temperatura ambiente: abaixo de 32 ° C;

Velocidade do vento: 2 a 10 km/hora.

Os valores acima devem ser sempre avaliados e monitorados nas áreas onde ocorrem as pulverizações/aplicações e durante todo o processo, alterando-se o diâmetro das gotas e o volume de calda até a parada ou suspensão das pulverizações, quando as condições climáticas recomendadas (principalmente a umidade relativa do ar) estiverem abaixo dos mínimos recomendados, reiniciando o serviço quando as condições climáticas forem favoráveis.

CUIDADOS COM O MEIO AMBIENTE NO USO DE DEFENSIVOS AGRÍCOLAS:

- a.** Não espalhar ou abandonar as embalagens vazias dos produtos. Após cada uso, efetuar a lavagem interna (tríplice lavagem ou lavagem mecânica), reaproveitando o líquido resultante durante a própria pulverização ou descartando-o em fossa adequada para isso;
- b.** Antes de cada aplicação, verificar a existência de culturas próximo ao local de aplicação e sensíveis ao produto a ser aplicado;
- c.** Observar e anotar as condições climáticas: principalmente a umidade relativa do ar, temperatura, velocidade e direção dos ventos, nas áreas de aplicação e vizinhas a estas;
- d.** Aplicar os produtos, com ventos em sentido contrário às culturas sensíveis, animais ou residências, mesmos que estas estejam afastadas das áreas de aplicação;
- e.** Guardar as embalagens vazias e já limpas em local adequado, cercado e de acesso restrito e vedado a pessoas não autorizadas e animais, até o seu descarte final, de acordo com as recomendações oficiais para o caso;
- f.** Ler sempre o rótulo e seguir as recomendações ali impressas;
- g.** Nas aplicações, utilizar água limpa de tanques ou locais específicos para isto. Não abastecer o pulverizador próximo de mananciais ou reservas de água potável;
- h.** Não lavar os equipamentos de pulverização à beira de rios, riachos, córregos, lagos ou mananciais de água. Fazer isto em local específico e apropriado, recolhendo as águas de lavagem ou resíduos das misturas em uma fossa adequada para produtos agroquímicos, construída de acordo com as recomendações oficiais;
- i.** Calibrar e verificar sempre o pulverizador, eliminando vazamentos ou derramamentos de produtos;
- j.** Utilizar os bicos de pulverização corretos e adequados, substituindo-os quando apresentarem desgastes ou variações de vazão superiores a 10% do seu valor nominal, fornecido pelo fabricante;
- k.** Lembrar sempre que o bom produto, bem aplicado e no momento certo, trará não somente satisfações para o produtor, como também para aquele que aplica e dá assistência técnica, resultando para ambos: grande economia e maior eficiência.

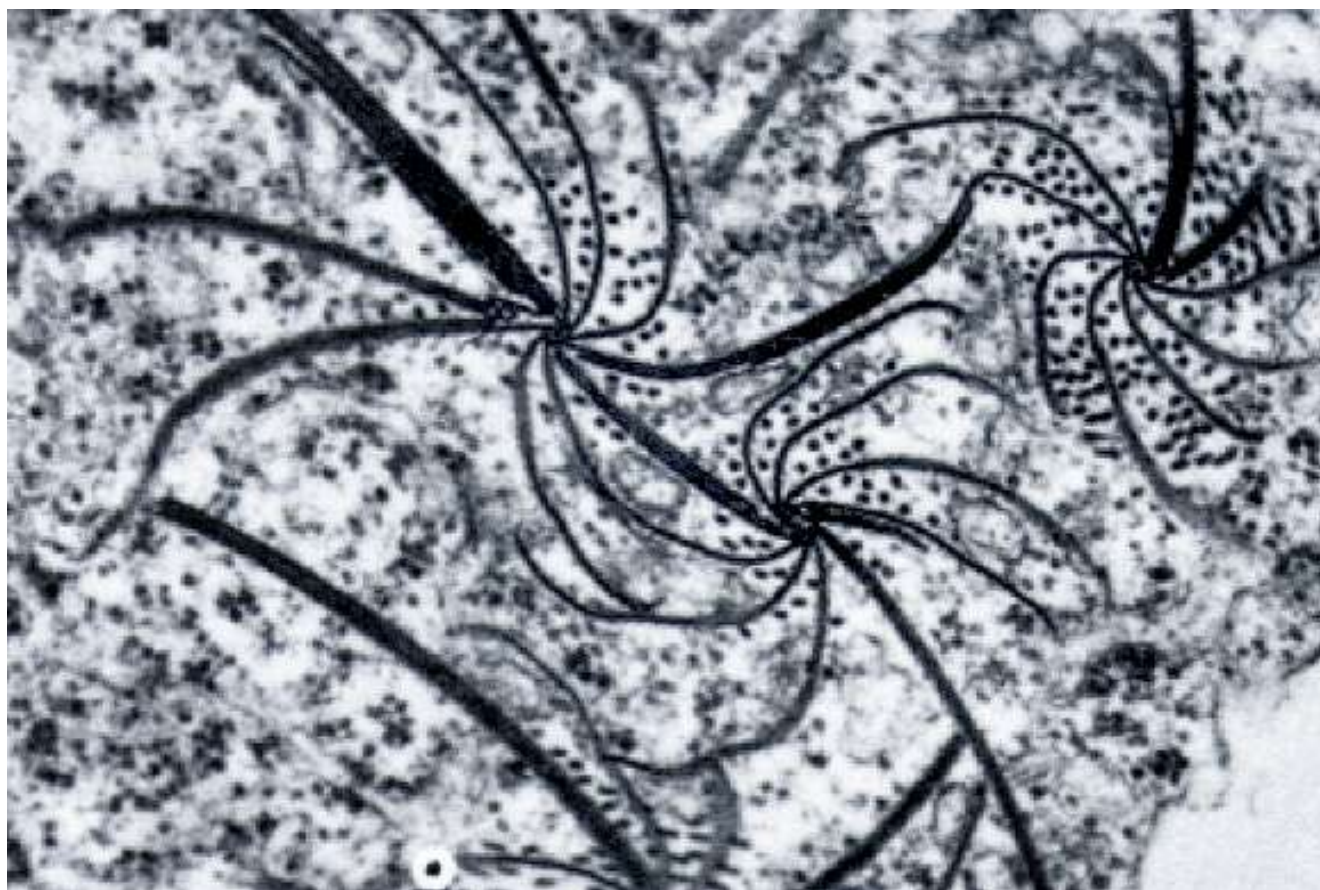
LITERATURA CONSULTADA

- BUTLER-ELLIS, M.C. The effect of spray liquid on the application of pesticide sprays. In: Simpósio Internacional de Tecnologia de Aplicação de Agrotóxicos, 3., 2004, Botucatu. Anais. Botucatu: FEPAF, 2004. p. 167-176. v. 1,
- MATTEWS, G.A. Pesticide Application Methods. 3. ed. Oxford: Blackwell Science, 2000.
- SANTOS, J.M.F. Tecnologia de aplicação de defensivos agrícolas: fundamentos básicos e utilização adequada com pulverizadores terrestres e aviões agrícolas. São Paulo: Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios, 2002. (Apostila Instituto Biológico).

FITOVÍRUS EM BATATA

Fernando J. Sanhueza Salas

Lillian Silveira Pereira



INTRODUÇÃO

A cultura de batata, batata inglesa ou batatinha (*Solanum tuberosum* L.) tem seu ponto de origem nas regiões andinas da América do Sul, sendo oriunda de países como Peru, Bolívia e Chile. Esta se destaca por ser uma das hortaliças mais cultivadas e consumidas no mundo. No Brasil, os maiores produtores são: Minas Gerais, Goiás, São Paulo, Bahia e Rio Grande do Sul, responsáveis por mais de 95% da produção do país. O cultivo de batata é acometido por, aproximadamente, 70 doenças causadas por diferentes patógenos, sendo que cerca de 30 são de etiologia viral. No Brasil, as principais doenças causadas por fitovírus que ocorrem na cultura de batata são: o enrolamento da folha da batata (*Potato leafroll luteovirus* - PLRV), o vírus Y da batata (*Potato Y Potyviridae* - PVY) e, ocasionalmente, os vírus A (*Potato A Potyviridae* - PVA) e os latentes vírus X (*Potato X Potexvirus* - PVX), vírus M (*Potato M Carlavirus* - PVM) e vírus S (*Potato S Carlavirus* - PVS). Também merecem destaque os Tospovirus (*Tomato spotted wilt virus* - TSWV e *Tomato chlorotic spot virus* - TCSV) e, finalmente, os Begomovirus: *Tomato yellow vein streak virus* (TYVSV) e o *Tomato severe rugose virus*. Além do principal dos problemas atuais o *Tomato chlorosis virus*, um *Closterovirus*.

1. Mosaico ou Vírus Y da batata (*Potato Y virus* - PVY)

O patógeno foi descrito pela primeira vez no Reino Unido em plantas de batata e entre as suas hospedeiras naturais merecem destaque as espécies: *S. tuberosum*; *Capsicum* spp.; *Nicotiana* spp. e *Solanum lycopersicon*.

A grande maioria de vírus pertencente ao gênero *Potyviridae* induz sintomas de mosaico nas folhas das plantas infectadas que podem ser evidenciados em flores, frutos e sementes. Além deste tipo de sintoma outros frequentemente observados são: pontos cloróticos, faixa-das-nervuras, mosaico, mosqueado, deformação foliar e necrose. O PVY é transmitido mecanicamente e de maneira não persistente pela alimentação de afídeos. Na transmissão não persistente os afídeos necessitam de um tempo reduzido (segundos) para realizar seu período de acesso à aquisição (PAA) e efetuar o período de acesso à inoculação (PAI)(minutos) realizando a transmissão rapidamente (**Quadro 1**).

Os isolados de PVY são divididos em três subgrupos com base nas suas propriedades biológicas, principalmente pela sintomatologia induzida em suas plantas hospedeiras. O PVY^O (ordinário - "ordinary"), também chamado de comum, causa sintomas de mosaico em plantas de *Nicotiana tabacum* e sintomas de bolhosidades em folhas de batata (*S. tuberosum*) (**Figura 1**). O PVY^C (clorótico - "chlorotic") causa mosqueado em plantas de *N. tabacum*, e mosaico e estriado em *S. tuberosum*. No entanto, a forma mais severa dos três subgrupos é sem dúvida a forma necrótica ("necrotic") PVY^N causa necrose de nervuras em *N. tabacum* e mosqueado leve em *S. tuberosum*. Atualmente, também se destacam dois isolados que causam severos sintomas em plantas de batata, seriam estes: o PVY^{NTN} que recebeu esta denominação graças à capacidade do patógeno induzir anéis necróticos nos tubérculos, nominada inicialmente de *Potato tuber necrotic ringspot disease* (PTNRD). Induzindo: nanismo, necrose e morte da planta, além dos tubérculos com anéis, impróprios para indústria (**Figura 2**). O PVY^{N-Wi} ou isolado "Wilga", que se trata de um recombinante dos isolados ordinário e necrótico, causa sintomas de necrose de nervuras em tabaco e não induz sintomas em tubérculos.

Atualmente, a infecção pelo vírus Y da batata vem crescendo em importância nas lavouras de Minas Gerais, Rio Grande do Sul e de São Paulo. A predominância de insetos vetores, principalmente dos afídeos *Myzus persicae* Sulzer e *M. nicotianae* Blackman na forma alada, durante o ano todo, e a presença de inúmeras plantas alternativas que servem como hospedeiras tanto para o inseto vetor como para os fitovírus favorecem a disseminação e estabelecimento de viroses nas áreas de produção.

Manejo: Devido à forma de transmissão não persistente o PVY se transmite rapidamente pelos afídeos vetores através da picada de prova, sendo que o uso de inseticidas para evitar a disseminação é muitas vezes ineficaz.

Quadro 1 – Principais vírus descritos em batata no Brasil.

Vírus	Sigla	transmissão	Sintomas em batata	Descrição no Brasil
<i>Potato leaffroll virus</i>	PLRV	Afídeos, enxertia, semente	Enrolamento de folhas, amarelecimento, nanismo, deformação foliar	Puttemans, 1934
<i>Potato virus A</i>	PVA	Afídeos, semente	Mosaico suave e deformação foliar, latência	Cupertino <i>et al.</i> , 1973
<i>Potato virus S</i>	PVS	afídeos, contato, semente	Clorose leve, mosqueado, enrugamento de superfície e deformação nas margens das folhas	Cupertino <i>et al.</i> , 1970
<i>Potato virus X</i>	PVX	contato	Mosaico suave ou latente	Silberschmidt <i>et al.</i> , 1941
<i>Potato virus Y</i>	PVY	afídeos, contato, semente	Mosqueado, mosaico, pontos cloróticos, deformação foliar, necrose. Os sintomas variam dependendo do isolado do vírus	Silberschmidt <i>et al.</i> , 1937
<i>Tomato chlorotic spot virus</i>	TCSV	tripes, semente	Pontos ou manchas necróticas em hastes e pecíolos, epinastia e necrose foliar	Costa; Kiel, 1938
<i>Tomato spotted wilt virus</i>	TSWV	tripes, semente	Pontos ou manchas necróticas em hastes e pecíolos, epinastia e necrose foliar	Costa; Kiel, 1938
<i>Tobacco rattle virus</i>	TRV	nematóides, semente	Arcos ou traçados de cor amarelo brilhante ou pálido	Souza-Dias <i>et al.</i> , 1982
<i>Potato mop top virus</i>	PMTV	<i>Spongospora subterrânea.semente</i>	Nanismo da parte aérea, amarelecimento ou manchas amarelas (principalmente nas folhas inferiores) manchas cloróticas em forma de ‘V’ nos folíolos	Souza-Dias <i>et al.</i> , 2001
<i>Andean potato latent virus</i>	APLV	besouros crismelídeos, semente	Mosaico leve a severo, necrose e epinastia foliar, necrose de topo.	Salas <i>et al.</i> , 2007
<i>Andean potato mottle virus</i>	APMoV	besouros crismelídeos, semente	Mosqueado leve ou grave em folhas primárias ou secundárias, amarelecimento, deformação foliar e nanismo, com evolução a necrose	Avila <i>et al.</i> , 1984
<i>Tomato yellow vein streak virus</i>	ToYVSV	<i>Bemisia tabaci</i> biótipo B, semente	Deformação foliar e mosaico	Daniels; Castro, 1985
<i>Tomato severe rugose virus</i>	ToSRV	<i>Bemisia tabaci</i> biótipo B, semente	Deformação foliar e sintomas de mosaico nas folhas ponteiro	Souza Dias <i>et al.</i> , 2008
<i>Tomato chlorosis virus</i>	ToCV	<i>Bemisia tabaci</i> biótipos B e Q, semente	Clareamento da bordadura semelhante ao PLRV, mosaico forte	Freitas <i>et al.</i> , 2012

Para minimizar danos é importante o uso de sementes certificadas isentas ou com taxas de vírus reduzidas. Uma outra forma que visa reduzir a disseminação é o emprego de óleos minerais aplicados rotineiramente. A eliminação das fontes de infecção, ou seja, plantas infectadas dentro ou fora da área de plantio, assim como reboleiras (comuns em áreas de plantio de batata), devem ser eliminadas reduzindo o inóculo de vírus. Deve-se proceder ao desbaste (arranquio) de plantas sintomáticas.

2. Enrolamento ou Vírus do enrolamento da folha da batata (*Potato leafroll virus* - PLRV)

O primeiro relato deste fitovírus foi realizado na Holanda em 1916 em batata. Trata-se de um vírus que possui um círculo de hospedeiras restrito, a grande maioria Solanáceas, porém os danos causados em batata são economicamente importantes. Outras plantas da vegetação espontânea que se destacam como reservatórios do patógeno são *Amaranthus caudatus* (amaranto), *Celosia argentea* (crista plumosa) e *Gomphrena globosa* (perpétua). A sintomatologia apresentada na infecção primária consiste tipicamente em amarelecimento, e em alguns cultivares, em avermelhamento nas folhas do topo que em grande maioria dos casos se enrolam. Os sintomas secundários, ou seja, em plantas que são oriundas de tubérculos infectados são nanismo nos brotos e enrolamento dos folíolos superiores especialmente nas folhas mais baixas (**Figura 3**). Os danos causados em batata são economicamente importantes. A transmissão do PLRV ocorre exclusivamente por enxertia (laboratório) e principalmente de maneira circulativa propagativa por afídeos (*Myzus persicae* e *Macrosiphum euphorbiae*). Este fato se explica pela relação do patógeno com a planta hospedeira que se associa aos tecidos de floema.

Outros métodos de propagação muito comuns em campo são restos culturais que perpetuam as fontes de inóculo, além de tubérculos infectados que são armazenados, a baixas temperaturas (aproximadamente 4°C), que podem ser utilizados em plantios posteriores e com o patógeno ativo por mais de um ano.

Manejo: a principal forma de transmissão se dá pelos insetos que colonizam a cultura. Devido a sua disseminação de característica circulativa propagativa os

períodos de acesso à aquisição e transmissão devem ser mais prolongados, quando comparados com os períodos envolvidos na transmissão do PVY. Este fato favorece os inseticidas (sistêmicos) tornando-os mais efetivos no controle das populações de afídeos, desde que sempre muito bem monitoradas, inicialmente, após o plantio, pois a principal forma de transmissão se dá graças aos insetos que colonizam a cultura. Entre as formas de reduzir a disseminação do PLRV se destaca o desbaste (arranque) de plantas manifestando sintomas de etiologia viral e o uso de sementes certificadas.

3. **Vírus X da batata** (*Potato virus X* – PVX)

Sua primeira descrição data de 1931 no Reino Unido e é o membro tipo da Família *Potexvirus*. Por se tratar de uma doença de etiologia viral que manifesta, em plantas de batata, sintomas muito brandos ou simplesmente não apresenta sintomas é denominado ‘vírus latente’. Seu círculo de hospedeiras formado por plantas da família *Solanaceae*, contudo pode infectar outras 15 famílias botânicas. A sua distribuição geográfica é mundial em áreas onde se cultiva batata, este é um fator importante na epidemiologia do patógeno visto que pelo fato de não ser notado em campo não é detectado. No entanto, a presença do vírus associado a outros (PVY, PVS e PLRV), que são normalmente encontrados em campos de plantio, causa um efeito sinérgico, ou seja, intensificam os sintomas e resultam em uma drástica redução na produção. A transmissão do vírus se dá apenas por contato, seja entre plantas ou no trato cultural. Há relatos de transmissão por gafanhotos e por fungos.

Manejo: O método mais efetivo para controle do vírus é o plantio de batata-semente certificada. A disseminação é favorecida através de máquinas e ferramentas contaminadas empregadas no trato cultural, principalmente na repicagem para obtenção de brotos na produção de batata-semente. Para evitar este tipo de disseminação é aconselhável a desinfecção das ferramentas, a redução do trânsito dentro da cultura e o desbaste das plantas infectadas. O emprego de variedades resistentes ao PVX também tem importante valor no controle do patógeno.

4. Vírus A da batata (*Potato virus A* – PVA)

O vírus foi descrito pela primeira vez em 1930 no Reino Unido e detectado posteriormente na América do Norte e do Sul. Infecta principalmente batata, no entanto, os sintomas apresentados são de um leve mosaico, enrugamento na superfície foliar e ondulações nas margens da folha, ou simplesmente não apresentam sintomas (latente) dependendo da variedade e do clima. Algumas variedades hipersensíveis desenvolvem necrose de topo. Outras espécies da família *Solanaceae* tais como: tabaco, pimenta e tomate apresentam sintomas de mosqueados e mosaicos necrótico quando inoculadas mecanicamente em laboratório. Apesar de ser descrito como um fitovírus latente em batata, plantas infectadas pelo PVA, quando associadas ao PVX e o PVY mostram um aumento na severidade de sintomas (efeito sinérgico). Por pertencer à família *Potyviridae*, gênero *Potyvirus* possui as mesmas características de transmissão do mosaico, ou seja, transmitido de maneira não persistente (picada de prova) por afídeos e mecanicamente. As principais espécies de pulgões presentes no Brasil são *Aphis frangulae*, *A. nasturtii* e *Myzus persicae*. Alguns relatos descrevem infecções em campo de até 40% da produção de batata.

5. Vírus S da batata (*Potato virus S* – PVS)

Detectado e caracterizado em batata na Europa (Holanda e Alemanha) em 1952 trata-se de uma espécie do gênero *Carlavirus*. O patógeno causa sintomas leves ou sintomas latentes em campos de produção, característico para a família (**Figura 4**). Os sintomas quando presentes dependem muito da fase da infecção, da variedade e da condição da planta. Por este fato merece destaque quando associado a outros vírus, a exemplo dos três últimos fitovírus. A transmissão ocorre pelo afídeo *Myzus persicae* com característica não persistente, além de ser transmitido mecânicamente e por tubérculos infectados.

Manejo: Pelo fato de dificilmente apresentar sintomas visíveis nas plantas de batata o controle do PVS torna-se muito complicado. A aplicação de inseticidas de maneira geral tem sua eficiência reduzida no controle de vírus de transmissão não persistente, no entanto, quando associado a óleos minerais e com sua aplicação na fase inicial da cultura, surtem mais efeito. Isto se deve a maior

tolerância ao PVS em plantas mais desenvolvidas. Deve-se evitar a disseminação mecânica desinfetando ferramentas ou utensílios empregados no manejo e reduzindo o movimento dentro da área de plantio. Eliminar plantas com suspeita de sintomas.

6. Tospovirus (*Tomato spotted wilt virus* - TSWV e *Tomato chlorotic spot virus* - TCSV)

Tratam-se de duas espécies de fitovírus pertencentes ao gênero *Tospovirus* e, apesar de terem sido descritas inicialmente em tomate, infectam centenas de espécies de plantas de diferentes famílias botânicas, muitas delas importantes economicamente, tais como: alface, pimentão, tomate, tabaco, ornamentais e batata. As plantas infectadas apresentam sintomas de pontos ou manchas necróticas, muitas vezes confundidas com mancha de *Alternaria* spp. (fungo) que podem também ser evidenciadas em pecíolos e hastes (**Figura 12**). Não há evidência de transmissão por sementes. A transmissão se dá de maneira circulativa propagativa por tripes (Thysanoptera) dos gêneros *Frankliniella* spp. e *Thrips* spp. Neste tipo de transmissão, o vírus é adquirido apenas na fase de ninfa (forma mais jovem), circula e multiplica-se no corpo do inseto-vetor até este se tornar adulto e ter a capacidade de transmitir o vírus. O aumento da infestação nos campos de produção de batata por tripes é destacado por inúmeros produtores. Para efetuar o seu controle evitando gastos desnecessários, o emprego de produtos químicos deve ser realizado apenas quando necessário, visto que, a eficiência dos inseticidas de contato é reduzida por não atingirem o inseto nas folhas e os sistêmicos não inibirem a transmissão do vírus. A realização de monitoramento, empregando armadilhas adesivas (azuis) ou bandejas d'água (verdes), o emprego de tratamentos culturais como o uso de variedades resistentes (ao inseto ou ao vírus), assincronia fenológica, plantio fora de época das grandes populações do vetor, retirada de plantas infectadas evitando fontes de infecção e uso de superfícies refletoras, são muito importantes para minimizar as perdas na produção.

7. **Begomovirus** (*Tomato yellow vein streak virus* -TYVSV-Mosaico deformante e *Tomato severe rugose virus*- ToSRV)

Tratam-se de dois *Begomovirus* que pertencem à família *Geminiviridae* e já descrita nas culturas de tomate e que provavelmente devido a proximidade botânica (família), entre as culturas e ao inseto-vetor, adaptou-se em batata. Os sintomas característicos são mosaico e deformação foliar (**Figura 7**). A transmissão é feita pela mosca-branca (*Bemisia tabaci*) de maneira circulativa propagativa, ou seja, o inseto vetor adulto adquire e transmite o patógeno em plantas infectadas na cultura ou adjacências em períodos relativamente longos (min). Possui um período de latência (aproximadamente 16 h) e pode transmitir por cerca de 20 dias (retenção). Não há evidências de transmissão por sementes.

Manejo: O controle se realiza aliando aplicações de inseticidas sistêmicos nas épocas de maior incidência do vetor, geralmente em clima quente e seco, associadas a diferentes práticas culturais. Recomenda-se o emprego de material propagativo livre de patógenos, uso de variedades resistentes, eliminação de plantas fonte de inóculo ou reservatório de patógenos, monitoramento com armadilhas amarelas que auxiliam na tomada de decisão, o plantio em zonas de baixa incidência de mosca-branca. No entanto, isto se tornou muito difícil no País, principalmente pela mobilidade e plasticidade do Biótipo B de *B. tabaci*. Em alguns testes com coberturas flutuantes de TNT (Tecido não-tecido), obtiveram-se ótimos resultados na cultura de melão na região de Mossoró/RN para o controle do “amarelão” do meloeiro, doença com suspeita de etiologia viral, associada à mosca-branca. Alguns estudos desenvolvidos em zonas produtoras de batata no ano de 2004 funcionaram bem em um sistema que empregava túneis baixos polipropileno expandido, protegendo por até 45 dias após o plantio (**Figura 6**).

8. **Closterovirus** (*Tomato chlorosis virus* - ToCV)

O *Tomato chlorosis virus* (gênero *Crinivirus*, família *Closteroviridae*) foi relatado nas principais áreas de plantio brasileiras transformando-se em um problema limitante para a produção de batata nacional, graças às altas populações do seu inseto-vetor: a mosca-branca (*Bemisia tabaci* biótipo B -

MEAM-1), limitando o plantio em determinadas regiões. A aquisição do vírus ocorre durante a alimentação do inseto nos elementos crivados do floema de plantas infectadas, sendo do tipo semi persistente (**Figura 5 e 8**).

Viroses emergentes na cultura de batata

Atualmente, doenças de etiologia viral que atacam a cultura, na sua maioria, dependem da ação de insetos-vetores para sua disseminação. As fitovirose em batata (Quadro 1) são geralmente letais, principalmente quando há condições climáticas que favoreçam os surtos populacionais dos insetos vetores. Entre os principais problemas emergentes envolvendo insetos-praga em campos de produção de batata, nos últimos anos, merece destaque a mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B - MEAM 1 - [= *B. argentifolii* Bellows & Perring] (Hemiptera: Aleyrodidae), tanto pelos danos diretos (injeção de toxinas, sucção de seiva) como pelos indiretos (desenvolvimento de fumagina nas folhas pelas excreções açucaradas e transmissão de fitovírus) nas plantas hospedeiras. A mosca-branca é um inseto cosmopolita e polífago, que coloniza uma diversidade de dicotiledôneas, entre as quais destacam-se espécies pertencentes às famílias *Brassicaceae*, *Curcubitaceae* e *Solanaceae*, além de plantas frutíferas e ornamentais. Sendo assim, a infestação por mosca-branca se tornou um sério problema de aspecto econômico, devido à vasta gama de culturas que atinge, podendo ocasionar perdas de produção de 20% a 100% nas lavouras. A frequência de surtos populacionais de *B. tabaci* nos últimos anos, tem causado grande preocupação aos bataticultores pois alguns fitovírus comuns na cultura de tomate (*Solanum lycopersicon* L.), e transmitidos por este inseto-vetor, podem ser disseminados para a cultura de batata. Além da transmissão de fitovírus decorrente de revoadas e voos de colonização dos insetos, pode ocorrer a infecção primária em campo, graças a plantas hospedeiras oriundas da vegetação espontânea e/ou batatas-semente contaminadas (**Figura 9 e 10**).

Epidemiologia e controle dos principais vetores de vírus na cultura de batata

Na Europa os progressos obtidos frente à epidemiologia causada por doenças de etiologia viral transmitidas por afídeos correspondem a um esforço de 30 anos, sabe-se hoje que as principais viroses envolvidas na quebra de produção da

cultura de batata são: PLRV, PVY, PVM, PVA e o PVS. Deve-se levar em consideração que as características de transmissão destes diferem e envolvem o tipo circulativo propagativo (PLRV) e não persistente (vírus Y, M, A e S da batata). Este processo é influenciado por inúmeros fatores meio ambientais, principalmente a temperatura, que altera o comportamento dos pulgões durante a aquisição e a inoculação além de interferir junto às plantas-fonte e as novas hospedeiras, influenciando assim a perpetuação do fitovírus. A partir de 1960 alguns produtores europeus de batata-semente propuseram uma série de medidas de controle baseadas em práticas culturais procurando minimizar as doenças no campo. Estes modelos empregavam armadilhas para monitorar os afídeos-vetores e foram desenvolvidos para melhorar a sincronia dos métodos de controle. Porém algumas considerações devem ser feitas quando se define o tipo de infecção estudado, pois é comum que algumas plantas infectadas sintomáticas resultantes da rebrota de culturas ou safras anteriores que, apresentam sintomas de uma “infecção secundária”, permanecendo no inverno ou na entressafra em tubérculos infectados originando “plantas fonte” que se constituem em focos de infecção. Esse nível inicial de infecção representa um papel fundamental para a dispersão de vírus transmitidos por afídeos, visto que indivíduos não virulíferos adquirem o patógeno nessas fontes e o transmitem a plantas mais distantes. Este processo equivale a uma dispersão secundária em outros patossistemas.

Controle de fitovírus

Para um controle eficiente das fitoviroses pressupõe-se que o vírus tenha sido identificado corretamente e que haja um bom conhecimento do complexo ecologia e epidemiologia do vírus, isto é, como se comporta o vírus em relação aos seus hospedeiros, vetores e fontes de infecção em determinados ambientes e como se dá a incidência da doença. As únicas soluções práticas, até o momento, consistem em controlar as viroses indiretamente interferindo com sua ecologia natural e protegendo as culturas da infecção ou, pelo menos, reduzindo seus efeitos. Em geral, a grande maioria dos organismos fitopatogênicos, em especial fungos se controlam por defensivos agrícolas apropriados. Porém, esses métodos não podem ser utilizados no controle de fitoviroses porque os vírus possuem um pequeno número de enzimas e dependem, para sua sobrevivência, do metabolismo das plantas hospedeiras. Consequentemente, as substâncias químicas que agem sobre os fitovírus, frequentemente, provocam a morte das

células e, tecidos e mesmo em alguns casos, morte da planta. As doenças causadas por vírus não possuem formas de controle, após o início do processo de infecção, portanto, as medidas devem ser preventivas e preferencialmente iniciando-se antes do plantio e estendendo-se até o fim do ciclo de produção, algumas medidas preventivas de controle que são amplamente empregadas estão relacionadas a seguir:

Medidas de controle dirigidas às fontes de vírus:

Prevenção de fontes de infecção: diversos fitovírus podem, além de serem transmitidos por insetos, ser propagados através de sementes ou mesmo por material propagativo (bulbos, bulbilhos, estacas, rizomas etc.), por isto é de suma importância que este material tenha uma boa procedência e seja certificado.

Eliminação de focos de infecção: prevenção de focos iniciais com a eliminação de fontes de vírus com a erradicação de plantas invasoras e outras hospedeiras alternativas tanto do vírus como colonizadoras do vetor (arranquio ou *rouging*). Além de plantas doentes, restos culturais (reboleiras) devem ser eliminadas e expurgadas, através da queima ou ensacamento, nunca incorporadas ao solo, em áreas distantes da plantação, para que não sirvam mais de fontes de inóculo. Isto pode ser realizado pela eliminação manual, mecânica (gradear com trator) ou pelo uso de herbicidas apropriados (**Figura 11**).

Rotação de culturas: consiste no plantio sequencial de culturas diferentes no terreno ocupado por batata. Este método, além de trazer benefícios agronômicos, dependendo da cultura pode-se incorporar e realizar uma adubação verde (milho, girassol, mucuna preta e crotalária), pode-se tornar eficaz auxiliando na redução de insetos praga e baixando o potencial de inóculo presente na área. Esta prática perdeu a popularidade a partir do momento em que se intensificou a monocultura, no entanto tem-se demonstrado como uma possibilidade em áreas endêmicas de doenças e pragas (**Figura 12**).

Medidas de controle dirigidas ao vetor: o controle dos insetos-vetores propriamente dito pode envolver diversos métodos:

Isolamento de plantas: através de métodos culturais empregando técnicas agrícolas apropriadas, tais como o isolamento de plantios em regiões de baixa incidência de vetores, isto provocado por condições ambientais, ou por cultivo em

casa-de-vegetação, telados, ou plasticultura, impedindo a entrada destes agentes. Outro método empregado é a proteção através de barreiras físicas com plantas, geralmente espécies botânicas não preferidas pelos insetos e que possuam altura suficiente. São recomendadas para esta função milho, crotalária, sorgo, entre outras.

Controle químico: muitas vezes o controle químico pode ser eficaz contra a propagação de vírus transmitidos de forma circulativa, devido aos longos períodos de alimentação necessários para a aquisição e para inoculação. Este tipo de controle é de certa forma impossível em sistemas que envolvem a transmissão do tipo não persistente e não circulativa, o ciclo de transmissão é muito curto e os inseticidas dificilmente conseguem atuar.

No início dos anos 40, muitos dos inseticidas mostravam uma pequena atividade e persistência nas plantas por um pequeno período de tempo. Devido a estes fatores, eram necessárias frequentes aplicações em reduzidos intervalos de tempo. Esta situação mudou com a introdução das novas classes de inseticidas sintéticos, como o DDT, que se mantinha ativo nas plantas por um longo período de tempo. Estes tipos de controle obtiveram sucesso, inicialmente, em relação aos vírus não persistentes transmitidos por insetos, porém um grande número destes é transmitido em caráter persistente. Desta maneira os pesquisadores se depararam com um grande problema: tentar manter a "proteção" evitando que novas plantas fossem infectadas por vírus. Com o advento dos inseticidas organofosforados sistêmicos que aplicados em certas regiões das plantas, se translocam, obtendo um grande sucesso e fortalecendo as estratégias para o controle dos vírus que são transmitidos por pulgões, de maneira persistente, devido ao seu longo poder residual e à atividade sistêmica dos compostos. Finalmente, os inseticidas piretroides mostraram grandes propriedades e maior sucesso quando comparados com os outros, principalmente quando se tratava de reduzir a disseminação de fitovírus. Os piretroides causam um rápido efeito "knockdown" ou mortalidade nos vetores principalmente na fase de inoculação do patógeno, também reduzem o tempo de picada de prova dos insetos-vetores e, em alguns casos, podem até agir repelindo os insetos. No entanto, esta última propriedade pode ser prejudicial, quando falamos na dispersão de vírus de característica não persistente, dentro da cultura, devido ao aumento do número de picadas de prova, resultante da tendência destes insetos encontrarem uma planta

que não esteja pulverizada ou possua um bom nível de palatabilidade podendo assim, se fixar e constituir, uma colônia, transmitindo algumas espécies de fitovírus (tipo não persistente) dentro da cultura. No entanto, a superprodução de produtos agrícolas, aliado ao desenvolvimento de artrópodos resistentes a inseticidas, e a crescente preocupação com o meio ambiente e a saúde pública levam o homem a uma mudança de conceitos no sentido do emprego de medidas de controle alternativas.

Uso de adjuvantes ou óleos: Devido à ineficiência de alguns produtos no controle de transmissão do tipo não persistente estes compostos (óleos minerais, vegetais e lipídeos lácteos) são empregados no intuito de inibir a transmissão. O óleo agiria modificando o comportamento de picada de prova e a alimentação, fases do processo de transmissão onde os vírions são inoculados. Deve-se ressaltar que a eficiência no processo de pulverização com o ímpeto de cobrir a planta de uma maneira homogênea é de suma importância para o êxito do método. Para tal, há de se verificar o tipo de bico do pulverizador e distância da barra à cultura, redução de gota para melhor atingir as regiões mais baixas do plantio, locais preferidos para oviposição e fixação de fases imaturas.

Uso de semioquímicos e repelentes: substâncias que, empregadas em misturas ou isoladamente, modificam o comportamento dos organismos receptores e são amplamente utilizadas no Manejo Integrado de Pragas (MIP). Muitas espécies de afídeos produzem um tipo de feromônio de alarme - (E)-farnesene que é liberado quando os pulgões são atacados. A ideia é utilizar derivados do feromônio, reduzindo a sua aterrissagem em plantas sadias evitando uma possível transmissão. Diversos alomônios têm sido estudados e descritos na literatura mundial. Um exemplo que pode ser citado é o da relação de *S. berthaultii*, um tipo de batata selvagem, que produz uma substância que atua como feromônio de alarme de *Myzus persicae*, dispersando os afídeos que tentam colonizá-la. Outras substâncias também foram empregadas como fagodeterrentes, sendo a mais conhecida a espécie *Azadirachta indica*, ou neem. No Brasil, é a espécie botânica mais empregada, visando o controle, principalmente, da mosca-branca (*Bemisia tabaci*), quando aplicada em extrato.

Barreiras ópticas: recentemente se descobriu que os cultivos de hortaliças, quando produzidos em casas-de-vegetação do tipo túnel e cobertos com

polietileno, material que absorve os raios ultravioletas, reduziram sensivelmente o ataque de diversas pragas e a infecção por vírus, quando comparadas com as casas-de-vegetação cobertas com plástico normal. Os trabalhos desenvolvidos com pepino e verduras reduziram as infestações por tripses (*Frankliniella occidentalis*) e por pulgões (*Aphis gossypii*), além de reduzir os danos da larva minadora (*Lyriomyza trifolii*). Além disto, fortalecendo este método de controle o emprego de telas plásticas de proteção (malhas de 50 mesh) do mesmo material, diminuíram consideravelmente o número de insetos bloqueando a invasão de "moscas"-brancas, pulgões e larvas minadoras. Alguns trabalhos com muito sucesso podem ser encontrados na cultura de *Citrus* spp.

Superfícies refletoras: os afídeos e as "moscas"-brancas são atraídos e repelidos por algumas cores. Baseado neste princípio, alguns pesquisadores desenvolveram trabalhos mediante o emprego de superfícies repelentes e com pulverizações de materiais refletores. Obteve-se sucesso no controle dos pulgões quando se empregaram telas brancas com 2-8 mesh.

Armadilhas amarelas: o uso de armadilhas amarelas com óleo ou polietileno adesivo é amplamente empregado no monitoramento para o controle de insetos-vetores, obtendo-se um maior sucesso, com mosca-branca e afídeos. Este tipo de armadilha é utilizado como indicador do momento de pulverização na cultura, auxiliando assim na tomada de decisão.

Cultura armadilha ou planta-isca: as grandes monoculturas sempre proporcionam um ambiente propício para a transmissão de fitovírus, inclusive entre propriedades vizinhas. O plantio de culturas hospedeiras suscetíveis entre estas propriedades pode reduzir de forma significativa a proporção de vírus observados no campo.

Além destas medidas de controle visando especificamente o ataque de insetos vetores podem-se utilizar: o manejo da cultura hospedeira com o intuito de reduzir o número de insetos, tais como as mudanças de características de plantio (densidade de plantio e distância entre linhas); assincronia fenológica (atraso ou adianto na época de plantio); proteção cruzada (emprego de plantas previamente infectadas com estirpes fracas do vírus); utilização de plantas resistentes e finalmente plantas transgênicas. Quando se trata do processo de eliminação de vírus em plantas infectadas, levando-se em consideração a

propagação vegetativa em meios de cultura, os procedimentos de controle baseiam-se na eliminação das plantas infectadas e tratamento por quimioterapia e termoterapia

O amplo emprego de inseticidas desde a década de 40, causou inúmeros efeitos secundários indesejados nas décadas subsequentes, entre estes, destacam-se o aparecimento de resistência a inseticidas, ressurgência de pragas secundárias e um colapso da resistência das plantas hospedeiras. Sendo assim, para se obter um controle eficaz das doenças virais recomenda-se o enfoque multidisciplinar do Manejo Integrado de Pragas, pois o emprego de dois ou mais métodos de controle combinados, pode vir a melhorar o seu desempenho. Desta maneira, torna-se evidente a necessidade de novos enfoques e esforços no âmbito científico, no intuito da melhora da produção de hortaliças no Brasil.

Medidas dirigidas à cultura

Controle através de variedades resistentes: é conhecido, que a maneira clássica e ideal de controlar as fitoviroses é através da obtenção de variedades resistentes, seja por melhoramento genético clássico ou através da transgênia. O uso de variedades resistentes é, provavelmente, a maneira mais econômica e efetiva para o controle das viroses, pois há economia em gastos com outras medidas tais como no controle de vetor. Outros pontos positivos seriam preservação do meio ambiente graças ao menor número de aplicações de inseticidas, além de impedir o desenvolvimento de resistência do vetor ao inseticida. Cultivares resistentes geralmente são usados para controlar vírus transmitidos insetos, de difícil e oneroso controle, tais como os tospovírus e geminivírus em tomate, que migraram para batata, transmitidos respectivamente por tripes e aleyroidídeos. No entanto, este processo possui alguns impedimentos tais como a demora na obtenção destas variedades e a possibilidade da quebra de resistência. Estes métodos tradicionais de melhoramento de plantas nos últimos anos vêm sendo complementados pela manipulação genética (cisgênia ou transgênia) que consiste em uma estratégia da expressão transgênica dos genes virais em plantas. Um exemplo deste fato é a introdução de genes de resistência ao *Zucchini Yellow Mosaic Virus* -ZYMV em plantas de mamoeiros.

Controle de viroses emergentes transmitidas por mosca-branca

Entre os principais problemas emergentes envolvendo insetos praga em campos de produção de batata, merece destaque a mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B [= *B. argentifolii* Bellows & Perring] (Hemiptera: Aleyrodidae), tanto pelos danos diretos (injeção de toxinas, sucção de seiva) como pelos indiretos (desenvolvimento de fumagina nas folhas pelas excreções açucaradas e transmissão de fitovírus) nas plantas hospedeiras. Trata-se de um inseto cosmopolita e polífago, que coloniza uma diversidade de dicotiledôneas, e entre suas principais hospedeiras estão espécies pertencentes às famílias: Brassicaceae, Curcubitaceae e Solanaceae, além de plantas frutíferas e ornamentais. Sendo assim, se torna um sério problema de aspecto econômico, devido à vasta gama de culturas que atinge, podendo ocasionar perdas de produção de 20% a 100%.

Dentre os begomovírus no Brasil, desde 2001/02, infecções de *Tomato yellow vein streak virus* (ToYVSV), espécie descrita em 1997, causaram prejuízos expressivos aos produtores em diversas áreas de plantio de tomateiros em Monte Mor, Elias Fausto e Sumaré, SP, sendo também detectada em lavouras de batata. Atualmente, outra espécie de begomovírus, *Tomato severe rugose virus* (ToSRV), vem predominando no Estado de São Paulo, juntamente com um crinivírus, *Tomato chlorosis virus* (ToCV), em lavouras de batata.

O motivo da grande preocupação dos bataticultores pelos vírus transmitidos pela mosca-branca em tomateiro devido às grandes populações desse inseto quando ocorrem os surtos, aumentando a sua propensão vetorial e que estes podem ser disseminados para a cultura de batata quando localizados próximos. Outra forma de disseminação pode ocorrer graças às revoadas e vôos de colonização destes insetos, principalmente quando ocorre a infecção primária em campo, perpetuada graças as suas plantas hospedeiras oriundas da vegetação espontânea e/ou batatas-semente contaminadas.

Os métodos de controle a serem tomados para uma redução do problema com estas viroses emergentes são, antes do plantio:

- 1) Utilização de material de propagação (batata-semente) comprovadamente sadia, lembrando que a IN 32 não exige a certificação para os vírus transmitidos

- por mosca-branca, cabe ao produtor procurar laboratórios e verificar a sanidade da sua semente;
- 2) Verificar restos de cultura ou reboleiras de material que possam servir como fonte de infecção destes vírus, ao encontrar: eliminar e destruí-los;
 - 3) Evitar o plantio perto de áreas com outras plantas da mesma família (*Solanaceae*), tomate, berinjela, giló ou de áreas de plantio de soja, planta que facilita sua reprodução;
 - 4) Determinar o histórico da área/região de plantio, ou seja, saber o que se planta ou será plantado pelos produtores vizinhos e verificar se são culturas onde sabidamente estes insetos se desenvolvem ou se infectam, como por exemplo: soja, tomate, berinjela ou mesmo plantios antigos de batata;
 - 5) Determinar a direção de ventos dominantes, parece insignificante, mas é importantíssimo pois temos um inseto que faz vôos curtos mas pode viajar quilômetros levado pelo vento. Sempre plantar na direção do vento, inicialmente, os campos de produção de semente. Posteriormente, distribuir os campos em ordem de importância (G1, G2, G3, consumo), de preferência em uma área afastada e protegida;
 - 6) Verificar sempre as bordaduras, evitar as plantas hospedeiras alternativas (Quadro 2) e manter sempre as plantas bem controladas, utilizando os produtos recomendados;
 - 7) Utilizar barreiras físicas como: sorgo, milho, crotalária, etc. Plantar em torno de 5 linhas adensadas para funcionar como uma parede vegetal, sempre monitorando;
 - 8) Evitar o plantio de plantas de batata muito adensadas prejudicando a pulverização e monitoramento dos vetores;
 - 9) Evitar o plantio escalonado. senão for possível, sempre levar em consideração o fato de realizar os tratamentos nas plantas mais jovens (protegendo-as) e sucessivamente continuar em direção às plantas mais velhas;
 - 10) Empregar armadilhas para o monitoramento da chegada de insetos (armadilhas adesivas amarelas, armadilhas do tipo bandeja d'água amarela) e

observar a flutuação de insetos semanalmente, sabendo-se das condições climáticas pode-se estimar um maior ou menor fluxo de insetos, moscas-brancas preferem temperaturas elevadas depois de um período com umidade;

- 11) Monitorar semanalmente os insetos na planta: em uma área de 5 ha caminhar em zigue-zague e amostrar 100 plantas ao acaso (antes disto, determinar com a ajuda de um técnico níveis de controle para suas pragas em específico);
- 12) Utilizar sempre os inseticidas de maneira consciente, ou seja com a dose recomendada e realizando um rodízio de princípios ativos e modos de ação, evitando a resistência precoce dos produtos;
- 13) Empregar outros métodos alternativos, tais como parasitóides para lagartas, fungos entomopatogênicos para mosca-branca e coleópteros, ácaros predadores para as formas imaturas de insetos, inclusive mosca-branca, enfim, encontram-se a disposição diversas formas para complementar seu manejo, minimizando inclusive o uso de inseticidas;
- 14) Trabalhar sempre em comunicação com seus vizinhos, a colaboração e troca de informações é essencial para um controle mais efetivo;
- 15) Implementar um Manejo Integrado de Pragas.

Resultados de experimento realizados por Salas e colaboradores indicaram que o monitoramento constante, a realização do controle, de plantas hospedeiras e insetos-vetores, inclusive nas áreas adjacentes as áreas de produção, com a eliminação dos corredores verdes deixados após a colheita da safra (**Figura 13**), associado à eliminação de plantas infectadas e, a um manejo fitossanitário adequado, minimiza perdas na produtividade, principalmente em regiões onde se efetuam plantios sucessivos e próximos que favorecem o inseto-vetor.

Quadro 2 – Espécies botânicas presentes no interior e na bordadura de áreas de plantio de batata

Espécies vegetais observadas	Família	Nome comum/vulgar
<i>Ageratum conyzoides</i> L.	Compositae	mentrasto, erva- de- São João
<i>Glycine max</i> Merrill	Leguminosae	soja perene
<i>Emilia sonchifolia</i> (L.) DC.	Compositae	Falsa- serralha
<i>Sinapsis arvensis</i> L.	Cruciferae	falsa-mostarda
<i>Euphorbia heterophylla</i> L.	Euphorbiaceae	amendoim-bravo, leiteira
<i>Galinsoga parviflora</i> Cav.	Compositae	picão-branco
<i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	Amaranthaceae	quinoa, arroz -miúdo-do-Peru
<i>Amaranthus spinosus</i> L.	Amaranthaceae	caruru
<i>Phyllanthus corcovadensis</i> Muell.	Euphorbiaceae	quebra-pedra
<i>Oxalis oxypetala</i> Prop.	Oxalidaceae	trevo
<i>Ipomoea</i> sp.	Convolvulaceae	campainha, ipoméia
<i>Sonchus oleraceus</i> L.	Compositae	dente-de-leão
<i>Bidens pilosa</i>	Compositae	picão-preto
<i>Sida</i> sp.	Malvaceae	guanxuma
<i>Chenopodium amaranticolor</i>	Amaranthaceae	quenopódio

LITERATURA CONSULTADA

- ATREYA, C.D.; RACCAH, B.; PIRONE, T.P. A point mutation in the coat protein abolishes aphid transmissibility of a potyviruses. *Virology*, New York, v. 178, n. 1, p. 161-165, 1990.
- AVILLA, C.; COLLAR, J.L.; DUQUE, M. et al. Viabilidad de la utilización de cubiertas flotantes como método de control de virus de pimiento. *Phytoma*, Valencia, v. 82, p. 36-40, 1996.
- BASKY, Z. The relationship between aphid dynamics and two proeminent potato viruses (PVY and PLRV) in seed potatoes in Hungary. *Crop Protection*, Guildford, v. 21, n. 9, p. 823-827, 2002.
- BLACKMAN, R.L.; EASTOP, V.F. Aphids on the world's crops: an identification guide. New York: Wiley, 1984.
- BLANCO-URGOITI, B.; TRIBODET, M.; LECLERE, S. et al. Characterization of *Potato virus Y* (PVY) isolates from seed potato batches. Situation of the NTN, Wilga and Z isolates. *European Journal of Plant Pathology*, Dordrecht, v. 104, n. 8, p.811-819, 1998.
- DE BARRO, P.J.; LIU, S.S.; BOYKIN, L. M. et al. *Bemisia tabaci*: a statement of species status. *Annual review of Entomology*, Palo Alto, 56, p. 1-19. 2011.
- DE BOKX, J.A.; PIRON, P.M.G. Relative efficiency of a number of aphid species in the transmission of potato virus YN in the Netherlands. *Netherlands Journal of Plant Pathology*, Dordrecht, v. 96, n. 4, p.237-246, 1990.
- BROADBENT, L. Aphid migration and the efficiency of the trapping method. *Annals of Applied Biology*, London, v. 35, n. 3, p .3 79-394, 1948.
- CARTER, N.; HARRINGTON, R. Factors influencing aphid population dynamics and behavior and the consequences for virus spread. *Advances in Disease Vector Research*, New York, v. 7, n. p. 19-51, 1991.
- CASTLE, S.J.; MOWRY, T.M.; BERGER, P.H. Differential settling by *Myzus persicae* (Homoptera: Aphididae) on various virus infected host plants. *Annals of Entomological Society America*, College Park, v. 91, n. 5, p. 661-667, 1998.

- COHEN, S.; MARCO, S. Reducing the spread of aphid-transmitted viruses in peppers by trapping the aphids on sticky yellow polyethylene sheets. *Phytopathology*, Minnesota, v. 63, p. 1207-1209, 1973.
- COSTA, C.L. Vetores de vírus de planta-1. Insetos. Revisão Anual de Patologia de Plantas, Brasília, v. 6, p.103-171, 1998.
- COSTA, H.S.; ROBB, K.L.; WILEN, C.A. Field trials measuring the effects of ultraviolet-absorbing greenhouse plastic film on insect populations. *Journal of Economic Entomology*, College Park, v. 95, n. 1, p. 113-120, 2002.
- CUPERTINO, F.P.; COSTA, C.L.; SILVA, A.M.R. Transmissão de três estirpes do vírus Y da batata por *Myzus nicotianae*. *Fitopatologia Brasileira*, Brasília, v. 18, p. 102-106, 1993.
- CUPERTINO, F.P.; COSTA, C.L.; MELO, A.B.P. et al. Transmissão de estirpes de PVY vindas de batata, pimentão ou tomate por meio de *Myzus persicae*. *Fitopatologia Brasileira*, Brasília, v. 17, n. 2, p. 187, 1992.
- DANIELS, J. Avaliação de genótipos de batata para resistência ao vírus Y. *Horticultura Brasileira*, Brasília, v. 18, n. 2, p. 145-147, 2000.
- FIGUEIRA, A.R. Viroses da batata e suas implicações na produção de batata-semente no estado de Minas Gerais: histórico do problema e soluções. *Summa Phytopathologica*, Piracicaba, v. 21, n. 3/4, p. 268-269, 1995.
- FIGUEIRA, A.R.; PINTO, A.C. Estirpes necróticas do vírus Y da batata em sementes importadas está causando problemas ao bataticultor mineiro. *Fitopatologia Brasileira*, Brasília, v. 20, p. 299, 1995. Suplemento.
- FIGUEIRA, A.R.; PINTO, A.C.S.; MORAES, F.H.R. Alta incidência da nova estirpe necrótica do vírus Y da batata está ocorrendo em todos os estados produtores do Brasil. *Fitopatologia Brasileira*, Brasília, v. 21, p. 425, 1996. Resumo
- FURIATTI, R. S.; ALMEIDA, A. A. de. Flutuação da população dos afídeos *Myzus persicae* (Sulzer, 1778) e *Macrosiphum euphorbiae* (THOMAS, 1878) (HOMOPTERA, APHIDIDAE) e sua relação com a temperatura. *Revista Brasileira de Entomologia*, Curitiba, v. 37, n. 4, p. 821-826, 1993.

- GOVIER, D.A.; KASSANIS, B. Evidence that component other than the virus particle is needed for aphid transmission of potato virus Y. *Virology*, New York, v. 57, n. 1, p. 597-600, 1974.
- HARRINGTON, R.; GIBSON, R.W. Transmission of potato virus Y by aphids trapped in potato crops in southern England. *Potato Research*, Wageningen, v. 32, n. 2, p. 167-174, 1989.
- HOLBROOK, F.R. Aldicarb and thiofanox: effect on the feeding activity of green peach aphids. *Journal of Economic Entomology*, College Park, v. 70, p. 742-744, 1977.
- BINTCLIFFE, E.J.B.; WRATTEN, S.D. Antibiotic resistance in potato cultivars to the aphid *Myzus persicae*. *Annals of Applied Biology*, London, v. 100, n. 2, p. 383-391, 1982.
- JONES, D.R. Plant viruses transmitted by whiteflies. *European Journal of Plant Pathology*, Dordrecht, v. 109, n. 3, p. 195-219. 2003.
- KENNEDY, J.S.; BOOTH, C.O.; KERSHAW, W.J.S. Host finding by aphids in the field. III. Visual attraction. *Annals of Applied Biology*, London, v. 49, n. 1, p. 1-21, 1961.
- KLINGAUF, F.A. Host plant finding and acceptance. In.: Minsk, A.K.; Harrewijn, P. (Eds.). *Aphids: their biology, natural enemies and control*. Amsterdam: Elsevier, 1987. p. 209-223.
- KOGAN, M. *Ecological theory and integrated pest management*. New York: Wiley, 1986.
- KRAMER, M.A. degenerescência e a defesa da cultura da batatinha. *O Biológico*, São Paulo, v. 5, n. 12, p. 265 - 272, 1939.
- LA POINTE, S.L.; TINGEY, W.M. Feeding response of the green peach aphid (Homoptera: Aphididae) to potato glandular trichomes. *Journal of Economic Entomology*, College Park, v. 77, p. 386 - 389, 1984.
- LARA, F.M. *Princípios de resistência de plantas a insetos*. São Paulo: Ícone, 1991.

- MARTÍN, B.; COLLAR, J.L.; TJALLINGII, W.F. et al. Intracellular ingestion and salivation by aphids may cause the acquisition and inoculation of non-persistently transmitted plant viruses. *Journal of General Virology*, London, v. 78, p. 2701 - 2705, 1997.
- MARUBAYASHI, J.M.; YUKI, V.A.; ROCHA, K.C.G. et al. At least two indigenous species of the *Bemisia tabaci* complex are present in Brazil. *Journal of Applied Entomology*, Berlin, v. 137, n. 1-2, p. 113-121, 2013.
- NATWICK, E.T.; DURAZNO, A. Polyester covers protect vegetables from whiteflies and virus disease. *California Agriculture*, California, v. 39, p. 21-22, 1985.
- NAULT, L.R. Arthropod transmission of plant viruses: a new synthesis. *Annals of the Entomological Society of America*, College Park, v. 90, n. 5, p. 1-21, 1997.
- ORLANDO, A.; SILBERSCHMIDT, K. Estudos sobre a transmissão da doença de vírus de solanáceas “necrose das nervuras” por afídeos e algumas relações entre esse vírus e seu principal vector. *Arquivos do Instituto Biológico*, São Paulo, v. 16, p. 133-152, 1945.
- PINTO, C.A.B.P. Cultivares de batata resistentes a viroses. *Batata Show*, Itapetininga, v. 3, n. 7, p. 1, 2003.
- ROBERT, Y.; WOODFORD, J.A.T.; DUCRAY-BOURDIN, D.G. Some epidemiological approaches to the control of aphids-borne virus diseases in seed potato crops in northern Europe. *Virus Research*, Amsterdam, v. 71, n. 1-2, p. 33-47, 2000.
- SALAS, F.J.S. Controle de insetos vetores de vírus em hortaliças. In: *Reunião Intinerante de Fitossanidade do Instituto Biológico e do Encontro sobre Doenças e Pragas do Cafeeiro*, 4., 2001, São Paulo. *Anais*. São Paulo: Instituto Biológico, 2001. p. 162-166, v. 4.
- SALAS, F.J.S.; LOPES, J.R.S.; FERERES, A. Resistência de Cultivares de Batata a *Myzus persicae* (Sulz.) (Hemiptera: Aphididae). *Neotropical Entomology*, Londrina, v. 39, n. 6, p. 1008-1015, 2010.

- SALAS, F.J.S.; LOPES, J.R.S.; FERERES, A. Resistência de variedades comerciais de batata à transmissão do Potato Y virus pelo vetor *Myzus persicae*. Arquivos do Instituto Biológico, São Paulo, v. 31, n. 2, p. 166-173, 2004.
- SALAS, F.J.S.; LOPES, J.R.S.; FERERES, A. Resistência de variedades comerciais de batata ao pulgão *Myzus persicae* e ao vírus Y. Batata Show, Itapetininga, v. 3, n. 6, p. 6, 2003.
- SALAS, F.J.S.; PACIENCIA, M.L.B. ; HAYASHI, P. et al. Transmissora de vírus. Cultivar hortaliças e frutas, Pelotas, v. 81, p. 28-31, 2013.
- SALAS, F.J.S. Interceptação de fitovírus em batata-semente importada. Batata Show, Itapetininga, v. 25, n. 9, p. 19-20, 2009.
- SILBERSCHMIDT, K. A degenerescência da batatinha. O Biológico, São Paulo, v. 3, n. 9, p. 247-254, 1937.
- SILBERSCHMIDT, K.; KRAMER, M. O vírus Y, uma das principais causas da degenerescência da batatinha no Estado de São Paulo. O Biológico, São Paulo, v. 8, n. 2, p. 39-47, 1942.
- SOUZA DIAS, J.A.C. Viroses de batata e suas implicações na produção de batata-semente no Estado de São Paulo. Summa Phytopathologica, Botucatu, v. 21, n. 3/4, p. 264-266, 1995.
- SOUZA-DIAS, J.A.C.; TRISTÃO, J.F. Rise of PVY incidence in seed-potato regions of São Paulo State (Brazil) associated with the introduction of “Atlantic” potatoes. American Potato Journal, Takoma Park, v. 74, n. 6 p. 469, 1997.
- VAN REGENMORTEL, M.H.V., FAUQUET, C.M., BISHOP, D.H.L. et al. Virus Taxonomy Classification and Nomenclature of Viruses: Seventh Report of the International Committee on Taxonomy of Viruses. California: Academic Press, 2000.
- ZERBINI, F.M.; ZAMBOLIM, E.M. A família Potyviridae-Parte I. Revisão Anual de Patologia de Plantas, Brasília, v. 7, p. 1-66, 1999.



Figura 1 – Sintomas de infecção de plantas de batata ‘Ágata’ por PVY (*Potato virus Y*), nota-se leve mosaico e início de clareamento de nervuras.



Figura 2 – Sintomas de infecção de tubérculos de batata ‘Ágata’ por PVY^{NTN} (*Potato virus Y* - estirpe NTN), nota-se a presença de anéis concêntricos nas batatas evidenciando a transmissão vertical.



Figura 3 – Plantas de batata ‘Ágata’ infectada com o vírus do enrolamento da batata (PLRV). O enrolamento das folhas e o amarelecimento, acompanhado pela redução de área foliar (pinheirinho) são os sintomas característicos em campo.



Figura 4 – Planta de batata apresentando mosqueado (leve mosaico) característico do vírus S da batata (*Potato Virus S* - PVS).



Figura 5 – Plantas de batata 'Ágata' infectada com o *Tomato chlorosis virus* (ToCV). O sintoma inicial de amarelecimento de bordas e posterior generalização do sintoma o confunde com sintomatologia do PLRV. No entanto este é transmitido por *Bemisia tabaci*.



Figura 6 – Plantas de batata 'Monalisa' em testes com cobertura flutuante com *Tecido Não Tecido* (polipropileno expandido 17 g/m²) para controle de insetos vetores (afídeos, pulgões, tripses). Recomenda-se para pequenos talhões de batata-semente por durante 45 dias após o plantio.



Figura 7 - (A) Planta de batata 'Atlantic' usada como fonte de ToSRV; (B) 'Atlantic' apresentando sintomas após 60 dias do teste de transmissão por inseto vetor; (C e D) batata 'Atlantic' com sintomas de encarquilhamento e deformação foliar - teste de transmissão por *B. tabaci*.



Figura 8 – Plantas de batata 'Ágata' com 45 dias após o plantio com sintomas iniciais do *Tomato chlorosis virus* (ToCV). Sintoma inicial de amarelecimento de bordas e posterior necrose.



Figura 9 - Planta de *Euphorbia heterophylla* (à esquerda) reservatório de vírus transmitidos por mosca-branca, principalmente *Geminivirus*, apresentando sintomas de mosaico em campo de batata. À Direita, planta de *Nicandra physaloides* apresentando sintomas de ToSRV.



Figura 10 - Planta de *Solanum americanum*, reservatório de insetos e de fitovírus transmitidos por *Bemisia tabaci* em campo de batata, nota-se a colônia de mosca-branca na folha central.



Figura 11 - Área de plantio de batata ‘Atlantic’ destacando-se planta infectada com o ToCV (à esquerda). À direita pormenor de planta apresentando sintomas característicos. Esta característica de amarelecimento é atrativa para insetos que sobrevoam o plantio, recomenda-se o *rouguing* (arranquio de planta doente).



Figura 12 - Sintomas de anéis concêntricos típicos do *Tomato chlorotic spot virus* (TCSV).



Figura 13 – Problemas na rotação de culturas: à esquerda: planta de batata ‘Agata’ com sintomas de vírus; à direita: detalhe de planta apresentando alta infestação de *B. tabaci* e abaixo: plantas de *S. tuberosum* ‘Agata’ apresentando sintomas de vírus em final de ciclo (70 DAP) consorciada com cultura de soja, permitindo a proliferação do inseto vetor. Ao fundo observa-se (seta) área preparada para o plantio de nova área de batata ‘Agata’.

DOENÇAS BACTERIANAS DA BATATA

Luís Otávio Saggion Beriam

Irene Maria Gatti de Almeida



1. Murcha bacteriana

Agente causal: ***Ralstonia solanacearum*** (sin.: *Pseudomonas solanacearum*)

A murcha bacteriana é a principal doença que ocorre no cultivo da batata, em nível mundial, sendo responsável pela destruição de inúmeros campos de produção. Mas é na produção da batata-semente que o problema é mais grave, porque, neste caso, a ocorrência de um simples tubérculo infectado pode condenar todo o campo de produção. Na Tabela 1 são mostrados os níveis de tolerância às principais pragas da batata e pode-se verificar que, para *Ralstonia solanacearum*, o agente causal da doença, a tolerância permitida é de 0%, para batata básica, registrada e certificada.

A bactéria *Ralstonia solanacearum* está distribuída por todo o território nacional e já foi relacionada em mais de 80 espécies de plantas em nosso país, englobando várias famílias botânicas.

SINTOMATOLOGIA E DIAGNOSE

As plantas infectadas apresentam murcha das folhas e dos folíolos superiores. No início da infecção nem todas as ramas murcham ao mesmo tempo; entretanto, com o progresso da doença, todas as ramas tornam-se infectadas, ocorrendo a morte da planta. As plantas podem recuperar a turgidez durante a noite ou nos períodos mais frios do dia mas, com o avanço da doença, a murcha é irreversível. Via de regra, os sintomas aparecem em reboleiras e vão aumentando radialmente com o passar do tempo.

Pode ainda ocorrer infecção latente, sem a presença de sintomas visíveis, em função de vários fatores (resistência de cultivar, virulência da linhagem bacteriana, condições climáticas não favoráveis ao desenvolvimento da doença) e essa forma de infecção é a principal responsável pela disseminação da bactéria a longas distâncias, via tubérculo contaminado.

Naqueles casos em que a planta é originária de batata-semente contaminada, os sintomas de murcha são observados logo após a emergência das plantas. Os tubérculos tornam-se infectados a partir do tubérculo-mãe, via tecido vascular.

Nos tubérculos contaminados, os sintomas podem ser notados nos tecidos vasculares, quando os tubérculos são cortados transversalmente. A presença de

escurecimento de tecido vascular, com presença de exsudato bacteriano (**Figura 1**), facilita a diagnose da doença. Em estágios mais avançados, os feixes vasculares tornam-se escurecidos. Nos estágios finais de infecção, organismos secundários também invadem os tubérculos. Pode também ocorrer exsudação da bactéria pelos "olhos" dos tubérculos e umedecer porções de solo adjacentes, provocando sua aglutinação nesses locais; portanto, a presença de solo aderido ao tubérculo serve de alerta sobre a possível presença da bactéria (**Figura 2**).

Os tubérculos podem apodrecer totalmente ou não apresentarem nenhum tipo de sintoma. A presença de sinais e de sintomas nos tubérculos facilita enormemente a diagnose. Na ausência de sintomatologia característica, o teste do copo é de grande utilidade para o diagnóstico presuntivo. Esse teste consiste em cortar uma pequena porção da haste da planta de batata próxima ao colo ou do tubérculo na região vascular suspeita de infecção e colocá-la na parede lateral de um copo de água limpa. A presença de exsudação bacteriana será notada pela liberação de um filete branco, facilmente observado na borda do copo (**Figura 3**).

Outro teste indicativo da presença de murcha bacteriana é a câmara superúmida, que consiste no corte transversal da haste de uma planta suspeita de infecção na altura do colo. Essa planta (haste com a raiz) é colocada num recipiente com água. Após alguns minutos, como há fluxo de água e nutriente nos vasos do xilema, é possível notar a exsudação bacteriana na porção superior da haste cortada (**Figura 4**).

Quando os sintomas de murcha são comparados aqueles observados nas podridões ocasionadas por outras bactérias que causam podridão mole, constata-se que a murcha ocorre de forma rápida e não é precedida por clorose, amarelecimento ou necrose.

As observações feitas em campo mostram que os maiores prejuízos ocorrem em áreas de baixios, conduzidas em condições de alta umidade, principalmente com aumento da precipitação e temperatura. Os sintomas mais característicos ocorrem no final do ciclo da cultura, podendo ser confundidos com os sintomas de maturação fisiológica. Em plantas infectadas muito cedo, não há formação de tubérculos. Naquelas plantas infectadas no meio do ciclo, há presença de tubérculos pequenos e pouco numerosos. Quando a infecção ocorre no fim do

ciclo, os tubérculos são mais numerosos e de tamanho menor que o normal, sendo que a maior parte deles pode estar sadio ou levemente atacado. Esses tubérculos pouco atacados funcionam com fonte de inóculo.

Quando as plantas são muito jovens, as hastes, depois de tombadas e murchas, quebram no ponto onde se curvaram, perdendo a turgescência e entrando em decomposição, com podridão mole a partir desse ponto, para em seguida ocorrer seca total da planta. Esta sintomatologia é semelhante àquela provocada por outras bactérias causadoras de sintomas de podridão mole, motivo pelo qual o correto diagnóstico depende, obrigatoriamente, do isolamento do agente causal.

Ocasionalmente podem ainda ocorrer infecções mistas, causando o total apodrecimento dos tubérculos, que se tornam moles, viscosos e com um odor extremamente desagradável, resultado principalmente de ataque de organismos secundários.

É importante enfatizar que a presença de *R. solanacearum* em campo inviabiliza o uso da área para plantio de batata e de outras solanáceas por períodos de três a quatro anos.

Uma sintomatologia atípica em tubérculos infectados, caracterizada pela presença de lesões na epiderme, necróticas, arredondadas, escuras e deprimidas, variando no diâmetro de alguns milímetros até 1cm já foi descrita. Abaixo da casca pode-se notar a presença de pequenas cavidades na polpa, com exsudação bacteriana. O conhecimento dessa sintomatologia atípica é importante, principalmente com relação aos mecanismos de disseminação da bactéria no campo.

Os tubérculos doentes apodrecem rapidamente após a colheita, durante o armazenamento.

A murcha bacteriana é causada por *Ralstonia solanacearum*. A bactéria apresenta distribuição geográfica ampla e grande diversidade, caracterizada pela ocorrência de raças, com especificidade por hospedeiros, e de biovars, classificados conforme a habilidade em utilizar determinados açúcares e álcoois (**Tabela 2**). Este fato, aliado às características de sobrevivência de *R. solanacearum* em diversos ambientes e na rizosfera de inúmeras espécies não

hospedeiras, dificulta a adoção de medidas para seu controle. Até o momento, existem 5 raças descritas. A raça 1 ocorre em áreas tropicais em todo o mundo, sendo patogênica ao fumo, outras solanáceas e hospedeiros de outras famílias botânicas, apresentando temperatura ótima de crescimento ao redor de 35°C; a raça 2 ocorre principalmente em áreas tropicais da América do Sul, atacando a bananeira e helicônias; a raça 3 ocorre em altas altitudes, nas regiões tropicais, subtropicais e temperadas, atacando a batata, o tomateiro, outras solanáceas da vegetação espontânea, algumas das quais não apresentam sintomas; a raça 4 ocorre principalmente no gengibre e a raça 5 é específica do gênero *Morus*.

A principal forma de disseminação da bactéria é via batata-semente contaminada, mas pode ocorrer disseminação de planta para planta via solo, bem como de outros hospedeiros selvagens ou cultivados. É interessante determinar-se o biovar de *R. solanacearum* prevalente em uma região, visto que há diferenças de agressividade, virulência e período de latência, na dependência do biovar ou biovars presentes (I ou II). O biovar I (raça 1) apresenta maior capacidade de sobreviver no solo e na rizosfera, principalmente em função do maior número de espécies hospedeiras quando comparado ao biovar II. O biovar II (raça 3), é mais especializada para infectar a batata. Sobrevive por pouco tempo no solo, ocorrendo em regiões mais frias de grandes latitudes, sobrevivendo e provocando doença em temperaturas mais baixas que o biovar I (raça 1). É comum ocorrer infecção latente, principalmente para a raça 3, em virtude da ocorrência de condições subótimas para manifestação dos sintomas (baixa temperatura, inóculo insuficiente, isolado bacteriano pouco virulento, cultivar com certo grau de resistência).

CONTROLE

O controle da murcha bacteriana é extremamente difícil, uma vez que a bactéria apresenta uma ampla gama de hospedeiros, sobrevive no solo em restos de cultura e também em plantas da vegetação espontânea. Desta forma, é sugerido que seu controle seja abordado dentro de um contexto de manejo integrado, com utilização de diversas medidas práticas como a rotação de culturas, o plantio em áreas isentas, a resistência genética, o manejo da água, entre outras.

De maneira geral, as medidas de controle podem ser sumarizadas a seguir:

- a. usar batata-semente certificada;
- b. escolher áreas para plantio onde não se tenha cultivado nenhuma outra solanácea nos últimos cinco anos. Em campos onde a murchadeira já tenha ocorrido, a batata só deve ser plantada após 10 anos; o plantio em solos virgens pode não garantir a ausência da doença, visto que a bactéria ataca um grande número de hospedeiros e já foi detectada em solos virgens;
- c. fazer rotação de culturas com gramíneas, independente da ocorrência ou não da doença no campo. Evitar o crescimento de rebrotas de batata ou mesmo de plantas daninhas suscetíveis à bactéria. A rotação é eficiente principalmente para a raça 3, específica para a batata;
- d. utilizar cultivares que sejam mais resistentes. Embora existam algumas indicações de cultivares com certo grau de resistência, é aconselhável que os produtores estejam constantemente procurando descobrir aquelas cultivares mais recentemente estudadas. Deve-se evitar utilizar material em que a resistência já tenha sido quebrada. Entretanto, é necessário enfatizar que cultivares que se apresentam suscetíveis em determinadas condições podem mostrar-se com certo grau de resistência em outros ambientes. Além disso, *R. solanacearum* apresenta grande variabilidade e aqueles híbridos/cultivares/introduções selecionados com algum grau de resistência podem se apresentar como suscetíveis para algumas linhagens da bactéria;
- e. evitar plantios durante o verão, em períodos com altas umidade e temperatura, que favorecem a doença;
- f. impedir que a água de irrigação ou das chuvas escorram de campos contaminados a terrenos saudáveis;
- g. evitar o trânsito de máquinas, animais e pessoas dentro de terrenos contaminados para terrenos saudáveis. Talos bacterianos podem ser veiculados aderidos aos pneus, às botas ou mesmo às patas de animais;
- h. arrancar e destruir plantas tão logo apresentem os primeiros sintomas, evitando que a bactéria se dissemine dentro da cultura.
- i. a inundação do terreno é outra alternativa a ser considerada. Plantios para a produção de batata-semente em várzeas podem ser uma alternativa para o

controle da murchadeira, em rotação de cultura com arroz irrigado por inundação por três meses.

A solarização do solo também é uma outra alternativa para o controle de da bactéria. A solarização reduz drasticamente a população de plantas daninhas por até vários meses, dificultando a sobrevivência da bactéria em hospedeiros da vegetação espontânea. Além disso, foi desenvolvido um estudo experimental procurando avaliar a aplicação da técnica de solarização para controle de *R. solanacearum* em tomateiro e os resultados preliminares mostraram que essa é uma técnica promissora no controle dessa bactéria (100% das plantas saudáveis após 60 dias de solarização). Entretanto, como é sabido, a solarização tem sua melhor atuação nos patógenos do solo em geral nas camadas mais superficiais. Como, de acordo com a literatura, *R. solanacearum* pode sobreviver até a um metro de profundidade do solo por longos períodos de tempo, pode ser que venha ocorrer uma recontaminação da área tratada pela migração ascendente da bactéria pelos filmes d'água. Entretanto, dentro do contexto de manejo integrado, essa técnica favoreceria muito a redução do potencial de inóculo.

2. Canela preta e “Talo oco”

Agentes causais: bactérias dos gêneros *Pectobacterium* e *Dickeya*

As podridões moles, ocasionadas por organismos pertencentes a esses gêneros bacterianos, constituem-se em sérios problemas para a bataticultura. Essas bactérias causam, na lavoura, as doenças conhecidas como “Canela preta” ou “Talo oco” e são também muito importantes em pós-colheita, ocasionando apodrecimento dos tubérculos armazenados.

Os agentes causais dessas doenças são ubíquos nos ambientes de crescimento de plantas e considerados patógenos oportunistas. Em nosso país, essas bactérias já foram assinaladas em todos os locais em que há o cultivo da batata.

SINTOMATOLOGIA E DIAGNÓSTICO

A doença ocorre normalmente em solos compactados, mal drenados, onde existe umidade em excesso. A sua importância tem aumentado em cultivos protegidos (casa de vegetação ou cobertura plástica) devido às condições

ambientais que favorecem o desenvolvimento do patógeno (temperatura e umidade altas).

A bactéria é considerada um patógeno oportunista e invade as plantas especialmente através de ferimentos provocados durante os tratos culturais ou por aberturas naturais, causando decomposição dos tecidos. A patogenicidade dessas bactérias está relacionada, entre outros fatores, com a capacidade da produção de exotoxinas e da invasão de tecidos.

Canela preta e talo oco podem ocorrer em qualquer fase da cultura, em função das condições de temperatura e umidade do local. Os ramos afetados apresentam a região do colo enegrecida. O tecido vascular apresenta-se escurecido e as plantas murcham nas horas mais quentes do dia. Há destruição da casca e a medula da haste apodrece, daí o nome “canela preta”. Examinando-se um corte longitudinal da haste, pode-se notar escurecimento dos vasos lenhosos caminhando da base para o ápice da planta (**Figuras 6 e 7**). Em condições de alta umidade, a podridão da haste evolui, ocorrendo murcha e morte da planta (**Figuras 8 e 9**). Com a interrupção das condições ideais para o desenvolvimento da doença, ou seja, diminuição da umidade, às vezes a planta pode continuar seu crescimento e até chegar à produção.

Os tubérculos podem ser afetados pelas bactérias ainda no solo, durante a colheita e no armazenamento (**Figuras 10 e 11**). A bactéria penetra nos tubérculos via estolões, lenticelas ou ferimentos. Os sintomas observados são de podridão mole e encharcamento, com coloração escura ao redor da área atingida. O encharcamento, seguido pelo quadro de podridão mole, ocorre pela ação de enzimas pectinolíticas (pectina metil esterases, pectina acil esterases e pectato liases) que degradam a lamela média das células, causando perda de água e turgescência, havendo também a colonização de organismos secundários. Desta forma, os tubérculos são rapidamente danificados.

A podridão mole ou talo oco é ocasionada por bactérias do gênero *Pectobacterium*, incluindo *P. carotovorum* subsp. *atrosepticum* (sin. *Erwinia carotovora* subsp. *atroseptica*), *P. carotovorum* subsp. *brasiliensis*, *P. carotovorum* subsp. *carotovorum* (sin. *Erwinia carotovora* subsp. *carotovora*), e também do gênero *Dickeya* (sin. *P. chrysanthemi*, *Erwinia chrysanthemy*).

Conforme já comentado, temperaturas mais altas, entre 25-30°C, são condições extremamente favoráveis para o desenvolvimento da doença. Entretanto, em temperaturas mais baixas, os maiores danos são ocasionados por *E.c. subsp. Atroseptica*, enquanto os demais patógenos causam maiores danos à temperaturas mais elevadas.

Essas bactérias sobrevivem de forma latente nas lenticelas e ferimentos suberizados dos tubérculos, funcionando como fonte de inóculo para os quadros de canela preta e talo oco. É possível identificar esses agentes pectinolíticos em tubérculos de batata da seguinte forma: os tubérculos são lavados em água corrente, deixados para secar à temperatura ambiente e, em seguida, perfurados com 10 palitos em lenticelas e cobertos com óleo vegetal, colocados individualmente sobre uma folha de papel de filtro e incubados em sacos plásticos a, aproximadamente, 23°C por 4 dias. A partir desse período de incubação é possível recuperarem-se as bactérias que, posteriormente, podem ser identificadas em níveis específicos e infraespecíficos.

Batata-semente infectada é importante fonte de inóculo, apodrecendo rapidamente e infectando os tubérculos filhos, que também apodrecem ou são colhidos com infecção latente, reiniciando o ciclo. A ocorrência de sintomas é influenciada por vários fatores, tais como temperatura, umidade, oxigênio, resistência varietal e virulência da estirpe. Em condições favoráveis, a doença se desenvolve rapidamente, podendo causar grandes perdas econômicas.

É também muito importante a podridão dos tubérculos pós-colheita, durante o armazenamento, principalmente nas épocas mais quentes do ano e, em especial, quando feito em lugares mal ventilados, com perdas significativas de até 100%.

Além das bactérias anteriormente classificadas como pertencentes ao gênero *Erwinia*, e atualmente alocadas nos gêneros *Pectobacterium* e *Dickeya*, recentemente foi descrita em nosso país *Pseudomonas viridiflava*, uma outra espécie bacteriana causando também sintomas de podridão mole em pós-colheita.

CONTROLE

O controle da doença é baseado em medidas higiênicas, a fim de se evitar a dispersão da bactéria de planta para planta e nas entrelinhas. Desta maneira, os tratos culturais devem ser efetuados somente com o ambiente seco, evitando-se o orvalho matinal e períodos chuvosos. Pulverizações com fungicidas cúpricos realizadas logo após essas práticas protegem os tecidos expostos.

As principais medidas de controle são:

- a. fazer rotação de culturas com gramíneas;
- b. evitar o plantio em seguida ao plantio de culturas suscetíveis (cenoura, repolho, couve-flor, etc.);
- c. plantar em solos com boa drenagem, evitando excesso de umidade no solo, principalmente no final do ciclo da cultura;
- d. fazer adubação equilibrada, evitando o excesso de nitrogênio;
- b. utilizar material propagativo sadio;
- c. controlar insetos no solo, evitando ou diminuindo os ferimentos;
- d. evitar ferimentos durante a colheita;
- g. arrancar e destruir o material contaminado e restos de cultura que possam funcionar como fonte de inóculo;
- e. armazenar os tubérculos a baixas temperaturas (1,6-4,5°C), com ventilação, impedindo a formação de filme de água;
- f. evitar lavar os tubérculos antes do armazenamento; quando necessário, usar água clorada e enxugá-los antes de guardá-los.

Há trabalhos na literatura nacional que citam o emprego de antibióticos e também de indutores de resistência visando ao controle de bactérias pectinolíticas em batata. O principal problema é a inconsistência dos resultados obtidos e dose utilizada dos produtos, visto que todas essas bactérias são habitantes do solo e a expressão de sintomas, como já foi colocada, está na

dependência de fatores climáticos, virulência de isolados, suscetibilidade dos genótipos de batata, etc.

3. Sarna comum

Agente causal: *Streptomyces* spp.

A sarna comum ocorre em todas as áreas produtoras de batata do mundo, causando danos na aparência e na qualidade dos tubérculos, sendo considerada doença de grande importância em muitas regiões, depreciando os tubérculos para o comércio.

No Brasil, até pouco tempo atrás, a doença não era muito importante economicamente. Entretanto, atualmente, ela vem se tornando problema de suma importância para a bataticultura nacional. Nos últimos anos, o número de reclamações de produtores sobre a ocorrência de sarna comum no Brasil cresceu drasticamente, sendo este fato atribuído ao aumento da sua incidência em batata-semente, especialmente à proveniente de material importado.

A sarna comum, além de depreciar o produto para o comércio, predispõe o tubérculo ao ataque de outros micro-organismos. Seus danos podem gerar grandes perdas pela depreciação do produto.

SINTOMATOLOGIA E DIAGNOSE

O patógeno afeta raízes, tubérculos, estolões e a haste em contato com o solo. Essa doença apresenta como sintomas lesões irregulares nas superfícies dos órgãos afetados. Mas é nos tubérculos que ela se torna mais importante porque essas lesões depreciam o produto para o comércio. Além disso, predispõe o tubérculo ao ataque de outros micro-organismos.

Nos tubérculos, os sintomas se caracterizam inicialmente por pequena elevação na cutícula que, ao se desenvolver, vai tornando a superfície áspera e suberificada, resultando em dois tipos de lesões. No primeiro caso, a parte lesionada se apresenta ligeiramente mais elevada que o tecido sadio; no outro, as lesões são deprimidas, com os bordos ligeiramente salientes. O tamanho das lesões é variável, podendo atingir alguns centímetros e, no final, apresentam-se cobertas por tecido suberificado. Não raro se observa a coalescência dessas

lesões, formando placas (**Figuras 12, 13, 14 e 15**). Nos outros órgãos, os sintomas são semelhantes, porém de menor importância.

As bactérias pertencentes ao gênero *Streptomyces* apresentam características morfológicas tanto de fungos como de bactérias, pertencendo a um grupo denominado actinomicetos, micro-organismos habitantes do solo, muitos deles utilizados como agentes de controle biológico. Estudos recentes utilizando técnicas de biologia molecular têm mostrado mais de uma espécie de *Streptomyces*, além de *S. scabiei*, causando sintomas de sarna comum, como *S. acidiscabiei*, *S. turgidiscabiei*, *S. europaeiscabiei*, *S. stelliscabiei*, *S. reticuliscabiei*, *S. luridiscabiei*, *S. puniscabiei*, *S. niveiscabiei*, *S. aureofaciens*, *S. setonii*, *S. sampsonii*.

Isolados de *Streptomyces* patogênicos à batata podem produzir uma toxina denominada “thaxtmina”, que causa uma série de sintomas em várias plantas, incluindo a inibição do crescimento de raízes em plantas de cebola, a alongação do protoplastos em células de fumo, além de alteração da composição ou da deposição de substâncias da parede das células do hospedeiro. A thaxtmina A é a fitotoxina predominante, porém são relatados dez outros compostos também isolados e devidamente caracterizados. Diversos trabalhos na literatura mostram correlação positiva entre a produção de thaxtmina A e a patogenicidade em tubérculos de batata.

Espécies de *Streptomyces* patogênicas à batata são capazes de sobreviver saprofiticamente no solo. Sua disseminação pode se dar pelo vento, água da superfície, insetos, homem e tubérculos-semente. Estes últimos são particularmente importantes como agentes disseminadores a longa distância.

Outras plantas, tais como beterraba, rabanete entre outras, também podem ser atacadas, sendo importantes nos planos de controle.

MEDIDAS DE CONTROLE

Até há alguns anos, uma das técnicas mais comuns e eficientes para o controle da doença consistia no monitoramento do pH do solo, evitando-se solos neutros a levemente alcalinos (pH abaixo de 5,5). Entretanto, nos últimos anos essa medida de controle não tem sido muito eficiente no controle da moléstia.

Para prevenir o aparecimento da doença, várias medidas devem ser adotadas em conjunto.

O plantio de batata-semente isenta da bactéria é uma das medidas mais importantes, porque atua na redução do potencial de inóculo. Entretanto, devido à existência de uma tolerância na produção do tubérculo com relação a sua superfície atacada pelo patógeno (**Tabela 1**), tem sido observado na incidência da doença.

A rotação de culturas com gramíneas também atua na redução do inóculo inicial do patógeno. Estudos revelaram que o cultivo alternado de batata com arroz ou trigo foi efetivo na diminuição dos sintomas da doença. Por outro lado, com a incorporação de leguminosas no solo, houve um aumento na intensidade da doença. Entretanto, de acordo com alguns autores, a incorporação de restos vegetais de soja um mês antes do plantio tem contribuído para diminuição da doença. Ainda, de acordo com a literatura, resíduos de plantas não decompostos e esterco animal, aplicados na época de plantio, quando em contato com tubérculos, também contribuem para aumento da doença.

É sabido que o déficit hídrico no período de desenvolvimento dos tubérculos atua como fator favorável para o desenvolvimento da sarna comum. Portanto, a manutenção do teor de umidade do solo entre 80-90% da sua capacidade de campo, durante esse período, ajuda a reduzir a entrada e colonização dos tubérculos pelo patógeno.

Com relação à calagem, conforme já relatado, tal prática deve ser feita com cuidado, para evitar aumento muito grande do pH do solo. Estudos mostraram que a aplicação de gesso não chega a aumentar o pH do solo e, além de aumentar a produtividade, reduz também a incidência da doença.

Resultados de pesquisas também revelaram que o uso de sulfato de amônio, de manganês ou de alumínio incorporado no sulco de plantio, visando reduzir o pH do solo, dificultou o desenvolvimento da doença e que a utilização de sulfato de amônio ou ureia, além de aumentar a produtividade total, também reduziu a incidência da sarna. Outro produto testado, o enxofre em pó, na concentração de 37 kg/há, mostrou também eficiência no controle da doença, reduzindo de 70% para 0% sua incidência. Entretanto, o emprego dos fungicidas chlorothalonil, fluazinam ou oxicloreto de cobre no tratamento de tubérculos-semente apresentou baixa eficiência no seu controle.

LITERATURA CONSULTADA

- ALMEIDA, I.M.G.; PATRÍCIO, F.R.A.; SINIGAGLIA, C. et al. Solarização do solo para o controle de *Ralstonia solanacearum*. Summa Phytopathologica, Botucatu, v. 29, n. 1, p. 80, 2003.
- AMARAL, J.F. Doenças vasculares das plantas causadas por bactérias. O Biológico, São Paulo, v. 11, p. 251-253, 1945.
- ARAÚJO, J.S.P.; OLIVEIRA, B.C.; GONÇALVES, K.S. et al. Resistência a murcha bacteriana em tomateiro induzida pelo acibenzolar-s-methyl. Fitopatologia Brasileira, Brasília, v. 27, supl, p. s54, 2002.
- BENELLI, A.I.H.; DENARDIN, N.D.; FORCELINI, C.A. Indução de resistência à podridão mole causada por *Erwinia carotovora* subsp. *atroseptica* em tubérculos de batata tratados com ácido salicílico, ácido acetilsalicílico e acibenzolar-S-metil. Fitopatologia Brasileira, Brasília, v. 27, supl, p. s55, 2002.
- BENELLI, A.I.H.; DENARDIN, N.D.; FORCELINI, C.A. Patogenicidade de espécies de *Erwinia* em tubérculos de batata considerando as temperaturas médias do período de safra e de safrinha do planalto médio rio-grandense. Fitopatologia Brasileira, Brasília, v. 27, supl, p. s55, 2002.
- DENARDIN, N.D.; DALLA NORA, T.; WEBBER, T. et al. Efeito da aplicação de acibenzolar-S-metil na proteção contra *Erwinia carotovora* subsp. *carotovora* em batateira. Fitopatologia Brasileira, Brasília, v. 27, supl, p. s59, 2002.
- DRUMMOND, O.A. Combate à murcha bacteriana da batata em plantios extensos. Fitopatologia Brasileira, Brasília, v. 25, supl, p. 322-323, 2000.
- DUARTE, V.; ROMMEL, C.C.; EL TASSA, S.O.M. Identificação e incidência de erwinias pectinolíticas em tubérculos de batata importados da Argentina e Chile. Fitopatologia Brasileira, Brasília, v. 27, supl, p. s59, 2002.
- EL TASSA, S.O.M.; DUARTE, V. Identificação e incidência de *Erwinia* sp. em tubérculos de batata-semente. Fitopatologia Brasileira, Brasília, v. 27, supl, p. s59-s60, 2002.

- FISCHER, I.H.; KIMATI, H.; MARTINS, M.C. Isolamento, caracterização cultural-morfológica, patogenicidade e serologia de *Streptomyces* spp. da batata. Fitopatologia Brasileira, Brasília v. 28, n. 6, p. 650-655, 2003.
- FISCHER, I.J.; MARTINS, M.C.; LOURENÇO, S.A. et al. Efeito de fertilizantes e fungicidas no controle de *Streptomyces scabies* em batata. Summa Phytopathologica, Botucatu, v. 31, n. 3, p.236-240, 2005.
- FRY, B.A.; LORIA, R. THAXTOMIN A: evidence for a plant cell wall target. Physiological and Molecular Plant Pathology, London, v. 60, n. 1, p.1-8, 2002.
- HAYWARD, A.C. Biology and epidemiology of bacterial wilt caused by *Pseudomonas solanacearum*. Annual Review of Phytopathology, Palo Alto, v. 29, p. 65-87, 1991.
- KIM, J.S.; PARK, D.H.; LIM, C.K. et al. Potato common scab by *Streptomyces turgidiscabies* sp. nov. Korean Journal of Plant Pathology, Seoul, v. 14, p. 551-554, 1998.
- KING, R.R.; LAWRENCE, C.H.; GRAY J.A. Herbicidal properties of the thaxtomin group of phytotoxins. Journal of Agricultural and Food Chemistry, Washington, v. 49, n. 5, p. 2298-2301, 2001.
- KING, R.R.; LAWRENCE, C.H.; CALHOUN, L.A. Chemistry of phytotoxins associated with *Streptomyces scabies*, the causal organism of potato common scab. Journal of Agricultural and Food Chemistry, Washington, v. 40, n. 5, p. 834-837, 1992.
- KING, R.R.; LAWRENCE, C.H.; CLARK, M.C. et al. Isolation and characterization of phytotoxins associated with *Streptomyces scabies*. Journal of Chemical Society, Chemical Communications, London, v. 13, p. 848-850, 1989.
- KRAMER, M.; AMARAL, J.F. A identificação da “murcha bacteriana” presente em culturas de batatinha no Estado de São Paulo. O Biológico, São Paulo, v. 10, p. 199-207, 1944.

- LAMBERT, D.H.; LORIA, R. *Streptomyces scabies* sp. nov., nom. rev. International Journal of Systematic Bacteriology, Londres, v. 39, p. 387-392, 1989.
- LAMBERT, D.H.; LORIA, R. *Streptomyces acidiscabies* sp. nov. International Journal of Systematic Bacteriology, Londres, v. 39, p. 393-396, 1989.
- LEINER, R.H.; FRY, B.A.; CARLING, D.E. et al. Probable involvement of thaxtomin A in pathogenicity of *Streptomyces scabies* on seedlings. Phytopathology, St. Paul, v. 86, p. 709-713, 1996.
- CHAMPOISEAU P.G.; JONES, J.B.; ALLEN C. *Ralstonia solanacearum* race 3, biovar 2 causes tropical losses and temperate anxieties. Plant Management Network, St. Paul, v. 17, p. 1-10, 2009.
- LOPES, C.A. Controle químico e cultural de bacterioses de plantas. Fitopatologia Brasileira, Brasília, v. 26, p. 264, 2001.
- MACAGNAN, D.; ROMEIRO, R.S.; MACEDO, D.M. et al. Podridão-mole em pós-colheita de batata (*Solanum tuberosum*) incitada por *Pseudomonas viridiflava*. Summa Phytopathologica, Botucatu, v. 33, n. 3, p. 307-308, 2007.
- MALAVOLTA JR., V.A.; BERIAM, L.O.S.; ALMEIDA, I.M.G. et al. Bactérias fitopatogênicas assinaladas no Brasil: uma atualização. Summa Phytopathologica, Botucatu, v. 34, supl. especial, p. 9-87, 2008.
- MYIAJIMA, K.; TANAKA, F.; TAKEUCHI, T. et al. *Streptomyces turgidiscabies* sp. nov. International Journal of Systematic Bacteriology, Londres, v. 48, p. 495-502, 1998.
- NATSUME, M.; KOMIYA, M.; KOYANAGI, F. et al. Phytotoxin produced by *Streptomyces* sp. causing potato russet scab in Japan. Journal of General Plant Pathology, Tokyo, v. 71, n. 5, p.364-369, 2005.
- RODRIGUES NETO, J.; DESTÉFANO, S.A.L.; SHIMOYAMA, N. A sarna da batata causada por *Streptomyces* spp. Itapetininga: ABB, 2008. (Publicação Técnica).

- RODRIGUES NETO, J.; MALAVOLTA JR, V.A.; HAMAHIGA, I. Sintomas atípicos em tubérculos de batata infectados por *Pseudomonas solanacearum* (Smith) Smith. O Biológico, São Paulo, v. 50, n. 4, p. 93-95, 1984.
- SAKOMURA, A.H.; SILVA, R.A. Avaliação do fludioxonil no tratamento de tubérculos de batata para controle de sarna comum *Streptomyces scabies* e sarna pulverulenta *Spongospora subterranea*. Fitopatologia Brasileira, Brasília, v. 27, supl, p. 158-159, 2002.
- SCHAAD, N.W.; JONES, J.B.; CHUN, W. (Eds.). Laboratory guide for identification of plant pathogenic bacteria. 3rd. Ed. St.Paul: APS, 2001.
- SILVA, L.H.C.P.; CAMPOS, J.R.; KOBAYASTI, L. et al. Efeito do Acibenzolar-S-metil (ASM) na proteção contra *Ralstonia solanacearum* em tomateiro. Fitopatologia Brasileira, Brasília, v. 26, supl, p. 294-295, 2001.
- SOUZA-DIAS, J.A.C.; IMAUTI, M.T. Doenças da batateira. In: Kimati, H.; Bergamin Filho, A.; Camargo, L.E.A. et al. Manual de Fitopatologia: doenças das plantas cultivadas. Piracicaba: Ceres, 1997. p. 137-164. v. 2.
- TAKATSU, A.; LOPES, C.A. Murcha-bacteriana em hortaliças: avanços científicos e perspectivas de controle. Horticultura Brasileira, Vitória da Conquista, v. 15, Supl, p. 170-177, 1997.
- TOMITA, C.K.; UESUGI, C.H. Efeito da incorporação ao solo de diferentes doses de composto orgânico na incidência de murcha bacteriana do tomateiro. Fitopatologia Brasileira, Brasília, v. 26, supl, p. 284, 2001.
- TURKENSTEEN, L.J. Common scab. In: DELLEMAN, J.; Mulder, A.; Turkensteen, L.J. (Eds.). Potato diseases: diseases, pests and defects. Den Haag: Aardappelwereld & NIVAP, 2005. p.81-82.

Tabela 1 - Níveis de tolerância em porcentagem de tubérculos atacados para pragas não quarentenárias regulamentadas, danos e mistura na batata-semente a ser produzida, importada e comercializada no país.

PRAGAS, DANOS E MISTURAS	T O L E R Â N C I A		
	CLASSES/CATEGORIA		
	básica	registrada	certificada
A – Viroses			
- PVX	2,0	3,0	5,0
- PVY	3,0	6,0	8,0
- PLRV	2,0	5,0	6,0
Limite	4,0	8,0	12,0
B – <i>Rhizoctonia solani</i> e sarnas comum e prateada			
<i>Rhizoctonia solani</i>			
- tubérculos acima de 1/8 da superfície atacada	2,0	3,0	5,0
- tubérculos abaixo de 1/8 da superfície atacada	3,0	6,0	8,0
- tubérculos com até 1/16 da superfície atacada	2,0	5,0	6,0
<i>Streptomyces</i> spp.			
- tubérculos acima de 1/8 da superfície atacada	2,0	3,0	5,0
- tubérculos abaixo de 1/8 da superfície atacada	20,0	20,0	20,0
- tubérculos com até 1/16 da superfície atacada	30,0	30,0	30,0
<i>Helminthosporium solani</i>			
- tubérculos acima de 1/8 da superfície atacada	2,0	3,0	5,0
- tubérculos abaixo de 1/8 da superfície atacada	20,0	20,0	20,0
- tubérculos com até 1/16 da superfície atacada	30,0	30,0	30,0
C – Outras pragas			
<i>Ralstonia solanacearum</i>	0,0	0,0	0,0
<i>Erwinia</i> spp.	1,0	1,0	2,0
D – Danos causados por insetos			
- Traça (<i>Phthorimaea operculella</i>)	2,0	3,0	5,0
- Outros insetos	5,0	7,0	10,0
Limite	5,0	7,0	10,0

Tabela 1 . Continuação

E – Danos fisiológicos				
E1 - embonecamento, fendas, coração oco, coração preto, mancha chocolate (mancha interna)	10,0	12,0	15,0	
E2 – tubérculo danificado, broto fino, dano de desfolhante, deficiência de cálcio, queimadura (cozimento de sol)	3,0	4,0	5,0	
Limite	10,0	12,0	15,0	
F – Danos mecânicos				
(batidas, cortes, esfolamento)	5,0	10,0	10,0	
Limite	5,0	10,0	10,0	
G – Misturas				
G1 - mistura varietal	0,0	1,0	2,0	
G2 - mistura de tamanho	5,0	5,0	5,0	
Limite	5,0	5,0	5,0	

Instrução Normativa nº 32, de 20 de novembro de 2012

Tabela 2 - Correspondência entre biovares e raças de *Ralstonia solanacearum*

RAÇA	HOSPEDEIROS	DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA	BIOVAR	RFLP*
1	diversos	Ásia,Austrália e	3,4	I
	diversos	Américas	1	II
2	Banana e outras espécies de <i>Musa</i>	Filipinas,Brasil e Caribe	1	II
3	Primariamente Batata	Em todos os continentes	2	II
4	Gengibre	Ásia	3,4	I
5	Morus sp.	China	5	I

*divisão baseada em RFLP (Restriction Fragment Length Polymorphism)

Murcha bacteriana*

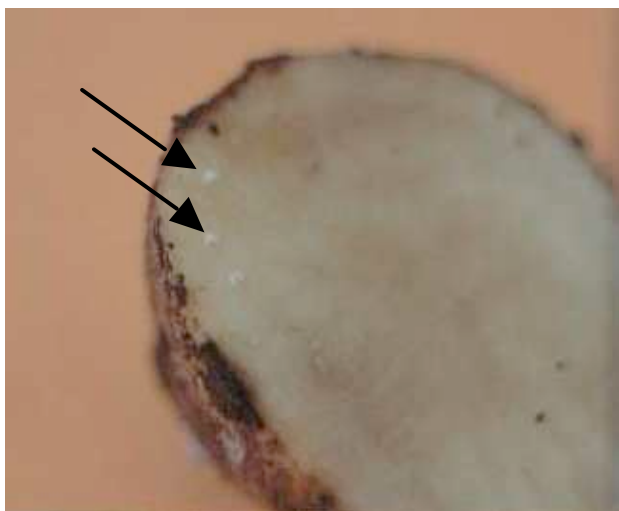


Figura 1. Corte transversal de tubérculo contaminado, mostrando escurecimento de vasos na região vascular e “pus bacteriano” (setas).

Figura 2. Superfície do tubérculo mostrando aderência de partículas de solo e exsudação “pus bacteriano” (setas).

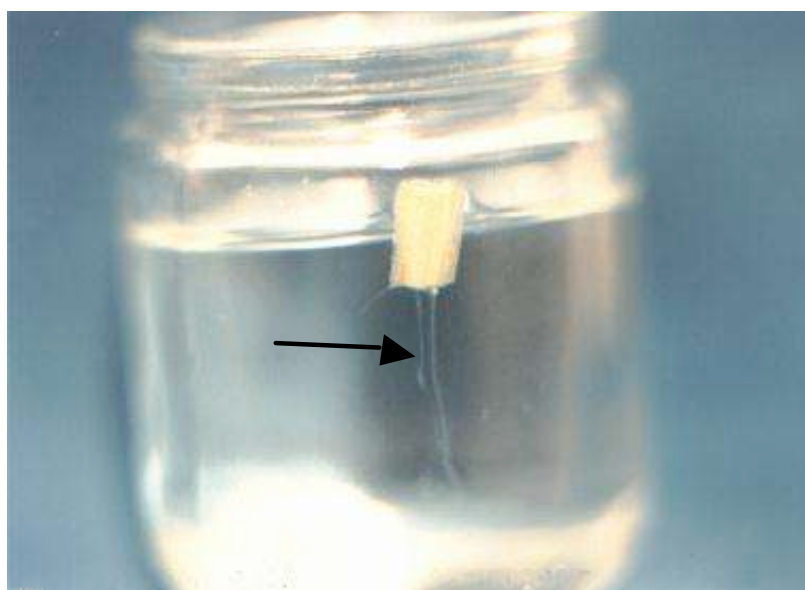


Figura 3. Teste do copo, mostrando filete branco de “pus bacteriano” saindo do tecido vegetal e indo em direção ao fundo do copo (seta).

Figura 4. Câmara super-úmida mostrando exsudação da bactéria na superfície da haste da planta infectada (seta)

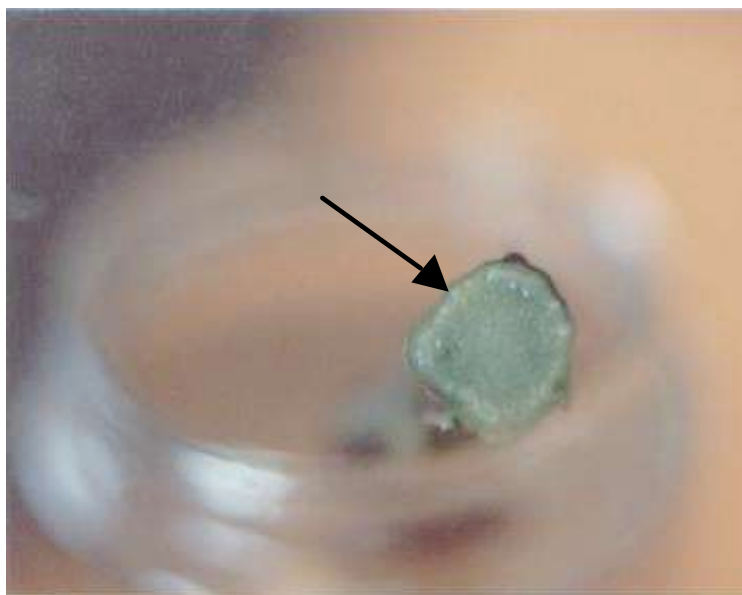


Figura 5. Campo de produção mostrando falhas nas linhas devido à morte das plantas infectadas por *Ralstonia solanacearum*.

Sarna comum



Figura 6. Sintoma de “canela preta” em infecção natural em campo de produção (setas)



Figura 7. Detalhe mostrando escurecimento da haste em infecção por bactérias pectinolíticas.

Figura 8. Campo de produção mostrando morte de planta devido à infecção.



Figura 9. Campo de produção mostrando falhas nas linhas devido à morte das plantas.



Figura 10. Sintoma de podridão mole em tubérculos naturalmente infectados.

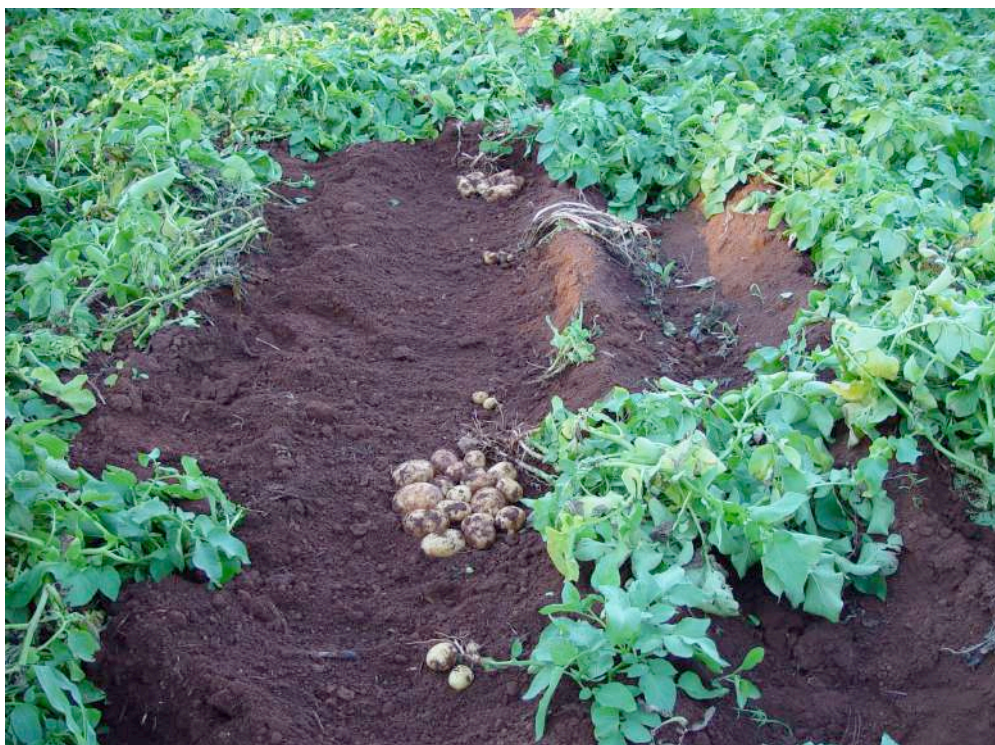


Figura 11. Sintomas de podridão ocasionando diminuição no tamanho dos tubérculos, originários de plantas infectadas.

Sarna comum



Figura 10. À esquerda: sintoma de lesões superficiais e à direita sintoma de lesões profundas causadas por bactérias do gênero *Streptomyces* em batata.

Figura 11. Sintomas de lesões profundas causadas por bactérias do gênero *Streptomyces* em batata.



Figura 12. Sintomas de sarna observados em condições de campo.

**Agradecimentos ao Eng.Agr. Flávio Mitsuru Irokawa, da Arista LifeScience, pelo fornecimento de algumas fotos sobre doenças bacterianas em batata.*

DOENÇAS FÚNGICAS DA BATATA

Jesus G. Töfoli

Ricardo J. Domingues

Samantha Zanotta



INTRODUÇÃO

A cultura da batata pode ser afetada por várias doenças fúngicas que podem comprometer seriamente a germinação, a emergência, o crescimento vegetativo, a tuberização e a pós-colheita.

O conhecimento da etiologia, dos sintomas e dos métodos de controle é fundamental em sistemas integrados que buscam a sustentabilidade da produção, menor impacto ambiental e a melhoria da qualidade de vida de produtores e consumidores.

1. Doenças Foliares

1.1 Requeima ou mela - *Phytophthora infestans* (Mont.) de Bary

Rápido desenvolvimento e alto potencial destrutivo caracterizam a requeima como uma das mais importantes doenças da cultura da batata. Causada pelo Oomycota *Phytophthora infestans*, a doença afeta drasticamente folhas, hastes, pecíolos e tubérculos, podendo causar elevadas perdas quando interagem fatores como: cultivar suscetível, condições climáticas favoráveis e equívocos no controle (**Figuras 1 a 3**).

Nas folhas, os primeiros sintomas da doença são caracterizados por manchas de tamanho variável, coloração verde-clara ou escura e aspecto úmido. (**Figuras 4 a 7**). Ao evoluírem, essas se tornam pardo-escuras a negras, necróticas e irregulares, podendo ou não apresentar halo clorótico (**Figuras 8 a 17**). Na face inferior das lesões observa-se um crescimento branco-acinzentado, de aspecto aveludado, localizado principalmente ao redor delas, nos limites entre o tecido sadio e o necrótico (**Figuras 18 a 23**). Esse é composto por esporângios e esporangióforos do patógeno e forma-se, especialmente, em condições de alta umidade e temperaturas amenas (**Figuras 24 e 25**). À medida que as lesões coalescem, o tecido foliar exibe um aspecto de queima generalizada. Nas brotações, a doença causa a morte das gemas apicais e ponteiros comprometendo o desenvolvimento das plantas (**Figuras 28 e 29**). Nas hastes e pecíolos as lesões são pardo-escuras a negras, alongadas, aneladas e, quando muito severas, podem causar a quebra desses órgãos ou a morte das áreas posteriores ao ponto de infecção (**Figuras 30 e 33**). Nos frutos, quando presentes, a doença é caracterizada por manchas úmidas, irregulares, deprimidas de coloração marrom-escura (**Figura 34**). Nos tubérculos, as lesões são castanhas, superficiais, irregulares e com bordos definidos. No interior deles, a necrose

geralmente é assimétrica, de coloração castanho-avermelhada, aparência granular e mesclada. Os sintomas em tubérculos são mais frequentes em regiões sujeitas à ocorrência simultânea de baixas temperaturas e alta umidade do solo durante a fase de tuberização.

A requeima é favorecida por temperaturas frias a amenas que variam entre 12 e 24 °C. Os esporângios germinam diretamente quando as temperaturas variam de 18 e 24 °C, ou podem produzir zoósporos biflagelados quando essas se encontram na faixa de 12 a 17 °C. Nessas condições, cada esporângio origina em média 8 zoósporos, o que aumenta de forma significativa a quantidade de inóculo e, conseqüentemente, a severidade e o potencial destrutivo da doença. Quanto à umidade, a doença é favorecida por períodos de molhamento foliar superiores a 12 horas e ambientes de névoa e chuva fina. Em algumas situações, a altitude, associada à presença de orvalho e à queda da temperatura noturna, é suficiente para epidemias severas da doença.

A colonização dos tecidos é extremamente rápida, podendo o período de incubação variar de 48 a 72 horas. A penetração do pró-micélio, resultante da germinação dos esporângios ou dos zoósporos encistados, é direta no tecido vegetal, com a formação de apressórios.

P. infestans, pertencente ao Filo Oomycota, Reino *Stramenopila* (Chromista), apresenta características morfológicas semelhantes aos fungos, porém, taxonomicamente é mais relacionado a organismos aquáticos, como as algas marrons e as diatomáceas. Apresenta micélio cenocítico, esporangióforos com ramificação simpodial, esporângios hialinos, globosos, alongados e papilados (**Figuras 24 e 25**). O sequenciamento do genoma do *P. infestans* evidenciou a presença de numerosos elementos transposons e regiões hipervariáveis. Tal fato explica, em nível genético, as grandes variações de fenótipo, agressividade e capacidade de adaptação apresentadas por esse oomiceto.

P. infestans pode se reproduzir de forma assexuada e sexuada. As estruturas assexuadas de propagação são os esporângios e zoósporos. Em geral, nos locais onde ocorre apenas um grupo de compatibilidade, a população é constituída por um ou poucos grupos de indivíduos geneticamente semelhantes a um ancestral comum constituindo uma população clonal. O processo de reprodução sexuada envolve a participação de indivíduos geneticamente distintos e contribui para o aumento da variabilidade genética da população. Para *P. infestans*, os indivíduos

são classificados em dois tipos de compatibilidade A1 e A2. A reprodução sexuada ocorre somente quando os dois grupos coexistem na mesma área, na mesma planta ou na mesma lesão, e ocorre a troca de material genético. Como resultado, formam-se os oósporos, esporos de parede espessa, adaptados a resistir as condições adversas do ambiente. Os oósporos são formados em maior número em hastes do que em folhas, provavelmente pelo fato dos caules sobreviverem por mais tempo no campo. Quando ocorre a decomposição das plantas afetadas, os oósporos são liberados no solo e passam a atuar como fonte de inóculo para futuros ciclos da doença.

Inicialmente, os indivíduos A1 e A2 só podiam ser encontrados no Vale de Toluca, no México. Nas demais áreas, predominavam em cultivos de batata apenas indivíduos do grupo A1 e a reprodução assexuada. No entanto, a partir de 1986, indivíduos do grupo A2 passaram a ser observados em vários países, inclusive no Brasil. A presença da reprodução sexuada de *P. infestans*, em maior escala, contribuiu para o aumento da variabilidade genética, surgimento de linhagens mais agressivas e aumento da demanda de fungicidas para o manejo da requeima.

Quanto à população brasileira de *P. infestans*, sabia-se inicialmente que o grupo A1 era associado predominantemente ao tomateiro e o grupo A2 à batateira. Em 2007, pesquisas realizadas na região Sul evidenciaram a ocorrência simultânea dos dois grupos na cultura da batata, porém sem evidências de ocorrência da reprodução sexuada. Em estudos recentes sobre o comportamento reprodutivo de populações de *P. infestans* observou-se, em material procedente da região nordeste do estado de São Paulo, a presença de gametângios (oogônios e anterídios) e oósporos, *in vivo* e *in vitro*, provando a ocorrência natural de reprodução sexuada em nossas condições de cultivo (**Figuras 26 e 27**).

A disseminação da requeima ocorre principalmente através de batata-semente infectada, ação de ventos, água de chuva ou irrigação, circulação de pessoas e maquinário, etc.

Além da batata, *P. infestans* pode afetar as culturas do tomate (*Solanum lycopersicum* L.), pimentão (*Capsicum annuum* L.), berinjela (*Solanum melongena* L.), petúnia (*Petunia hybrida*) e plantas invasoras como: figueira-do-inferno (*Datura stramonium* L.), picão-branco (*Galinsoga parviflora* Cav), corda-de-viola (*Ipomea purpurea* L.), falso-joá-de-capote (*Nicandra physaloides* L.) Gaertn, fisális (*Physalis* spp.), maria-pretinha (*Solanum*

americanum L.), maravilha (*Mirabilis jalapa* L.), *Nicotiana benthamiana* Domin e *Solanum* spp.

Manejo

Entre os fatores a serem considerados para o manejo da requeima destacam-se:

• Local de plantio

Evitar áreas sujeitas ao acúmulo de umidade, circulação limitada de ar e próximos a reservas de água. Esses locais apresentam lenta dissipação da umidade, o que favorece o desenvolvimento da requeima. O plantio deve ser realizado preferencialmente em áreas planas, ventiladas e distantes de culturas em final de ciclo.

• Plantio de batata-semente sadia

Essa prática permite atrasar possíveis epidemias e reduz a possibilidade de introdução de novas raças.

• Plantio de cultivares com algum nível de resistência

Quanto à resistência a requeima, as cultivares disponíveis no país podem ser classificadas em:

Resistentes: Ibituaçu, Itararé, Araucária, Cristal, Pérola, Catucha, BRS Clara, IAPAR Cristina, Monte Alegre 172, SCS 365 - Cota.

Moderadamente resistentes: Crebella, Apuã, Aracy e Aracy Ruiva, Cristina, Cristal, Naturella, Panda.

Moderadamente suscetíveis: Baraka, Baronesa, BRS Ana, BRS Eliza, Caesar, Catucha, Emeraude, Florice, Itararé, Innovator, Markies, Marlen, Melody, Soléia, Caesar, Oceania, Voyager, Éden, Colorado, Novella, e BRSIPR Bel.

Suscetíveis: Ágata, Almera, Arrow, Armada, Artemis, Asterix, Atlantic, Amorosa, Bailla, Bintje, Canelle, Chipie, Contenda, Cupido, Delta, Elodie, Eole, Éden, Fontane, Gourmandine, Gredine, Isabel, Monalisa, Maranca, Mondial, Omega, Opilane, Isabel, El Paso, Chipie e Sinora.

A suscetibilidade das cultivares à requeima pode variar em função das condições climáticas, genótipos do patógeno, pressão de doença, época de plantio, espaçamento adotado, nutrição das plantas, etc.

- **Impedir o plantio sucessivo de solanáceas**

A rotação de culturas, por no mínimo de três anos, é fundamental para reduzir o potencial de inóculo nas áreas cultivadas. Entre as opções de cultivos intercalares destacam-se as gramíneas (milho, trigo, pasto, etc.) e leguminosas (feijão, soja, etc.).

- **Evitar plantios adensados**

Esses favorecem a má circulação de ar entre as plantas e o acúmulo de umidade nas folhas e no solo, condições que favorecem a requeima. Destaca-se também que plantios adensados favorecem a formação de uma densa massa foliar que dificulta a penetração e ação dos fungicidas.

- **Irrigação controlada**

Evitar longos períodos de molhamento foliar é fundamental para o manejo da requeima. Para tanto, deve-se: evitar irrigações noturnas ou em finais de tarde; minimizar o tempo e reduzir a frequência das regas em campos com sintomas da doença. A adoção de sistemas de irrigação localizada pode reduzir a ocorrência da requeima.

- **Adubação equilibrada**

De maneira geral, níveis elevados de nitrogênio e deficiência de zinco originam plantas mais suscetíveis à requeima. Por outro lado, a suplementação adequada de fósforo, cálcio, boro, magnésio, cobre e silício pode reduzir a sua incidência e severidade. O uso de fosfitos, além de fornecer nutrientes, pode restringir o desenvolvimento de *P. infestans* e induzir o sistema de defesa da planta a produzir fitoalexinas.

- **Manejo correto das plantas invasoras**

Além de concorrerem por espaço, luz, água e nutrientes, as plantas invasoras dificultam a dissipação da umidade e a circulação de ar na folhagem favorecendo a requeima. Destaca-se ainda que, em alguns casos, elas possam ser hospedeiras alternativas da doença.

- **Fontes de inóculo**

Deve-se eliminar toda e qualquer fonte de inóculo existente no decorrer do processo produtivo tais como: tubérculos remanescentes, plantas voluntárias, hospedeiros alternativos, tubérculos doentes ou descartados durante a lavagem e classificação.

- **Fungicidas**

Aplicação preventiva de fungicidas registrados para a cultura (**Quadro 1**).

- **Implementos**

Realizar a lavagem e desinfestação de máquinas, implementos e ferramentas utilizadas em áreas infestadas.

- **Vistoria**

Deve-se vistoriar constantemente a cultura visando identificar possíveis focos da doença para facilitar e agilizar a tomada de decisões.

- **Armazenamento**

Promover condições adequadas de temperatura, umidade, circulação de ar e higiene durante o armazenamento de batata-semente e tubérculos.

1.2. Pinta Preta, Mancha de Alternaria - *Alternaria* spp.

No Brasil, a pinta preta representa uma das mais importantes e frequentes doenças da cultura da batata. Ao contrário da requeima, essa doença é favorecida por temperaturas mais elevadas e alternância de períodos úmidos e secos.

A pinta preta ocorre em especial nas áreas tropicais e subtropicais, podendo causar elevadas perdas no rendimento e na qualidade dos tubérculos. Nos últimos anos, a doença também tem crescido em importância na América do Norte e Europa, causando perdas consideráveis na produção. Alguns autores têm atribuído a crescente importância da doença às mudanças climáticas causadas pelo aquecimento global.

A pinta preta é caracterizada pela redução prematura da área foliar, queda de vigor das plantas, quebra de hastes, redução da produção e da qualidade de tubérculos. O aumento da suscetibilidade à doença está geralmente associado à maturidade dos tecidos, ao florescimento e ao período de formação e crescimento

dos tubérculos. A maior demanda de nutrientes e fotoassimilados exigidos pela tuberização tornam as folhas maduras mais vulneráveis à doença.

De maneira geral, não se observam diferenças significativas entre os sintomas causados pelas diferentes espécies. Nas folhas, a doença se expressa através de manchas foliares necróticas, circulares, elípticas ou angulares, pardo-escuras, isoladas ou em grupos, com a presença de anéis concêntricos, bordos bem definidos, podendo apresentar ou não halo amarelado ao seu redor (**Figuras 35 a 40**). O aumento da intensidade da doença no campo ocorre tanto pelo surgimento de novas lesões, como pela expansão das mais velhas, que podem coalescer destruindo todo limbo foliar (**Figura 41**). As lesões em hastes e pecíolos podem surgir em plantas adultas e caracterizam-se por serem pardas, alongadas, deprimidas, apresentando ou não halos concêntricos. Nos tubérculos as lesões são escuras, de formato irregular, deprimidas e tendem a provocar podridão seca.

O fungo *Alternaria solani* Sorauer tem sido relatado como o agente causal da pinta preta da batata por inúmeros autores. Porém, a doença também pode estar associada a outras espécies do gênero como: *Alternaria alternata* (Fries) Keissler e *Alternaria grandis* E.G. Simmons. No Brasil, a ocorrência de *A. alternata* é conhecida há algum tempo, porém a de *A. grandis* é mais recente.

As três espécies diferem de forma significativa quanto ao tamanho e morfologia dos conídios. Os conídios de *A. solani* são individuais, ovais, podendo apresentar variações longas, curtas, largas e estreitas. Os conídios com apêndices únicos são longos, ovóides ou elipsóides com comprimento de 109-115 µm e largura entre 18-26 µm e um apêndice de 80-118 µm. Conídios com dois apêndices podem atingir tamanhos de 80-106 µm e 16-21 µm de largura, acrescido de um primeiro apêndice com 58-88 µm de comprimento e um segundo com 64-88 µm. Apresentam coloração palha, parda, marrom-oliváceo ou ouro claro, com 7 a 11 septos transversais e poucos ou nenhum, longitudinais. Os conídios são inseridos em conidióforos septados retos ou sinuosos que ocorrem isolados ou em grupos, com 6 a 10 µm de diâmetro e 100 a 110 µm de comprimento e coloração idêntica aos conídios. *A. alternata* apresenta conídios em forma de clava ou pera, invertidos, ovóides ou elipsóides, formados em longas cadeias catenuladas, com apêndices curtos, cilíndricos ou cônicos, e comprimento inferior a um terço do corpo, possuindo até oito septos transversais e vários longitudinais ou oblíquos. *A. grandis* possui conídios com morfologia

semelhante a *A. solani*, porém com dimensões 50 a 100 % maiores. Os conídios com apêndice único são longos, ovóides ou elipsoides com comprimento de 141-192 µm e largura entre 26-38 µm e um apêndice de 160-200 µm. Conídios com dois apêndices possuem corpos na faixa de 128-198 µm e 24-30 µm de largura, acrescido de um apêndice com 99-160 µm de comprimento e um segundo com 64-88 µm.

Observações de campo têm evidenciado que as epidemias de *A. solani* iniciam-se a partir dos 40 a 45 dias após a emergência, nas folhas mais velhas, evoluindo posteriormente para as mais novas. A doença causada por *A. grandis* tende a ser mais severa e precoce podendo destruir rapidamente toda área foliar. *A. alternata* geralmente é menos agressiva, sendo muitas vezes encontrada em complexo com as outras espécies ou associada a tubérculos.

A ocorrência da pinta preta está associada a temperaturas na faixa de 22 a 32 °C, elevada umidade e alternâncias de períodos secos e úmidos. A doença é mais severa em verões chuvosos, mas também pode ocorrer no inverno, desde que haja condições favoráveis. Plantas sujeitas a desequilíbrios nutricionais, estresses causados por rizoctoniose, viroses, nematoides e pragas ou cultivadas em solos pobres em matéria orgânica são mais suscetíveis à doença.

O gênero *Alternaria* sobrevive entre um cultivo e outro em restos de cultura, em solanáceas suscetíveis ou no solo na forma de micélio, esporos ou clamidósporos. Os conídios caracterizam-se por serem altamente resistentes a baixos níveis de umidade, podendo permanecer viáveis por até dois anos nestas condições. Havendo umidade e calor suficientes, os conídios germinam e infectam as plantas rapidamente, podendo o fungo penetrar diretamente pela cutícula ou através de estômatos. Após a penetração, os sintomas da doença são evidentes de 4 a 7 dias após o início da infecção.

A disseminação de *Alternaria* spp. ocorre principalmente pelo plantio de sementes infectadas, ação de ventos, água de chuvas e irrigação, circulação de pessoas e equipamentos agrícolas.

Além da batata, esses fungos podem estar associados a outros cultivos como do tomateiro (*Solanum lycopersicum* L.), pimentão (*Capsicum annuum* L.), berinjela (*Solanum melongena* L.), petúnia (*Petunia hybrida* Hort.), tabaco (*Nicotiana tabacum* L.) e plantas invasoras como: maria-pretinha (*Solanum americanum* L.), fisális (*Physalis* spp.), *Solanum* spp., entre outras.

Manejo

Entre os fatores a serem considerados para o manejo da pinta preta destacam-se:

• Local de plantio

Evitar plantios em áreas sujeitas ao acúmulo de umidade, baixa circulação de ar e próximos a cultivos em final de ciclo.

• Plantio de batata-semente sadia

A medida visa atrasar possíveis epidemias e reduz a possibilidade de introdução novas espécies.

• Plantio de cultivares com algum nível de resistência

Resistentes: Ibituaçu, Aracy, Aracy Ruiva, Apuã, Éden, Monte Alegre 172.

Moderadamente resistentes: APTA 16.5, Asterix, Catucha, Cupido, Itararé, Delta, Ágata, Eliza, Novella, APTA 21.54, Baronesa, Baraka, Itararé, Ana, Clara, Cristal, SCS 365 – Cota, BRSIPR, Bel Amorosa, Armada, El Paso, Fontane, Innovator, Maranca, Marlene Sinora.

Moderadamente suscetíveis: Atlantic, Asterix, Monalisa, Melody, Vivaldi, Caesar, Colorado, e APTA 12.5.

Suscetíveis: Achat, Ágata, Almera Arrow, Bintje, Markies, Vivaldi, Mondial.

A suscetibilidade das cultivares à pinta preta pode variar em função das condições climáticas, espécies existente na área, pressão de doença, época de plantio, espaçamento adotado, nutrição das plantas, etc.

• Evitar plantios adensados

Visa principalmente favorecer a circulação de ar entre as plantas, evitar o acúmulo de umidade nas folhas e favorecer a penetração dos fungicidas na massa foliar.

• Adubação equilibrada

Deficiências de nitrogênio causam a senescência prematura das plantas, tornando-as mais suscetíveis à pinta preta. Níveis adequados de nitrogênio,

potássio, magnésio e matéria orgânica no solo aumentam o vigor das plantas e podem reduzir a severidade da doença.

- **Irrigação controlada**

Evitar longos períodos de molhamento foliar é fundamental para o manejo da pinta preta. Para tanto, devem-se: evitar irrigações noturnas ou em finais de tarde; minimizar o tempo e reduzir a frequência das regas em campos com sintomas.

- **Rotação de culturas**

Deve-se evitar o plantio sucessivo de solanáceas na mesma área.

- **Manejo correto das plantas invasoras**

As plantas invasoras dificultam a dissipação da umidade e a circulação de ar na folhagem favorecendo a pinta preta. Cabe destacar que, em alguns casos, essas podem ser hospedeiras alternativas da doença.

- **Fontes de inóculo**

Eliminar restos de cultura, tubérculos remanescentes, plantas voluntárias, hospedeiros alternativos, tubérculos doentes e descartados durante o processo de lavagem e classificação.

- **Aplicação de fungicidas registrados (Quadro 2)**

- **Implementos**

Realizar a lavagem e desinfestação de máquinas, implementos e ferramentas utilizadas em áreas infestadas.

- **Vistoria dos campos de produção**

Deve-se acompanhar todo processo produtivo com o objetivo de identificar possíveis focos da doença e agilizar a tomada de decisões.

- **Armazenamento**

Promover condições adequadas de temperatura, umidade, circulação de ar e higiene durante o armazenamento de batata-semente e tubérculos.

2. Doenças causadas por patógenos de solo

2.1. Rizoctoniose, Crosta Negra – *Rhizoctonia solani* J.G. Kuhn

A rizoctoniose ou crosta negra é uma doença de ocorrência generalizada, principalmente em áreas intensamente cultivadas.

Em hastes jovens, os sintomas são caracterizados por lesões castanho-avermelhadas, alongadas, aneladas que podem ou não estar associadas ao seu estrangulamento (**Figura 42**). Germinação lenta; redução do estande; crescimento desigual; desenvolvimento limitado das plantas; amarelecimento; enrolamento de folhas; emissão de tubérculos aéreos; tubérculos pequenos, deformados, partidos, enrugados; e associados a escleródios, também são sintomas relacionados à doença (**Figuras 43 e 44**). O termo crosta negra refere-se aos escleródios que se formam e permanecem aderidos à superfície do tubérculo. Esses possuem coloração marrom escura a negra, apresentam tamanhos e formatos variáveis e são formados pelo enovelamento do micélio do fungo (**Figura 45**).

Rhizoctonia solani possui hifas septadas, micélio marrom a ocre, com a presença de ramificação lateral em ângulo reto (**Figura 46**). Os principais grupos de anastomose do fungo encontrados em batata são o 3 e 4 (AG-3 e AG-4).

A doença é favorecida por solos argilosos, frios, úmidos, mal drenados, matéria orgânica mal decomposta, plantios profundos e temperaturas entre 18 e 22 °C. As fases de maior suscetibilidade à doença estendem-se da germinação até a amontoa, porém, o fungo também pode afetar as brotações de batatas-sementes armazenadas.

O fungo pode sobreviver no solo por longos períodos, mantendo-se na forma de escleródios ou micélio colonizando restos de cultura.

Além das culturas citadas anteriormente, os grupos de anastomose de *R. solani*, associados à cultura da batata, podem afetar também plantas invasoras como: joá-de-capote (*Nicandra physaloides* L.), beldroega (*Portulaca oleracea* L.), caruru (*Amaranthus deflexus* L.) e maria-pretinha (*Solanum americanum* L.).

Manejo

Entre os fatores a serem considerados para o manejo da rizoctoniose destacam-se:

- **Plantio de sementes saudáveis**

A medida visa impedir a introdução do patógeno em áreas livres.

- **Local de plantio**

Evitar o plantio em áreas de baixada, solos pesados e sujeitos ao acúmulo de umidade.

- **Preparo do solo**

A eliminação de “pés de grade” facilita a penetração e o escoamento da água e evita o acúmulo de umidade nas camadas superficiais do solo

- **Plantio raso**

Em áreas com histórico da doença deve-se realizar o plantio entre 5 e 7cm de profundidade para favorecer a rápida emergência das plantas.

- **Plantio de cultivares com algum nível de resistência**

As cultivares Bailla, Chipie, Colorado, Gredine, Opaline, Soleia e Innovator são consideradas tolerantes à doença.

- **Adubação equilibrada**

Excesso de nitrogênio deve ser evitado por tornar as hastes mais tenras e vulneráveis à doença. Níveis adequados de fósforo, cálcio e potássio podem reduzir o problema.

- **Manejo adequado da irrigação**

A medida visa principalmente evitar o acúmulo de umidade no solo, condição propícia a doença. Em situações críticas recomenda-se reduzir o volume e frequência das regas.

- **Rotação de culturas**

Deve ser realizada com gramíneas (milho, trigo, cevada, pasto) por 2 a 3 anos para redução do inóculo na área.

- **Tratos culturais**

Devem-se evitar ferimentos durante a amontoa e demais tratos culturais, pois esses podem ser portas de entrada para o agente causal.

- **Fontes de inoculo**

Eliminar e destruir restos culturais, plantas voluntárias, hospedeiros alternativos, tubérculos doentes e descartados durante a lavagem e classificação.

- **Circulação de máquinas e pessoas**

Recomenda-se limitar a circulação de máquinas e pessoas provenientes de áreas infestadas com o objetivo de dificultar a disseminação da doença na propriedade.

- **Implementos**

Realizar a lavagem e desinfestação de máquinas, implementos, ferramentas, botas e caixas utilizadas em áreas infestadas.

- **Fungicidas**

Fungicidas registrados podem ser utilizados no tratamento de sementes e aplicados no sulco de plantio e/ou amontoa (**Quadro 3**).

2.2. Sarna Prateada – *Helminthosporium solani* Durieu & Mont.

A doença pode afetar os tubérculos no campo ou no armazenamento, provocando o aparecimento de manchas claras que ao evoluírem apresentam um aspecto circular, escuro e indefinido (**Figura 47**). Posteriormente, os tubérculos apresentam menor peso e enrugamento superficial devido à perda de água. A casca apresenta-se alterada, com aspecto seco, áspero e brilho prateado, principalmente quando úmida ou molhada. Quando a colheita é realizada em condições de alta umidade, as manchas podem apresentar-se recobertas por conidióforos e conídios do fungo. No armazenamento em câmaras frias, a doença causa a desidratação de tubérculos e pode estar associada a outros patógenos dos gêneros *Fusarium*, *Pectobacterium* e *Dikeya*.

Causada pelo fungo *H. solani* esse se caracteriza por possuir micélio hialino, septado, ramificado conidióforos simples e conídios marrom escuros com um ortossepto.

A sarna prateada afeta apenas tubérculos, não ocorrendo em outros órgãos aéreos ou subterrâneos da planta. A doença raramente interfere na produtividade, porém pode afetar de forma significativa o valor comercial dos tubérculos.

A sarna prateada é transmitida principalmente por batatas-semente infectadas, sendo frequente sua presença em sementes importadas. A doença é favorecida por temperatura e umidade elevadas. O fungo penetra nos tubérculos pelas lenticelas ou pela epiderme, antes da colheita, e continua seu desenvolvimento durante o armazenamento. A doença pode ser intensificada pelo atraso na colheita.

Manejo

Entre os fatores a serem considerados para o manejo da sarna prateada destacam-se:

- **Plantio de batata-semente sadia**

A medida visa impedir a introdução do patógeno em áreas livres.

- **Preparo correto do solo**

Visa evitar a compactação e o acúmulo de umidade nas camadas superficiais do solo.

- **Evitar o plantio de sementes úmidas**

Após a retirada da câmara fria, deixar os tubérculos secando em ambiente com baixa umidade antes do plantio.

- **Rotação de culturas**

Evitar o plantio sucessivo de batata na mesma área com o objetivo de reduzir o inóculo na área.

- **Fontes de inóculo**

Eliminar e destruir restos de cultura, tubérculos remanescentes, plantas voluntárias, tubérculos doentes e descartados durante o processo de lavagem e classificação.

- **Circulação de máquinas e pessoas**

Recomenda-se limitar a circulação de máquinas e pessoas provenientes de áreas infestadas com o objetivo de dificultar a disseminação da doença na propriedade.

• Implementos

Realizar a lavagem e desinfestação de máquinas, implementos e ferramentas utilizadas em áreas infestadas.

• Colheita

A colheita deve ser realizada logo após a secagem das ramas e o completo amadurecimento dos tubérculos. Deve-se evitar ainda que ela ocorra em períodos de elevadas temperaturas e umidade e que ocorram ferimentos nos tubérculos durante o processo.

• Armazenamento

Promover condições adequadas de temperatura, umidade, circulação de ar e higiene durante o armazenamento de batata-semente e tubérculos.

2.3 Sarna Pulverulenta – *Spongospora subterranea* (Wallr.) Lagerh

Causada por *S. subterranea*, a sarna pulverulenta afeta a estética dos tubérculos reduzindo seu valor comercial ou tornando-os inviáveis para o mercado.

Os sintomas iniciais da doença manifestam-se através de pequenas manchas de cor clara na superfície do tubérculo. Em seguida, estas se convertem em pústulas abertas, escuras, arredondadas e com bordas irregulares compostas por fragmentos da epiderme (**Figura 48**). Os centros das lesões são deprimidos, apresentando tecidos irregulares e esponjosos. Nas raízes, formam-se galhas escuras e enrugadas que reduzem o vigor das plantas. Associados às lesões encontram-se zoósporos e cistossoros do agente causal. Os zoósporos são esporos flagelados que se movimentam na água e são responsáveis pelo processo de infecção. Os cistossoros são estruturas de resistência que permitem o patógeno sobreviver no solo por períodos de 3 a 10 anos e são facilmente disseminados por tubérculos, solo aderido a implementos, botas, etc. (**Figura 49**).

As lesões causadas pela doença favorecem a entrada de outros agentes causadores de podridões como *Fusarium* spp., *Pectobacterium* spp. e *Dickeya* spp. que podem dificultar o diagnóstico.

A sarna pulverulenta é favorecida por altos teores de umidade no solo, temperaturas na faixa de 11 a 18 °C e pH do solo entre 4,7 a 7,6. A cultura da batata é mais suscetível à doença no período de três a quatro semanas após a

iniciação da tuberização. A doença é típica de climas temperados, subtropicais e tropicais de altitude, podendo ser limitante em condições de baixas temperaturas e umidade elevada. Não se conhece cultivares resistentes à doença.

Entre os hospedeiros de *S. subterrânea* destacam-se o tomate, o pimentão, o nabo, a canola e plantas invasoras como maria-pretinha (*Solanum americanum*) e figueira-do-inferno (*Datura stramonium*).

Manejo

Entre os fatores a serem considerados para o manejo da sarna pulverulenta destacam-se:

• Local de plantio

Evitar o plantio em solos úmidos, pesados e áreas com histórico recente da doença.

• Plantio de batata-semente sadia

A exclusão é a medida mais importante para evitar a entrada e a disseminação da doença na propriedade.

• Preparo correto do solo

Realizar o plantio em solos leves e livres do acúmulo de umidade.

• Irrigação controlada

Evitar altos níveis de umidade nos primeiros 50 dias do ciclo. Em condições extremas, a irrigação deve ser suspensa para evitar a disseminação do agente causal.

• Rotação de cultura

Visa reduzir o inóculo em áreas com histórico da doença.

• Adubação equilibrada

A adição de fontes de enxofre e zinco no solo pode reduzir a severidade da doença.

- **Fontes de inóculo**

Eliminar e destruir restos de cultura, tubérculos remanescentes, plantas voluntárias, tubérculos doentes e descartados durante o processo de lavagem e classificação.

- **Fungicidas**

Aplicar fungicida registrado em dose única no sulco de plantio ou parcelada no plantio e no colo da planta antes da amontoa (Quadro3).

- **Implementos**

Realizar a lavagem e desinfestação de máquinas, implementos e ferramentas utilizadas áreas infestadas.

- **Colheita**

Evitar ferimentos aos tubérculos durante a colheita.

- **Armazenamento**

Promover condições adequadas de temperatura, umidade, circulação de ar e higiene durante o armazenamento de batata-semente e tubérculos.

2.4. Murcha de Fusarium e Podridão Seca – *Fusarium* spp.

Várias espécies do gênero *Fusarium* podem estar relacionadas à cultura da batata causando prejuízos no campo e durante o armazenamento.

A murcha de Fusarium pode estar associada às espécies *Fusarium solani* (Mart.) Sacc., *Fusarium avenaceum* (Fr. : Fr.) Sacc., *Fusarium solani* f. sp. *eumartii* (C.W. Carp.) W.C. Snyder & H.N. Hansen e *Fusarium oxysporum* f. sp. *tuberosi* Snyder *et* Hansen. A doença é caracterizada pela murcha progressiva das plantas; escurecimento externo das hastes e descoloração dos tecidos vasculares de hastes e tubérculos (**Figura 50**). Clorose, bronzeamento das folhas, formação de tubérculos aéreos e escurecimento das gemas (olhos negros) também são sintomas típicos da doença.

A doença é favorecida por temperaturas ao redor de 25 °C, umidade relativa em torno de 60-75% e solos ácidos. Plantio em solos infestados, ferimentos em sementes e plantas durante o cultivo, e armazenamento inadequado dos tubérculos favorecem a infecção.

O gênero *Fusarium* possui micélio vigoroso que pode variar do branco ao roxo, apresenta hifas septadas e produz macro e microconídios curvos, fusiformes, septados ou não. A sua disseminação ocorre principalmente através de batatas-sementes infectadas, máquinas, implementos, ferramentas e botas contaminadas.

A podridão seca de tubérculos é observada durante o armazenamento e está associada principalmente às espécies *F. solani* e *F. alvenaceum*. Os sintomas da doença são expressos por lesões e pelo apodrecimento generalizado dos tubérculos, escurecimento dos tecidos internos e presença de bolor branco-rosado sobre as lesões (**Figura 51**). A doença afeta diretamente a aparência dos tubérculos e reduz o rendimento devido o descarte de tubérculos doentes. De maneira geral, a infecção ocorre através de ferimentos na colheita e os sintomas tornam-se evidentes durante o armazenamento. A associação com outros patógenos como *Helminthosporium solani*, *Pectobacterium carotovorum*, *Pectobacterium atrosepticum*, *Dikeya* spp., pode tornar as perdas mais significativas.

Manejo

Entre os fatores a serem considerados para o manejo da murcha de *Fusarium* e podridão seca destacam-se:

- **Plantio de sementes sadias**

A medida visa impedir a introdução dos agentes causais em áreas livres.

- **Local de plantio**

Evitar o plantio em área com histórico recente da doença.

- **Tratamento de sementes com fungicida registrado (Quadro 3).**

- **Adubação equilibrada e pH adequado**

Plantas mal nutridas são mais suscetíveis à doença. Deve-se também evitar o excesso de adubação nitrogenada e corrigir o pH do solo para 6,0 a 6,5.

- **Evitar ferimentos às plantas e tubérculos durante os tratamentos culturais**

A medida visa principalmente evitar o surgimento de portas de entrada para os agentes causais.

- **Irrigação equilibrada**

Plantas de batata ficam mais suscetíveis à doença em condições de estresse hídrico.

- **Circulação de máquinas e pessoas**

Impedir a circulação de máquinas e pessoas provenientes de áreas infestadas.

- **Fontes de inóculo**

Eliminar e destruir restos de cultura, tubérculos remanescentes, plantas voluntárias, tubérculos doentes e descartados durante os processos de lavagem, classificação e armazenamento.

- **Colheita**

Colher tubérculos completamente maduros. Evitar ferimentos nos tubérculos durante a colheita e o armazenamento.

- **Implementos**

Lavar e desinfestar máquinas, implementos, caixas, botas equipamentos de lavagem e classificação.

- **Armazenamento**

Promover condições adequadas de temperatura, umidade, circulação de ar e higiene durante o armazenamento de batata-semente e tubérculos.

2.5. Murcha de *Verticillium* - *Verticillium dahliae* Kleb

No Brasil, a murcha de *Verticillium* é uma doença esporádica na cultura da batata. Causada pela espécie *V. dahliae*, a doença causa amarelecimento e seca de folhas e folíolos, murcha, escurecimento dos vasos condutores e, em alguns casos, necroses em hastes (**Figura 52**). Tubérculos afetados podem apresentar descoloração vascular castanha semelhante às hastes.

Verticillium dahliae é um fungo polífago que pode parasitar mais de 400 hospedeiros incluindo espécies herbáceas anuais (hortaliças, ornamentais, cereais, etc.) e perenes (frutíferas, florestais, etc.). Apresenta micélio hialino septado e ramificado, conídios simples unicelulares ovais e hialinos. Pode sobreviver por longos períodos no solo associado à matéria orgânica ou através de

estruturas de resistência denominadas microescleródios. A sua disseminação ocorre principalmente através de sementes infectadas, máquinas, implementos, ferramentas e botas contaminadas.

A doença é favorecida por temperaturas que variam de 21 a 28 °C e alta umidade do solo. Esta pode ocorrer isolada ou em complexo com outras doenças como canela preta, murcha de *Fusarium* e nematoides. Os ferimentos causados por nematoides no sistema radicular e tubérculos podem aumentar a incidência e severidade da doença.

Manejo

Entre os fatores a serem considerados para o manejo da murcha *Verticillium* destacam-se:

- **Uso de sementes sadia**

A medida visa impedir a introdução do agente causal em áreas livres.

- **Rotação de culturas**

Plantio de gramíneas (milho, trigo, pasto, etc.) por 3 a 4 anos é recomendado para reduzir o inóculo na área.

- **Adubação equilibrada**

O uso de nitrogênio amoniacal e níveis adequados de manganês, cobre e zinco podem reduzir a doença.

- **Irrigação**

Evitar irrigações excessivas com o objetivo de reduzir o acúmulo de umidade no solo.

- **Tratos culturais**

Devem-se evitar injúrias às plantas e tubérculos durante os tratos culturais e colheita, respectivamente.

- **Manejo adequado dos nematoides**

A prática visa evitar ferimentos ao sistema radicular e tubérculos que possam favorecer a penetração do agente causal.

• Fontes de inóculo

Eliminar restos de cultura, tubérculos remanescentes, plantas voluntárias, tubérculos doentes e hospedeiras alternativas como figueira-do-inferno (*Datura stramonium*), maria-pretinha (*Solanum americanum*), fisális (*Physalis* sp.), joá-vermelho (*Solanum incarceratum*), jurubeba (*Solanum paniculatum*).

• Implementos

Lavar e desinsfestar equipamentos e implementos utilizados em áreas infestadas.

2.6. Mofo Branco – *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary

O mofo branco ocorre principalmente em áreas intensamente cultivadas e sujeitas à alta umidade do solo e temperaturas amenas. A doença encontra as condições favoráveis para o seu desenvolvimento nas safras de inverno, sendo frequente a sua ocorrência em áreas de pivô central infestadas.

Os sintomas da doença se caracterizam por lesões úmidas, recobertas de micélio branco e escleródios negros que afetam folhas e hastes. Nas hastes, as lesões tendem a se anelar, culminando com a sua murcha e morte. A doença causa também a destruição da medula interna do caule que se torna parda e repleta de escleródios negros no seu interior.

Os escleródios são estruturas de resistência que podem germinar e produzir micélio ou apotécios. O micélio é produzido em condições de alta umidade e temperaturas na faixa de 21 a 25 °C. O micélio cresce na superfície do solo, colonizando inicialmente folhas senescentes próximas do solo e, em seguida, tecidos saudáveis. Os apotécios são produzidos em condições de alta umidade e temperaturas em torno de 11 a 20 °C. Estes liberam os ascósporos que, uma vez ejetados, atingem e infectam a parte aérea das plantas. Os escleródios podem sobreviver no solo por períodos de 6 a 8 anos.

S. sclerotiorum tem um amplo círculo de plantas hospedeiras, sendo relatada em mais de 350 espécies.

Manejo

Entre os fatores a serem considerados para o manejo do mofo branco destacam-se:

- **Local de plantio**

Evitar o plantio em áreas com histórico recente da doença.

- **Preparo do solo**

Preparo adequado do solo de forma a evitar a formação de pés-de-grade que favoreçam o acúmulo de umidade nas camadas superficiais do solo.

- **Cultivares**

O plantio de cultivares com menor desenvolvimento vegetativo e menor acamamento, aliado a espaçamentos maiores, favorece a circulação de ar entre as plantas e reduz o acúmulo de umidade na folhagem contribuindo para microclima menos favorável para a doença.

- **Rotação de culturas**

Cultivos intercalares com gramíneas por, no mínimo, 4 a 6 anos é fundamental para reduzir o inóculo na área. No período deve-se evitar o plantio de espécies suscetíveis como feijão, tomate, soja, girassol, entre outras.

- **Irrigação controlada**

Em períodos críticos as regas devem ser reduzidas ou suprimidas.

- **Adubação equilibrada**

A doença é favorecida pelo excesso de adubação nitrogenada. Níveis adequados de fósforo, cálcio, potássio e silício podem reduzir a doença

- **Aplicação de fungicidas registrados (Quadro 3).**

- **Fontes de inóculo**

Eliminar e destruir restos de culturas infestados.

- **Implementos**

Impedir o tráfego de implementos e pessoas provenientes de áreas infestadas. Lavar e desinfestar máquinas, implementos, botas, etc.

2.7. Podridão Aquosa - *Globisporangium* spp. (Sin. *Pythium* spp.)

A podridão aquosa pode estar associada às espécies *Globisporangium ultimum* (Trow) Uzuhashi, Tojo & Kakish (*Pythium ultimum* Trow);

Globisporangium splendens (Hans Braun) Uzuhashi, Tojo & Kakish. (Sin. *Pythium splendens* Hans Braun), *Globisporangium sylvaticum* (W.A. Campb. & F.F. Hendrix) Uzuhashi, Tojo & Kakish. (Sin. *Pythium sylvaticum* W.A. Campb. & F.F. Hendrix), *Pythium aphanidermatum* (Edson) Fitzp. e *Pythium deliense* Meurs.

No Brasil, a doença foi observada pela primeira vez no estado de São Paulo em 2006.

Os sintomas iniciais são caracterizados por pequenas lesões escuras que se observam sobre a superfície dos tubérculos. Os tubérculos afetados podem apresentar apodrecimento generalizado e eliminar um vazamento aquoso geralmente sem odor fétido. Os tubérculos infectados, quando cortados, assumem rapidamente uma coloração negra (**Figura 53**). A doença pode ainda gerar estandes irregulares devido à baixa emergência e em algumas circunstâncias causar a murcha de plantas no campo.

A podridão aquosa é transmitida principalmente por batata-semente infectada.

A doença está sempre associada a temperaturas de 25 a 30 °C e alta umidade próximas à colheita.

Globisporangium spp. pode sobreviver no solo por longos períodos, graças à produção de esporos de resistência, denominados oósporos.

Manejo

Entre os fatores a serem considerados para o manejo da podridão aquosa destacam-se:

• Plantio de sementes sadias

A prática visa impedir a introdução e disseminação do agente causal em áreas livres.

• Local de plantio

Plantio em áreas drenadas, livres de pé-de-grade e não sujeitas ao acúmulo de umidade.

• Adubação equilibrada

Monitorar a adubação nitrogenada para evitar o crescimento vegetativo excessivo.

- **Irrigação equilibrada**

Evitar regas excessivas principalmente nas semanas que antecedem a colheita.

- **Rotação de culturas**

Deve-se evitar o plantio de batata por, no mínimo, 4 anos para redução do inóculo na área.

- **Fontes de inóculo**

Os tubérculos doentes, remanescentes, plantas voluntárias e restos culturais devem ser eliminados e destruídos.

- **Implementos**

Impedir o tráfego de implementos e pessoas provenientes de áreas infestadas. Lavar e desinfestar máquinas, ferramentas, implementos, botas, etc.

- **Colheita**

A colheita não deve ser realizada em dias muito quentes e os tubérculos não devem ficar expostos ao sol por muito tempo antes do armazenamento. Recomenda-se também evitar ferimentos durante a colheita, classificação e transporte.

- **Pós-colheita**

Lavar e desinfestar caixas, equipamentos de lavagem e classificação. Promover condições adequadas de temperatura, umidade, circulação de ar e higiene durante o armazenamento de batata-semente e tubérculos.

2.8. Olho pardo – *Calonectria brassicae* (Pam war & Bohra) Lombard, M.J. Wingf. & Crous.

O olho pardo é causado pelo fungo *C. brassicae* (Sin. *Cylindrocladium clavatum* Hodges & L.C. May) e caracteriza-se por afetar apenas os tubérculos. As lesões são irregulares, levemente depressivas e de coloração parda a negra (**Figura 54**). No centro das lesões pode ser mais claro e pode estar recoberto por conídios e conidióforos do fungo (**Figura 55**).

A doença é observada com maior frequência em solos de cerrado, principalmente em áreas anteriormente cultivadas com soja, amendoim, ervilha e soja, que também são hospedeiras do patógeno.

A doença é favorecida por temperaturas ao redor de 25°C e alta umidade. O processo infeccioso ocorre no campo, porém os sintomas, na maioria das vezes, são observados somente na pós-colheita. A associação do olho pardo com outros patógenos como *Helminthosporium solani*, *Fusarium* spp, *Pectobacterium* spp e *Dikeya* spp, pode causar perdas significativas durante o armazenamento e a comercialização.

Manejo

Entre os fatores a serem considerados para o manejo do olho pardo destacam-se:

- **Plantio de sementes sadias**

A medida visa impedir a disseminação do agente causal em áreas livres.

- **Local de plantio**

Evitar o plantio em área com histórico recente da doença.

- **Rotação de culturas**

Plantio de gramíneas (milho, trigo, pasto, etc.) por 3 a 4 anos é recomendado para reduzir o inóculo na área.

- **Fontes de inóculo**

Eliminar restos de cultura, tubérculos remanescentes, plantas voluntárias e tubérculos doentes.

- **Implementos**

Impedir o tráfego de implementos e pessoas provenientes de áreas infestadas. Lavar e desinfestar máquinas, ferramentas, implementos, botas, etc.

- **Colheita**

Colher tubérculos com a pele firme. Evitar ferimento dos tubérculos durante a colheita, transporte e armazenamento. Lavar e desinfestar caixas, equipamentos de lavagem e classificação.

- **Armazenamento**

Promover condições adequadas de temperatura, umidade, circulação de ar e higiene durante o armazenamento de batata-semente e tubérculos.

Fungicidas na Cultura da Batata

Os fungicidas desempenham papel decisivo no manejo de doenças fúngicas na cultura da batata em sistemas de produção integrada. Estes podem ser utilizados no tratamento de sementes, em pulverizações foliares, no tratamento de sulcos de plantio, ou de hastes antes da amontoa.

As estratégias de controle com fungicidas têm o objetivo de prevenir ou reduzir a ocorrência de doenças no campo. Para isso é necessário que se conheça detalhadamente o potencial de controle desses produtos para que eles possam alcançar os melhores níveis de controle em programas de aplicação ou sistemas de previsão de doenças. Variáveis como: suscetibilidade das cultivares, pressão de doença, condições meteorológicas, escolha do produto, estágio fenológico da cultura, número e intervalo entre aplicações e momento oportuno para o tratamento podem influenciar diretamente a eficiência de um fungicida.

O controle químico na cultura da batata concretizou-se com o surgimento da calda bordalesa no final do século XIX. A possibilidade de combater a requeima e assegurar a produção permitiu que o uso de fungicidas fosse amplamente aceito em todo mundo.

Ao longo do último século grandes avanços têm sido obtidos pela proteção química com o objetivo de assegurar a produtividade, a qualidade e reduzir o impacto ambiental. Inovação e diversidade na pesquisa e desenvolvimento de novos fungicidas têm proposto produtos cada vez mais seletivos, efetivos em doses baixas e com modos distintos de ação. Esses se caracterizam por possuir ação rápida; alto potencial protetor; resistência à ocorrência de precipitações; maior ação residual; e menor risco de selecionar raças resistentes.

No Brasil, o controle da requeima tem sido realizado basicamente com fungicidas à base de metalaxil-M, dimetomorfe, cimoxanil, famoxadona e fluazinam, ao passo que a pinta preta com tebuconazol, difenoconazol, iprodiona e algumas estrobilurinas como azoxistrobina, trifloxistrobina, e piraclostrobina. Os fungicidas de contato, pertencentes às classes dos ditiocarbamatos (mancozebe, metiram) e cloronitrilas (clorotalonil), têm sido empregados no controle preventivo das duas doenças, seja em aplicações isoladas ou formulado em mistura com produtos específicos. Nos últimos anos, novos produtos foram introduzidos no mercado brasileiro para o controle da requeima e pinta preta. Novas misturas, mecanismos de ação e características técnicas diferenciadas

abrem diferentes perspectivas para o controle dessas doenças. Entre as opções mais recentes para o controle da requeima destacam-se os fungicidas à base de mandipropamida, fluopicolida, bentiavalicarbe e ciazofamida. Para a pinta preta, a tendência tem sido o desenvolvimento de misturas entre diferentes grupos fungicidas como: estrobilurinasetriazóis (azoxistrobina+difenoconazol, trifloxistrobina+tebuconazol, piraclostrobina+metconazol) e estrobilurina e carboximida (piraclostrobina+boscalida; fluxapiroxade+ piraclostrobina).

Para o controle da rizoctoniose destacam-se, principalmente, os produtos à base de pencicuron, fluodixonil, trifluzamida, flutolanil, fluazinam e procimidona. Além de apresentarem diferentes níveis de mobilidade na planta, esses produtos diferem quanto ao mecanismo de ação, permitindo ao produtor o uso integrado e rotacionado de produtos.

Apenas os fungicidas fluazinam e procimidona apresentam registro para o controle do mofo branco na cultura da batata. Fato semelhante também é observado para controle da sarna pulverulenta e podridão seca, em que apenas fluazinam e tiofanato metílico apresentam registro, respectivamente. Essa situação limita programas de produção integrada e dificulta a sustentabilidade da cultura.

Pesquisas em busca de novos conceitos e alternativas para o controle de doenças têm proposto substâncias capazes de ativar o sistema de defesa latente da planta induzindo-a a resistir ao ataque de patógenos. Enquanto os fungicidas atuam suprimindo o patógeno, os indutores de resistência ativam o sistema de defesa da planta impedindo ou reduzindo o processo infeccioso. O Acibenzolar-s-metílico, registrado para o controle da requeima na cultura da batata, caracteriza-se por atuar no sistema de defesa da planta de forma inespecífica, agindo também no controle da pinta preta e da canela preta.

No Brasil, os fosfitos são registrados como fertilizantes, ou seja, são considerados uma fonte suplementar de fósforo e do elemento combinado. No entanto, esses também podem ter ação direta sobre alguns oomicetos e fungos e/ou induzir a produção de fitoalexinas. Pesquisas sobre a ação de fosfitos no controle de doenças da batata têm provado que esse apresenta ação no controle da requeima, pinta preta, murcha de *Verticillium* e sarna prateada. O uso de indutores em mistura com fungicidas ou associados a programas de aplicação abre perspectivas a um controle conceitualmente mais completo e eficaz.

Modo de ação

Em relação à planta, os fungicidas podem ser classificados:

Os **fungicidas de contato** caracterizam-se por formar uma película protetora na superfície da planta, que impede a penetração do patógeno. São geralmente produtos com múltiplos sítios de ação e amplo espectro, sendo considerados inespecíficos. Eles exigem aplicações periódicas e cobertura de toda parte aérea da planta, uma vez que somente garantem a proteção do local em que foram depositados ou redistribuídos. São produtos que, por permanecerem na superfície foliar, estão mais sujeitos à ação negativa de chuvas e água de irrigação.

Os **fungicidas mesostêmicos** apresentam alta afinidade com a camada cerosa superficial das folhas, podendo se redistribuir na fase de vapor ou ser absorvido pelo tecido, sem, no entanto, apresentar nenhum tipo de movimento na planta.

Os **fungicidas translaminares** caracterizam-se por penetrar e se redistribuir a curtas distâncias no tecido tratado.

Os **fungicidas sistêmicos** apresentam, em geral, características semelhantes aos fungicidas translaminares. No entanto, distinguem-se pelo fato de serem translocados pelo sistema vascular e se distribuírem na planta, no sentido acropetal (de baixo para cima). Apresentam rápida absorção e períodos de maiores de proteção, fato condicionado por fatores como umidade relativa, temperatura, taxa de crescimento das plantas, pressão da doença, etc.

Quanto ao processo infeccioso, os fungicidas podem apresentar:

- **Ação protetora:** Essa é expressa quando o produto é aplicado antes do patógeno infectar os tecidos da planta.

- **Ação curativa:** Refere-se à capacidade do fungicida em limitar o desenvolvimento do patógeno, quando aplicado no período latente, ou seja, no intervalo entre a penetração e o aparecimento dos primeiros sintomas

- **Ação antiesporulante:** Trata da característica do fungicida em limitar a reprodução ou inviabilizar as estruturas reprodutivas do patógeno.

- **Ação residual:** Refere-se ao período de proteção proporcionado pelo produto após a sua aplicação e pode variar por causa da estabilidade da molécula, tenacidade, crescimento da planta e ocorrência de intempéries.

Os fungicidas mesostêmicos, translaminares e sistêmicos são considerados produtos seletivos, porque, em geral, inibem processos metabólicos específicos inerentes a grupos restritos de fungos. A aderência à superfície foliar ou mobilidade desses produtos nos tecidos da planta permite que eles possuam significativa ação protetora e diferenciados níveis de ação curativa, antiesporulante e resistência às chuvas (**Quadros 1 e 2**).

Quadro 1. Ação protetora, curativa, antiesporulante, período de proteção e resistência a chuva de fungicidas indicados para o controle da requeima da batata

Fungicida	Ação			Residual	Resistência à chuva
	Protetora	Curativa	Antiesporulante		
piraclostrobina+metiram	****	**	***	***	**
dimetomorfe+mancozebe	****	***	***	***	**
dimetomorfe+clorotalonil	****	***	***	****	***
dimetomorfe+ametotradina	****	***	***	****	***
cimoxanil+mancozebe	****	***	***	***	***
cimoxanil+zoxamida	****	***	***	****	***
metalaxil-M+mancozebe	****	****	****	****	****
metalaxil-M+clorotalonil	****	****	****	****	****
benalaxil+clorotalonil	****	****	****	****	****
bentiavalicarbe+fluazinam	****	***	***	****	***
mandipropamida	****	***	***	****	***
mandipropamida+clorotalonil	****	***	***	****	***
famoxadona+cimoxanil	****	***	***	****	***
fenamidona+propamocarbe	****	***	***	****	***
fluopicolida+propamocarbe	****	***	****	****	***
ciazofamida	****	-	-	****	***
fluazinam	****	-	-	***	***
clorotalonil	***	-	-	**	**
mancozebe	***	-	-	**	*

Legenda: **** ótima, *** boa, ** razoável, *fraca. Fontes: Töfoli *et al.* (2012); Töfoli *et al.* (2014)

Quadro 2. Ação protetora, curativa, antiesporulante, período de proteção e resistência a chuva de fungicidas indicados para o controle da pinta preta.

Fungicida	Ação			Período de proteção	Resistência à chuva
	Protetora	Curativa	Antiesporulante		
azoxistrobina	****	***	**	**	***
piraclostrobina+metiram	****	***	**	**	***
azoxistrobina+difenoconazol	****	****	****	****	****
piraclostrobina+metconazol	****	****	****	****	****
trifloxistrobina+tebuconazol	****	****	****	****	****
tebuconazol	****	****	****	***	****
metconazol	****	****	****	***	****
difenoconazol	****	****	****	***	****
boscalida	****	***	***	**	***
boscalida+piraclostrobina	****	***	***	***	***
ciprodinil	****	***	***	**	***
pirimetanil	****	***	***	**	***
famoxadona+mancozebe	***	**	**	***	***
fluazinam	***	*	**	**	***
iprodiona	***	*	**	**	***
clorotalonil	**			*	**
mancozebe	**			*	*

Legenda: **** ótima, *** boa, ** razoável, *fraca. Fontes: Töfoli *et al.* (2012); Töfoli *et al.* (2014)

Fungicidas no controle da requeima

De modo geral, para o controle da requeima da batata recomenda-se o uso inicial e sequenciado de fungicidas de contato a partir da emergência, com posterior uso de produtos mesostêmicos, translaminares e sistêmicos, alternados com produtos de contato. Quando as cultivares são suscetíveis e as condições meteorológicas muito favoráveis, pode-se antecipar as aplicações com fungicidas sistêmicos para estádios mais jovens visando uma maior proteção das plantas (imunização). Em situações críticas pode-se ainda optar por reduzir os intervalos entre as aplicações (**Figura 56**).

Apesar dos fungicidas sistêmicos possuírem ação curativa em relação à requeima, esta é limitada e pouco efetiva em condições de alta pressão de doença. Durante o processo da colonização o patógeno destrói rapidamente os tecidos, impedindo o fluxo e a ação dos fungicidas nas áreas infectadas ou próximas a essas. Por esse motivo, independentemente de se utilizar fungicidas de contato ou móveis no controle da requeima, eles devem ser aplicados sempre de forma preventiva.

Os fungicidas indicados para o controle da requeima da batata encontram-se caracterizados no **Quadro 3**.

Fungicidas no controle da pinta preta

Para o controle da pinta preta (*A. solani*, *A. alternata*), recomenda-se o uso de fungicidas de contato ao longo de todo ciclo da cultura (**Figura 57**). Os fungicidas mesostêmicos, translaminares e sistêmicos podem ser aplicados a partir do início da tuberização, fase em que a planta se torna mais suscetível à doença, ou assim que surjam os primeiros sintomas da doença. A maior severidade observada em campos em que a doença é causada por *A. grandis* torna necessária a antecipação das aplicações com fungicidas móveis na planta para estádios mais jovens da cultura.

Os fungicidas indicados para o controle da pinta preta da batata encontram-se caracterizados no **Quadro 4**.

Fungicidas no controle de doenças fúngicas de solo

O uso de fungicidas no controle da rizoctoniose, murcha de *Fusarium* e sarna pulverulenta pode ser realizado através do tratamento de sementes, aplicação em sulco ou, ainda, antes da amontoa. O tratamento apresenta caráter preventivo e foca diretamente o patógeno presente no solo ou associado à batata-semente.

Em áreas com histórico de mofo branco, a aplicação de fungicidas deve ser iniciada assim que se comece o fechamento da cultura.

Os fungicidas recomendados para o controle de doenças fúngicas de solo encontram-se caracterizados no **Quadro 5**.

Patógenos resistentes a fungicidas

O risco de ocorrência de resistência a fungicidas está diretamente relacionado às características do patógeno e ao mecanismo de ação do fungicida. Patógenos que são policíclicos; que possuem alta dispersão, alto potencial de esporulação, alta recombinação gênica, e linhagens resistentes competitivas são populações que possuem alto risco de ocorrência de resistência. Na cultura da batata, o oomiceto *Phytophthora infestans* é considerado um patógeno com alto risco de desenvolver resistência a mefenoxam e benalaxil (acilalaninas), e com risco médio a baixo para produtos como dimetomorfe, cimoxanil, fenamidona, ciazofamida e propamocarbe. De maneira geral, o gênero *Alternaria* apresenta baixo risco de selecionar raças resistentes, no entanto, cabe destacar que existem relatos da ocorrência de raças resistentes de *Alternaria solani* e *Alternaria*

alternata à estrobilurinas. Os fungicidas que possuem mecanismos específicos de ação são mais vulneráveis à ocorrência de resistência. Tal fato pode trazer graves consequências ao setor produtivo, ao fabricante e à sociedade como um todo. Para evitar o problema recomenda-se que esses fungicidas sejam utilizados de forma alternada ou formulados com produtos inespecíficos; que se evite o uso repetitivo de produtos com o mesmo mecanismo de ação; e que não se faça aplicações curativas em situações de alta pressão de doença.

Uso racional

O uso de fungicidas deve ser realizado dentro de programas de controle integrado e deve seguir todas as recomendações do fabricante quanto à dose, momento oportuno para a aplicação, volume, intervalos, número de pulverizações, uso de equipamento de proteção individual (EPI), intervalo de segurança, armazenamento de produtos e descarte de embalagens.

A pesquisa tem disponibilizado aos produtores sistemas de previsão da requeima e pinta preta. Baseados no monitoramento das condições climáticas, eles visam disciplinar a aplicação de fungicidas em função do ambiente. Entre os existentes para requeima destacam-se o BLITECAST, PROPHY, SIMCAST, Negfry, Wallin, enquanto que para pinta preta há o FAST.

A tecnologia de aplicação de fungicidas é fundamental para que haja sucesso no controle das doenças fúngicas na cultura da batata. Má qualidade na aplicação dos produtos pode comprometer e limitar seriamente a eficácia dos fungicidas. Fatores como: tipo de bicos, volume de aplicação, pressão, altura de barra e velocidade do trator devem ser sempre considerados com o objetivo de proporcionar a melhor cobertura e penetração da calda na folhagem, ou distribuição do tratamento nos sulcos de plantio.

Controle biológico

O controle biológico caracteriza-se pela intervenção de organismos não patogênicos no sitio de infecção, de forma a impedir ou limitar a ação do patógeno, bem como aumentar a resistência do hospedeiro. Na cultura da batata o emprego de *Trichoderma* sp., utilizado no tratamento de sementes, aplicado no sulco de plantio ou no momento da amontoa pode reduzir a severidade de doenças de solo causadas por fungos dos gêneros *Fusarium*, *Sclerotinia*, *Verticillium* e *Rhizoctonia*.

Estudos têm provado também que o uso de *Bacillus subtilis* e *Bacillus pumilus* pode ser efetivo no controle do mofo branco e pinta preta da batata, respectivamente.

O uso de produtos biológico pode ser realizado em sistemas orgânicos e em programas de controle integrado. Para resultados efetivos recomendam-se seguir todas as orientações do fabricante quanto à dose, momento e forma de aplicação, condições climáticas adequadas, etc.

Sistemas orgânicos

Além das práticas culturais abordadas anteriormente (plantio em época menos favorável; uso de cultivares com algum nível de resistência; uso de batatas-semente sadias; escolha correta da área; adubação equilibrada, eliminação de hospedeiros intermediários, rotação de culturas e controle biológico), cabe destacar que alguns sistemas orgânicos permitem o uso de produtos cúpricos como a calda bordalesa. Efetiva para o controle da requeima e pinta preta, ela pode ser fitotóxica à cultura da batata, portanto, deve ser aplicada com critério pelos produtores.

Quadro 3 - Ingrediente ativo, grupo químico, mobilidade, mecanismo de ação e risco de resistência de fungicidas indicados para o controle da requeima da batata.

Ingrediente ativo	Grupo químico	Mobilidade na planta	Mecanismo de ação	Risco de resistência**
mancozebe	cúpricos	contato	múltiplo sítio de ação	baixo
metiram				
oxicloreto de cobre				
hidróxido de cobre				
óxido cuproso				
clorotalonil				
propinebe				
fluazinam			piridinilamina	
zoxamida	benzamida	divisão celular (mitose)		
famoxadona	oxazolidinadiona	mesostêmico	inibição da respiração Complexo III (QoI)	alto
piraclostrobina	estrobilurina			
fenamidona	imidazolinona			
ciazofamida	imidazol		inibição da respiração Complexo III (QiI)	médio a alto
cimoxanil	cianoacetamida	translaminar	desconhecido	baixo a médio
bentiavalicarbe	valinamida		biossíntese de fosfolipídios e deposição da parede celular	médio
dimetomorfe	amida do ácido cinâmico			
mandipropamida	mandelamida		divisão celular (mitose)	
fluopicolida	benzamida			
metalaxil-M	acilalanina	sistêmico	RNA polimerase I	alto
benalaxil			permeabilidade da parede celular	baixo a médio
propamocarbe	carbamato			
acibenzolar-s-metil	benzotiadiazol			Produção de PR proteínas

Fontes: AGROFIT*, FRAC ** 11/07/2016

Quadro 4 - Ingrediente ativo, grupo químico, mobilidade na planta, mecanismo de ação e risco de resistência de fungicidas registrados no Brasil para o controle da pinta preta da batata.

Ingrediente ativo*	Grupo químico	Mobilidade na planta	Mecanismo de ação	Risco de resistência**	
mancozebe	ditiocarbamato	contato	múltiplo sítio de ação	baixo	
metiram					
oxicloreto de cobre	cúprico				
hidróxido de cobre					
óxido cuproso					
clorotalonil	cloronitrila		fosforilação oxidativa		
iminotadina	guanidina				
fluazinam	dinitroanilina				
famoxadona	oxazolidinadiona	mesostêmico	inibição da respiração Complexo III (QoI)	alto	
azoxistrobina	estrobilurina				
trifloxistrobina					
piraclostrobina					
cresoxim metílico			síntese de lipídeos	médio a alto	
iprodiona					
procimidona	dicarboxamida				
ciprodinil	anilinopirimidina	translaminar	biossíntese da metionina	médio	
pirimetanil					
boscalida	carboxamidas		inibição da respiração - Complexo II		
fluxapirroxade					
difenoconazol			inibição da síntese de ergosterol		
tebuconazol	triazol	sistêmico			
metconazol					médio
bromuconazol					
tetraconazol					
flutriafol					

Fontes: AGROFIT*, FRAC ** 11/07/2016

Quadro 5. Ingrediente ativo, alvo, mobilidade, mecanismo de ação e risco de resistência dos fungicidas registrados no Brasil para o controle de doenças fúngicas de solo na cultura da batata.

Ingrediente ativo*	Alvo	Mobilidade na planta	Mecanismo de ação	Risco de resistência**
pencicuron	rizoctoniose	contato	divisão celular	desconhecido
fludioxonil	rizoctoniose		transdução do sinal	baixo a médio
fluazinam	rizoctoniose mofo branco sarna pulverulenta		fosforilação oxidativa	baixo
flutolanil	rizoctoniose	translaminar	inibição da respiração	médio a alto
procimidona	mofo branco rizoctoniose		transdução do sinal	médio a alto
trifluzamida	rizoctoniose	sistêmico	respiração complexo II	médio
Tiofanato metílico	murcha de Fusarium, podridão seca		divisão celular	alto

Fontes: AGROFIT*,FRAC** 11/07/2016

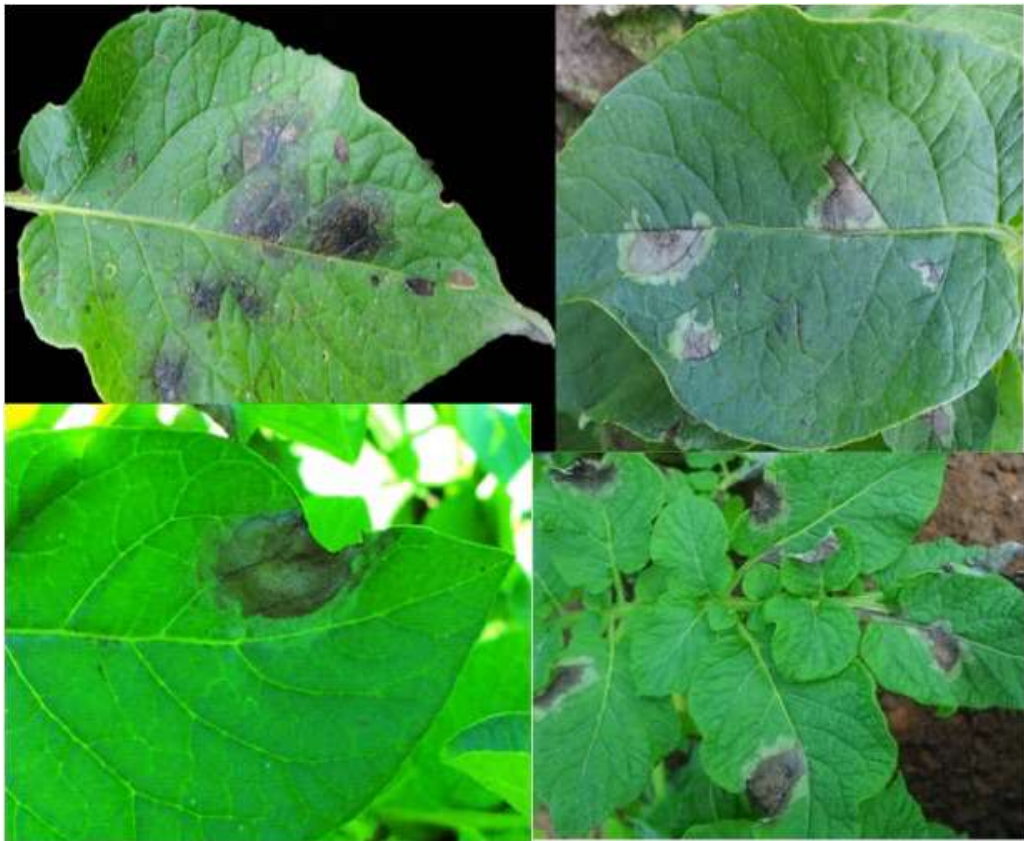
LITERATURA CONSULTADA

- AGRIOS, G.N. Plant pathology. 5. ed. Amsterdam: Elsevier Academic, 2005.
- BOITEUX, L.S.; REIFSCHNEIDER, F.J.B. Potato early blight caused by *Alternaria alternata* in Brasil. Plant Disease, St. Paul, v. 78, n. 1, p. 101, 1994.
- DIAS, J.A.C.; IAMAUTI, M.T. Doenças da Batateira (*Solanum tuberosum*). In: KIMATI, H., AMORIN, L., REZENDE, J.A.M. et al. (Eds.). Manual de Fitopatologia: doenças das plantas cultivadas. 4. ed. São Paulo: Ceres, 2005. p. 119-142. v. 2.
- DUARTE, H.S.S. Resistência de cultivares de batata à requeima. 2009. 49 f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2009.
- FUNGICIDE RESISTANCE ACTION COMMITTEE. FRAC code list 2016: fungicides sorted by mode of action (including FRAC code numbering). Florida, 2016. Disponível em: <http://www.frac.info/docs/default-source/publications/frac-code-list/frac-code-list-2016.pdf?sfvrsn=2>. Acesso em: 10 fev. 2016.
- GOMES, C.B.; SANTANA, F.M.; GARRASTAZU, M.C. et al. Monitoramento e caracterização dos grupos de compatibilidade de *Phytophthora infestans* associados à batata na região Sul do Brasil. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2007.
- RODRIGUES T.T.M.S.; BERBEE M.L.; SIMMONS E.G. et al. First report of *Alternaria tomatophila* and *A. grandis* causing early blight on tomato and potato in Brazil. New Disease Reports, York, v. 22, p. 28. 2010.
- SIMMONS, E. Alternaria: an identification manual. Utrecht: CBS, 2007. (CBS Biodiversity Series, 6)
- STEVENSON, W.; KIRK, W.; ATALLAH, Z.K. Managing foliar disease: early blight, late blight and white mold. In: Johnson D.A. (Ed.). Potato Health Management. St. Paul: APS, 2008. p. 209-222.

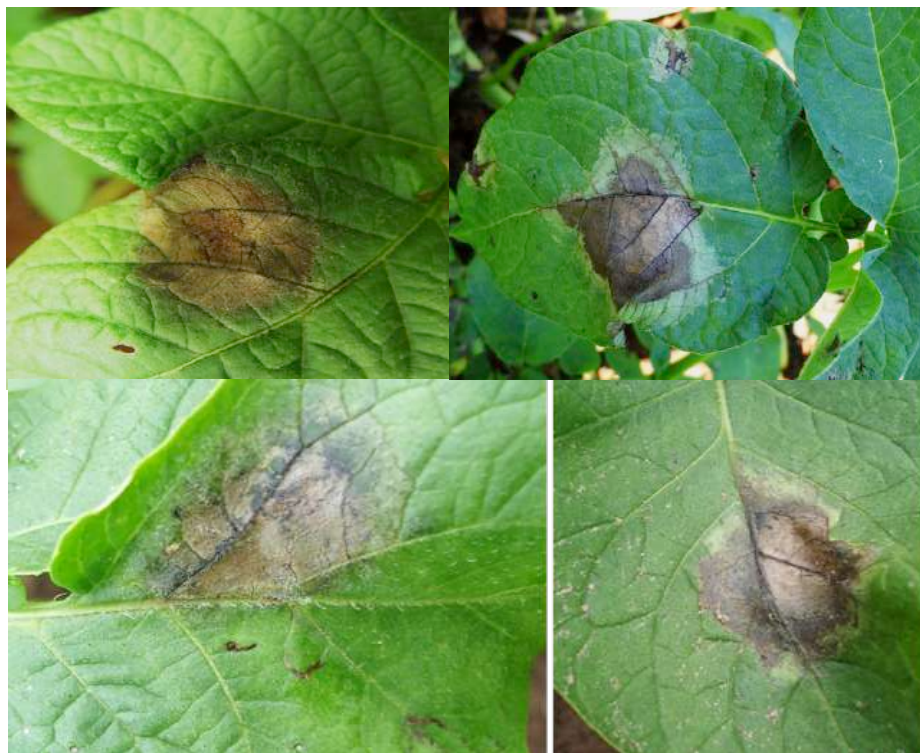
- TÖFOLI, J.G.; DOMINGUES, R.J.; MELO, P.C.T. et al. Efeito de chuva simulada sobre a eficiência de fungicidas no controle da requeima e pinta preta da batata. *Semina: ciências agrárias*, Londrina, v. 35, n. 6, p. 2977-2990, 2014.
- TÖFOLI, J.G.; MELO, P.C.T.; DOMINGUES, R.J. et al. Requeima e pinta preta na cultura da batata: importância, características e manejo sustentável. *O Biológico*, São Paulo, v. 75, n. 1, p. 33-40, 2013.
- TÖFOLI, J.G.; MELO, P.C.T.; DOMINGUES, R.J. et al. Controle da requeima e pinta preta da batata por fungicidas: conceitos, evolução e uso integrado. *O Biológico*, São Paulo, v. 75, n. 1, p. 41-52, 2013.
- TÖFOLI, J.G.; MELO, P.C.T.; DOMINGUES, R.J. Ação protetora, residual, curativa e anti-esporulante de fungicidas no controle da requeima e da pinta preta da batata em condições controladas. *Arquivos do Instituto Biológico*, São Paulo, v. 79, n. 2, p. 209-221, 2012.
- TÖFOLI, J.G.; DOMINGUES, R.J.; FERRARI, J.T.; et al. Doenças fúngicas da cultura da batata: sintomas, etiologia e manejo. *O Biológico*, São Paulo, v. 74, n. 1, p. 63-74, 2012.
- WALE, S.; PLATT, H.W.; CATTILIN, N. *Disease pests and disorders of potatoes*. Amsterdam: Elsevier, 2008.
- ZANOTTA, S.; TÖFOLI, J.G.; SALAS, F.J.S. et al. Ocorrência natural de reprodução sexuada de *Phytophthora infestans* em cultivo de batata no Brasil. *Summa Phytopathologica*, Piracicaba, v. 42, Supl, 2016.



Figuras 1, 2 e 3 - Aspecto destrutivo da requeima (*Phytophthora infestans*) em cultivos de batata.



Figuras 4, 5, 6 e 7 - Sintomas iniciais de requeima em folíolos de batata.



Figuras 8, 9, 10, 11– Sintomas de requeima em folíolos de batata.



Figuras 12, 13, 14, 15, 16, 17 - Sintomas de requeima em folhas.



Figuras 18, 19 e 20 – Detalhe da esporulação de *P. infestans* ao redor das manchas foliares.



Figuras 21, 22 e 23 - Esporulação de *P. infestans* ao redor das manchas foliares.

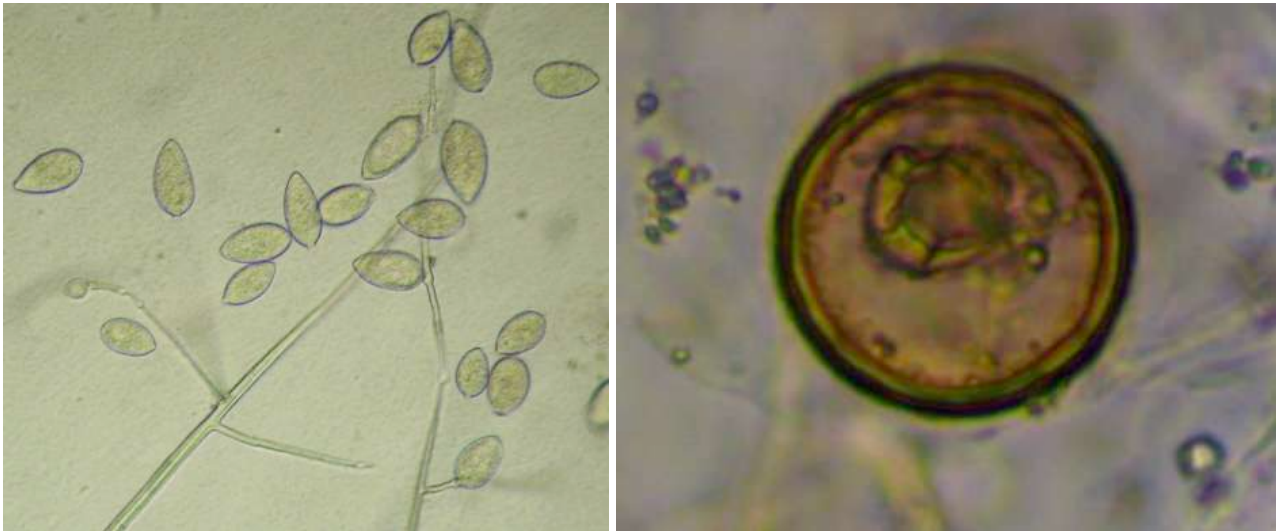


Figura 24 e 25 - Esporângios de *Phytophthora infestans*.

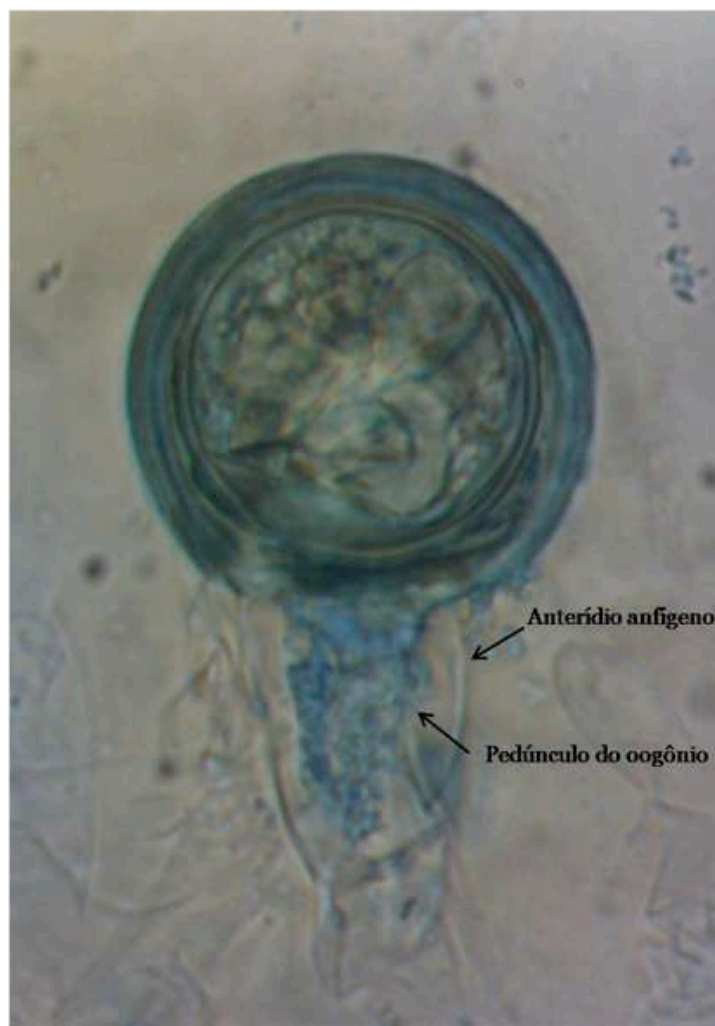


Figura 26 - Pedúnculo do oogônio e anterídio anfigeno de *Phytophthora infestans*.



Figura 27 - Oósporo de *Phytophthora infestans*.



Figuras 28 e 29 – Requeima em brotos.



Figuras 30 e 31 - Haste de batata afetada pela requeima.



Figuras 32 e 33 - Requeima em pecíolo.

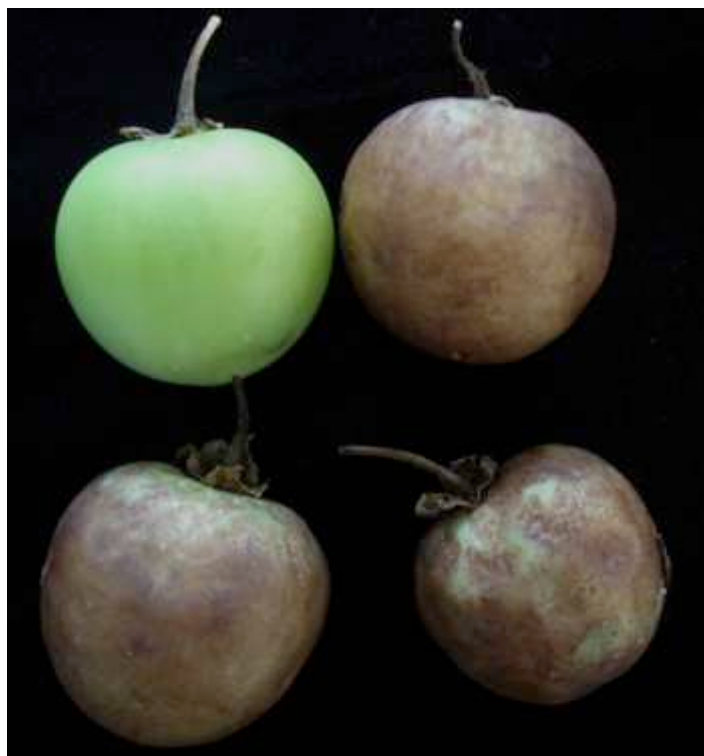


Figura 34 - Fruto sadio e frutos de batata com sintomas de requeima.



Figuras 35, 36, 37, 38, 39, 40 - Pinta preta em folíolo de batata.



Figura 41 - Ataque e desfolha causada pela pinta preta.



Figura 42 - Sintoma de rizoctoniose em haste.



Figura 43 e 44 - Sintomas de tubérculo aéreo causado pela presença de *Rhizoctonia solani*.



Figura 45 - Crosta negra (*Rhizoctonia solani*) em tubérculo.



Figura 46 - Hifas de *Rhizoctonia solani*.



Figura 47 - Sintoma de sarna prateada (*Helminthosporium solani*).



Figura 48 - Sarna pulverulenta (*Spongospora subterranea*) da batata.



Figura 49 - Cistossoro de *Spongospora subterranea*.



Figura 50 - Sintoma de murcha de *Fusarium* em planta de batata.



Figura 51 - Podridão seca em tubérculos (*Fusarium* spp.).



Figura 52 - Escurecimento vascular causado por *Verticillium dahliae* em haste de batata.



Figura 53 - Podridão aquosa (*Globisporagium* spp.).



Figura 54 - Olho pardo (*Calonectria brassicae*) em tubérculo (cv. Agata).



Figura 55 - Conídios de *Calonectria brassicae*.

Figura 56 - Uso de fungicidas no controle da requeima em função da mobilidade na planta e estádios fenológicos da cultura da batata.

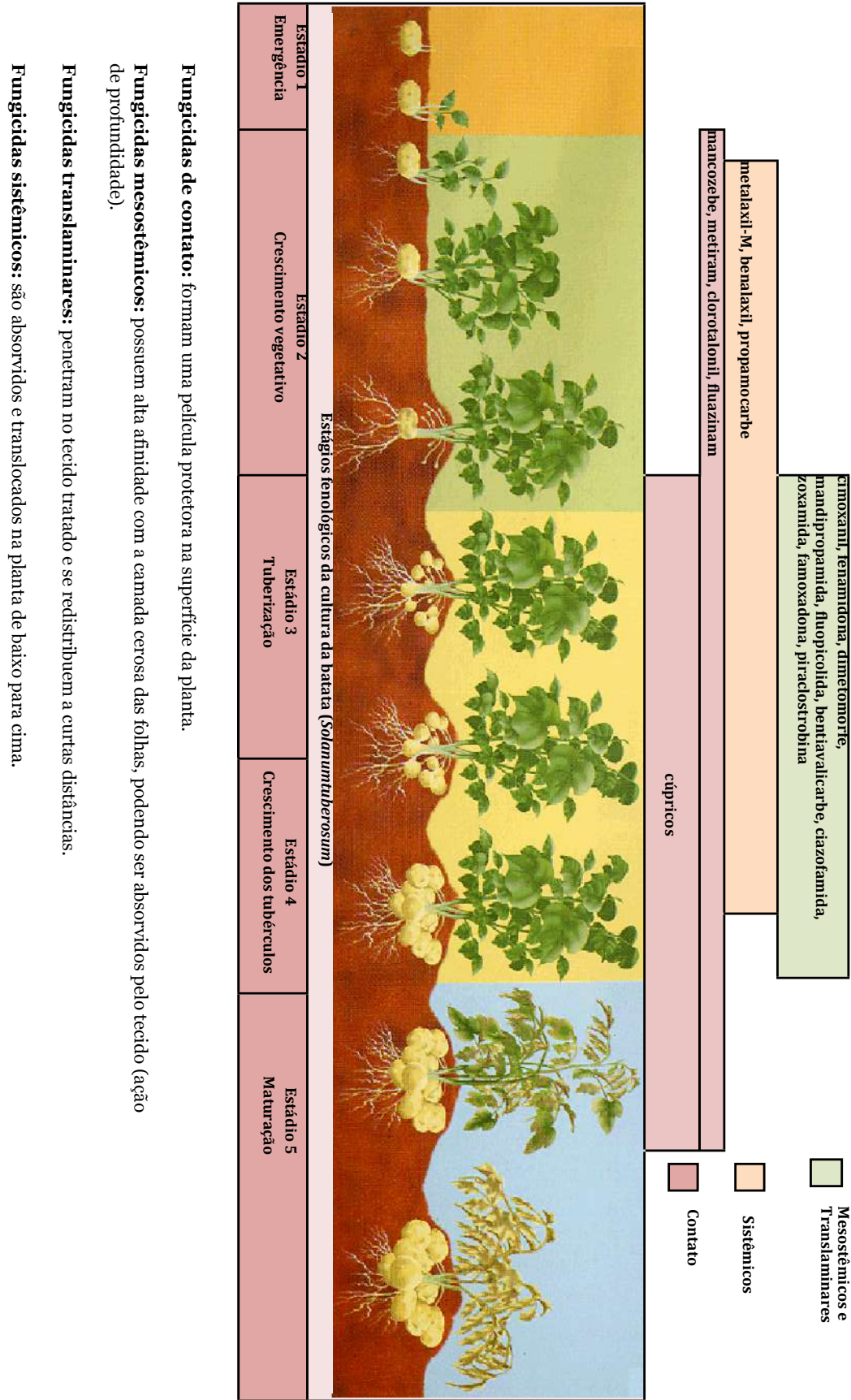
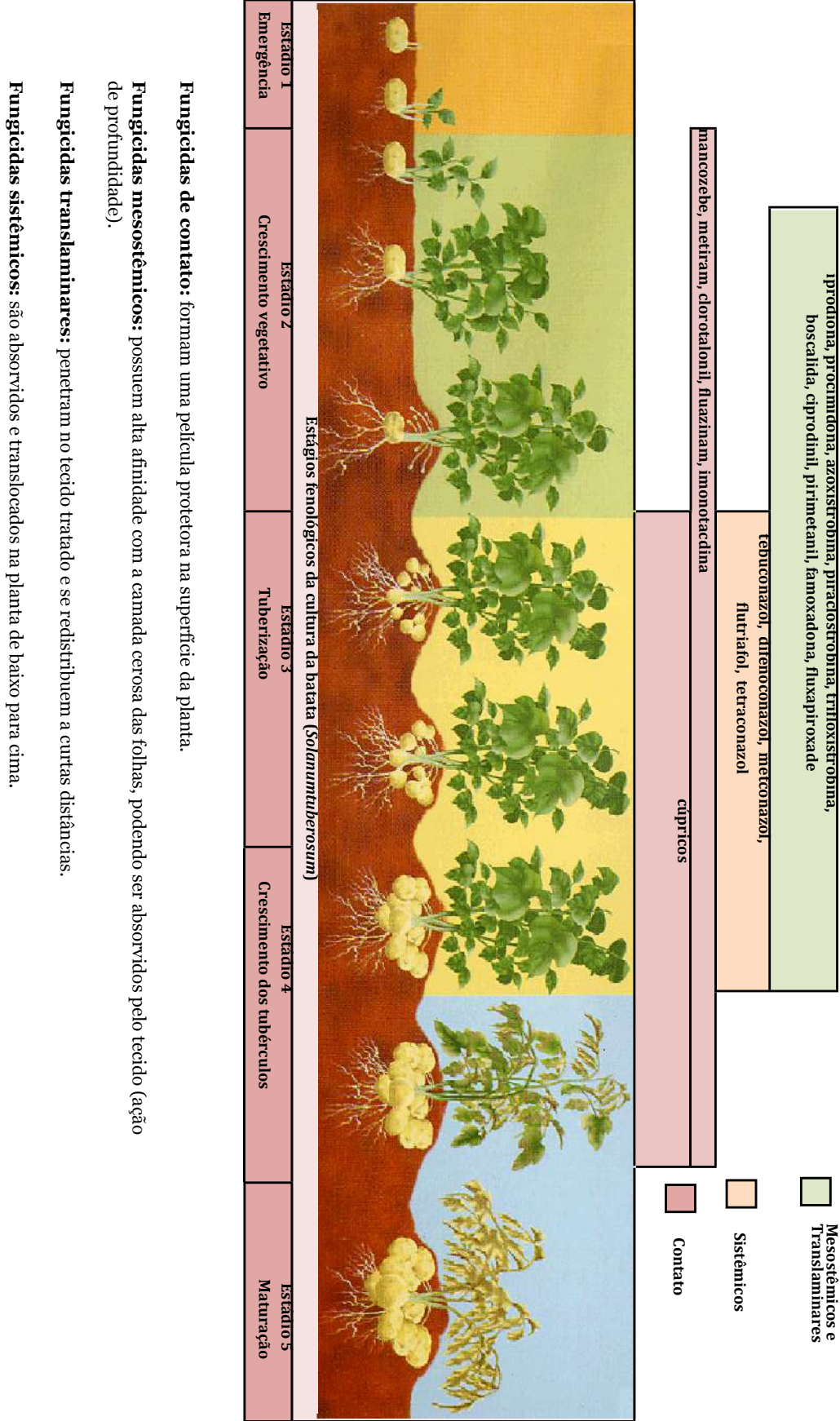
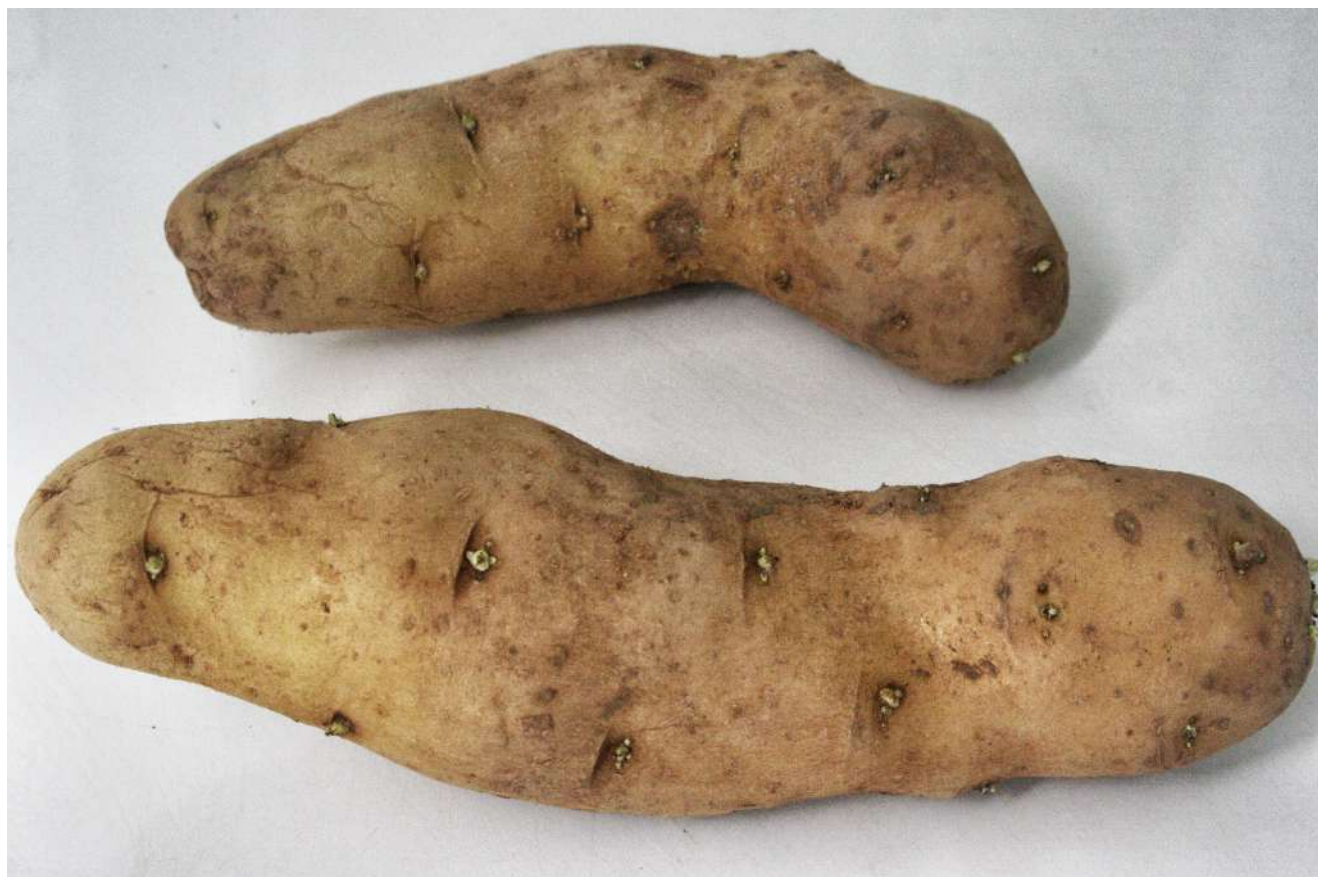


Figura 57 - Uso de fungicidas no controle da pinta preta em função dos estádios fenológicos da cultura da batata.



“TUBÉRCULO AFILADO DA BATATA”: UMA DOENÇA CAUSADA POR VIROIDE

Marcelo Eiras



INTRODUÇÃO

Os viroides são agentes subvirais e os menores fitopatógenos conhecidos. Ao contrário dos vírus de plantas, são desprovidos de proteínas e constituídos de uma única molécula de RNA circular de fita simples com forte estrutura secundária (devido ao pareamento das bases nitrogenadas). Apresentam genoma com tamanhos que oscilam entre 246 e 401 nucleotídeos (dez vezes menores que o genoma do menor vírus conhecido) e não traduzem proteínas, sendo totalmente dependentes de sua interação com fatores da célula hospedeira para completar as etapas de seu ciclo infeccioso. Atualmente, os viroides são classificados em duas famílias, *Pospiviroidae* e *Avsunviroidae*, de acordo com suas propriedades biológicas e moleculares. Na família *Pospiviroidae*, da qual fazem parte os viroides que apresentam uma região central conservada (CCR) e replicação nuclear (por um mecanismo de círculo rolante assimétrico) sem a participação de ribozimas (RNA auto catalíticos), há cinco gêneros (*Pospiviroid*, *Hostuviroid*, *Cocadviroid*, *Apscaviroid*, *Coleviroid*) e cerca de vinte e cinco espécies. Na família *Avsunviroidae* há três gêneros (*Avsunviroid*, *Pelamoviroid* e *Elaviroid*) com um total de quatro espécies descritas até o momento. Em *Avsunviroidae* encontram-se os viroides que se replicam nos cloroplastos e que apresentam atividade ribozimática nos RNA de ambas as polaridades, ou seja, são capazes de auto clivagem durante o processo de replicação, que se dá por um mecanismo de círculo rolante simétrico.

A descoberta dos viroides, há 45 anos, foi consequência dos trabalhos de pesquisa realizados por T.O. Diener para se identificar o agente causal do “afilamento do tubérculo da batata” (ou “tubérculo afilado da batata”, em inglês, “*potato spindle tuber*”). Esta doença, que inicialmente era atribuída a vírus, foi comprovada ser causada por um viroide: o *Potato spindle tuber viroid* (PSTVd), espécie-tipo do gênero *Pospiviroid* que por sua vez é o gênero-tipo da família *Pospiviroidae*. A estrutura secundária da molécula de RNA do PSTVd está representada na **Figura 1**.

O PSTVd, embora ainda não tenha sido descrito ocorrendo naturalmente no Brasil e ser considerado praga quarentenária A1, já foi detectado e interceptado

em batata importada mantida em serviço de quarentena por técnicos da Embrapa, e representa constante ameaça à bataticultura nacional. Este patógeno foi descrito pela primeira vez na América do Norte, mas foi disseminado para outros continentes por meio do intercâmbio de tubérculos (batata-semente) infectados, tendo sido, até o momento, descrito nos seguintes países: Afeganistão, África do Sul, Argentina, Austrália, Canadá, China, Costa Rica, Egito, Estados Unidos, Índia, Japão, Nigéria, Nova Zelândia, Peru, Polônia, Rússia e Ucrânia.

Círculo de hospedeiros, sintomas e danos:

Os sintomas induzidos pelo PSTVd em batata incluem: (i) redução do desenvolvimento e crescimento da planta (nanismo) com consequente redução do tamanho dos tubérculos; (ii) malformações, alterações na coloração, encrespamento das margens e diminuição do tamanho das folhas e folíolos; (iii) pontos necróticos em pecíolos e ramos principais, (iv) afilamento dos tubérculos (**Figura 2**), que podem apresentar pequenos “olhos-superficiais”, os quais evoluem para rachaduras, inviabilizando a comercialização do produto. Os sintomas podem ser intensificados em condições de elevada temperatura e luminosidade, evidenciando um risco ainda maior para as condições tropicais e subtropicais. Vale lembrar que tanto em plantas de batata como em muitas outras espécies hospedeiras, infecções por PSTVd podem ser assintomáticas (infecção latente), o que pode facilitar a difusão desse viroide via trânsito de materiais vegetais infectados.

O círculo de hospedeiros do PSTVd é dependente do seu genoma, ou seja, simples mutações podem alterar tanto a gama de hospedeiros como a severidade dos sintomas. Porém, de uma maneira geral, o PSTVd apresenta amplo círculo de hospedeiros podendo infectar mais de 160 espécies de plantas em pelo menos 13 famílias botânicas, incluindo outras solanáceas de importância econômica como pimentão (*Capsicum annuum*), berinjela (*Solanum melongena*), petúnia (*Petunia* spp.) e o tomateiro (*Solanum lycopersicon*), em que causa doença conhecida por ‘bunchy top’. As perdas causadas pelo PSTVd em plantios de

batata variam de acordo com o isolado (patógeno) e o cultivar (hospedeiro), podendo causar um decréscimo de até 64% no rendimento da cultura.

Transmissão

A via principal de difusão do PSTVd tem sido o intenso intercâmbio internacional de materiais de propagação vegetativa (principalmente tubérculos utilizados como batata-semente) infectados. O PSTVd é facilmente transmitido mecanicamente por meio de ferramentas contaminadas (canivetes e tesouras), normalmente empregadas em sistemas de propagação vegetativa. Além disso, pode também ser transmitido por enxertia, sementes verdadeiras e pólen. A transmissão do PSTVd por afídeos foi relatada em associação com partículas do *Potato leafroll virus*, PLRV (vírus do enrolamento da folha da batata), porém, a importância dessa transmissão é relativa e a epidemiologia, nesse caso específico, é dependente da epidemiologia do vírus.

Controle

Assim como são recomendadas para os vírus, as medidas preventivas são as mais importantes e efetivas para o controle dos viroides. No caso do PSTVd, a utilização de material de propagação vegetativa (batata-semente) sadio é fundamental. Porém, está diretamente associada ao bom desempenho de outras medidas, tais como: (i) redução do trânsito de materiais propagativos a partir de áreas de ocorrência do PSTVd; (ii) programas de indexação e certificação fitossanitária eficientes; (iii) serviços de quarentena bem implementados com métodos de detecção que apresentem elevada especificidade e sensibilidade; (iv) acompanhamento da cultura e eliminação de plantas com sintomas; (v) controle de plantas daninhas, que podem ser hospedeiras alternativas do PSTVd; (vi) desinfecção de ferramentas (canivetes e tesouras de poda) com solução de hipoclorito de sódio 5%.

A resistência genética representa o modo mais efetivo de controle de vírus e também de viroides. Porém, embora fontes de resistência tenham sido identificadas em *Solanum berthaultii*, e tolerância (infecção pelo viroide sem a manifestação de sintomas - latência) tenha sido observada em batata (*S.*

tuberosum), até o momento não há disponível no mercado variedades de batata resistentes ao PSTVd. Entretanto, já foi demonstrado que batatas transgênicas, expressando uma ribozima (do tipo cabeça-de-martelo) que atua em ‘trans’ nas fitas de polaridade negativa do PSTVd (clivando as moléculas de RNA do viroide), comportaram-se como altamente resistentes. Porém, não há no mundo grandes esforços nesse sentido, uma vez que se trata de um patógeno que pode ser contido por meio de outras medidas preventivas de controle.

Métodos de detecção:

Os viroides, ao contrário dos vírus, não possuem capa proteica e não codificam qualquer proteína, sendo constituídos exclusivamente por moléculas de RNA, o que impossibilita o uso de técnicas sorológicas para o seu diagnóstico. Portanto, as técnicas que podem ser empregadas para a detecção do PSTVd são: (i) inoculação mecânica em plantas indicadoras, principalmente o tomateiro (*S. lycopersicon* var. ‘Rutgers’); (ii) dupla eletroforese em géis de poliacrilamida (PAGE); (iii) hibridização com sondas específicas (“dot-blot” ou “northern-blot”); (iv) RT-PCR empregando-se primers específicos para o PSTVd ou primers universais para o gênero *Pospiviroid*, seguido ou não de sequenciamento para confirmar a identidade dos fragmentos amplificados; e (v) RT-PCR em tempo real, que tem apresentado elevada especificidade e sensibilidade, para a ampla detecção de isolados do PSTVd.

De qualquer forma, e independentemente do método de diagnóstico empregado, os controles (negativo e positivo) são fundamentais para a correta interpretação e validação dos resultados. Vale ressaltar que os métodos de detecção de viroides estão diretamente relacionados ao sucesso dos principais métodos de controle, que se baseiam em programas de indexação e certificação de batata-semente sadias.

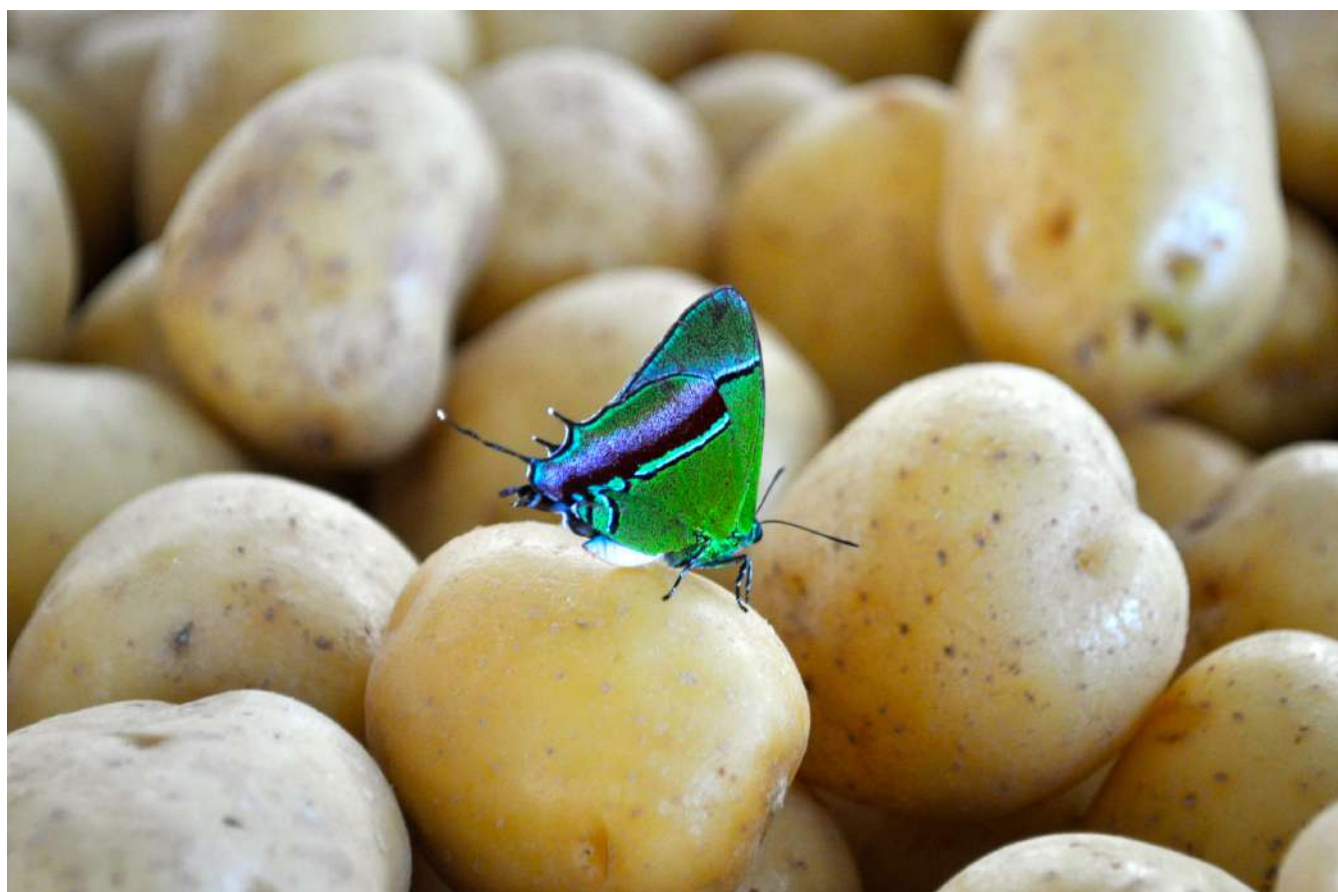
LITERATURA CONSULTADA

- BATISTA, M.F.; MARINHO, V.L.; FONSECA, M.E.N. Detection methods for pests in plant germplasm introduced into Brazil for research purposes. EPPO Bulletin, Paris, v. 25, p. 411-417, 1995.
- BATISTA, M.F.; MARINHO, V.L.; MILLER, R. Praga Quarentenária A1 Tubérculo afilado da batata "*Potato spindle tuber viroid*". Brasília: EMBRAPA, 2002. (Comunicado Técnico 66).
- BOONHAM, N.; PÉREZ, G.L.; MENDEZ, M.S. et al. Development of a real-time RT-PCR assay for the detection of *Potato spindle tuber viroid*. Journal of Virological Methods, Amsterdam, v. 116, n. 2, p. 139-146, 2004.
- DIENER, T.O. *Potato spindle tuber 'virus'* IV. A replicating, low molecular weight RNA. Virology, New York, v. 45, n. 2, p. 411-428, 1971.
- DI SERIO, F.; FLORES, R.; VERHOEVEN, J.T.H.J. et al. Current status of viroid taxonomy. Archives of Virology, Wien, v. 159, n. 12, p. 3467-3478, 2014.
- EIRAS, M. Viroides. In: EIRAS, M.; GALETTI, S.R. (Eds.). Técnicas de diagnóstico de fitopatógenos. São Paulo: Devir, 2012. p. 137-154.
- EIRAS, M.; DARÒS, J.A.; FLORES, R. et al. Viróides e virusóides: relíquias do mundo de RNA. Fitopatologia Brasileira, Brasília, v. 31, n. 3, p. 229-246, 2006.
- EIRAS, M.; NOHALES, M.A.; KITAJIMA, E.W. et al. Ribosomal protein L5 and transcription factor IIIA from *Arabidopsis thaliana* bind in vitro specifically *Potato spindle tuber viroid* RNA. Archives of Virology, Wien, v. 156, n. 3, p. 29-533, 2011.
- FLORES, R.; HERNANDEZ, C.; MARTÍNEZ DE ALBA, A.E. et al. Viroids and viroid-host interactions. Annual Review of Phytopathology, Palo Alto, v. 43, p. 117-139, 2005.
- FLORES, R.; MINOIA, S.; CARBONELL, A. et al. Viroids, the simplest RNA replicons: How they manipulate their hosts for being propagated and how their

- hosts react for containing the infection. *Virus Research*, Amsterdam, v. 209, p. 136-145, 2015.
- MACKIE, A.E.; RODONI, B.C.; BARBETTI, M.J. et al. *Potato spindle tuber viroid*: alternative host reservoirs and strain found in a remote subtropical irrigation area. *European Journal of Plant Pathology*, Dordrecht, v. 145, n. 2, p. 433-446, 2016.
- MATSUSHITA, Y.; TSUDA, S. Host ranges of *Potato spindle tuber viroid*, *Tomato chlorotic dwarf viroid*, *Tomato apical stunt viroid*, and *Columnea latent viroid* in horticultural plants. *European Journal of Plant Pathology*, Dordrecht, v. 141, n. 1, p. 193-197, 2015.
- OWENS, R. A. *Potato splinde tuber viroid*: the simplicity paradox resolved? *Molecular Plant Pathology*, Oxford, v. 8, n. 5, p. 549-560, 2007.
- PFANNENSTIEL, M.A.; SLACK, S.A. Response of potato cultivars to infection by the *Potato spindle tuber viroid*. *Phytopathology*, St Paul, v. 70, p. 922-926, 1980.
- SINGH, R.P. Clones of *Solanum berthaultii* resistant to *Potato spindle tuber viroid*. *Phytopathology*, St Paul, v. 75, p. 1432-1436, 1985.
- SINGH, R.P.; READY, K.F.M.; NIE, X. Viroids of solanaceous species. In: HADIDI, A.; FLORES, R.; RANGLES, J.W. (Ed.). *Viroids: properties, detection, diseases and their control*. Collingwood: CSIRO, 2003. p. 125-133.

MÉTODOS DE COLETA E ENVIO DE MATERIAL PARA ANÁLISE

Eliana Borges Rivas



INFORMAÇÕES GERAIS

A qualidade da amostra enviada para análise é fundamental para a obtenção do correto diagnóstico fitossanitário. Assim, enviar sempre material fresco pois, não é possível realizar as análises a partir de plantas mortas. Após serem coletadas, as amostras devem ser mantidas em local fresco, ao abrigo do Sol. Envia-las para análise laboratorial até 24h após de terem sido coletadas.

Assim como é importante também que cada amostra seja acompanhada por formulário (**Figura 1**) contendo informações sobre o problema, sua ocorrência no campo, frequência com que ocorre, quando foi visto pela primeira vez, o manejo utilizado e outras informações que considerar importantes. Anotar, no formulário o tipo de análise que deseja: fitossanitária, ou seja, detecção de bactérias, fungos, nematoides, vírus, viroides e artrópode (insetos e ácaros), ou específica para detecção de determinado patógeno e/ou artrópode. Fotos representativas do problema podem ser enviadas por e-mail.

Não enviar as amostras às sextas-feiras e nem em vésperas de feriados, uma vez que elas podem se deteriorar antes de serem analisadas.

Coletar as amostras de plantas inteiras, ramos e/ou tubérculos com os sintomas mais característicos do problema, de preferência em diferentes estágios da doença. Se as amostras estiverem molhadas, seca-las antes de acondicionar nos sacos para envio. Coletar as amostras antes da aplicação de agroquímicos.

Não misturar solo para análise com as amostras de ramos ou tubérculos. Acondiciona-lo em saco separado, juntamente com as raízes.

No caso de várias amostras, mantê-las em sacos separados, numerados e devidamente identificados com a cultivar da batata, local (cidade e Estado) e data de coleta, e outras informações necessárias à localização inequívoca do problema no campo.

As amostras e os respectivos formulários de encaminhamento de amostras deverão ser enviadas para o Instituto Biológico, em um dos seguintes endereços:

Unidade Laboratorial de Referência em Fitossanidade

Av. Conselheiro Rodrigues Alves 1252, CEP 04014-002, São Paulo, SP

Telefone: (11) 5087-1789

E-mail: analise_fitossanidade@biologico.sp.gov.br

Unidade Laboratorial de Referência em Diagnóstico de Plantas e Produtos Vegetais

Rodovia Heitor Penteado. km 3, CEP 13092-543, Campinas, SP

Telefone: (19) 3252-4737

E-mail: ceib-triagem@biologico.sp.gov.br

IMPORTANTE: O recebimento de amostras é de segunda a sexta-feira das 8h às 12h e das 13h às 16h30. Não recebemos amostras em feriados.

Os valores das análises e serviços prestados pelo Instituto Biológico estão disponíveis site do Instituto Biológico: www.biologico.sp.gov.br ou www.biologico.agricultura.sp.gov.br

	FICHA DE ENTRADA DE AMOSTRA	ULRF-REG-005 Página: 1 de 1 Revisão: 02 Emissão: 11/06/2012
	UNIDADE LABORATORIAL DE REFERÊNCIA EM FITOSSANIDADE	

IBSV ____/____/____	Data: __/__/20__	Labs: _____
----------------------------	-------------------------	--------------------

Dados do Cliente

Remetente			
Interessado			
Empresa			
CNPJ/CPF		I.E./RG	
Endereço			
Bairro		CEP	
Cidade		Estado	
Contato		Caixa Postal	
E-mail			
Telefone	()	Fax	()

Dados da Amostra

Espécie			Variedade/ Cultivar	
Nº de amostras		Quais?		
Lote				Safra
Coletor	☐ Não oficial ☐ Oficial. Registro nº: _____			
Procedência	Cidade		Estado	Data da coleta
Tipo de Material	☐ vegetal ☐ artrópode ☐ solo			
	☐ outro. Qual? _____			
Sintomas/ Danos	☐ produto industrializado. Qual? _____			
Intensidade dos sintomas	☐ severo	☐ médio	☐ regular	☐ fraco
Tipo de ataque	☐ faixas	☐ generalizado	☐ isolado	☐ reboleira
Tratamento fitossanitário realizado				
Observações (se necessário utilizar o verso)				
Análise solicitada				

Figura 1 – Modelo de formulário que deve acompanhar cada amostra enviada para análise. Na impossibilidade de utilizar este formulário, fazer uma anotação com os itens do formulário e anexar junto a amostra

Orientações sobre a coleta e envio de amostra de batata para análise

Tipo de amostra	Informações
Planta inteira	Coletar as plantas preferencialmente com as raízes. ·Para que não haja danos, as plantas não devem ser arrancadas do solo, deve-se cavar ao redor das raízes e retirá-las com cuidado. Esta condição é importante para plantas que apresentem sintomas de queda acentuada de folhas, murcha, amarelecimento, seca e morte. Colocar as raízes dentro de um saco plástico e amarrar para evitar o contato da terra com as partes vegetativas da planta. Colocar toda a planta dentro de outro saco plástico. Acondicionar a amostra com suspeita de fungo ou bactéria preferencialmente em saco de papel, e este dentro de saco plástico, perfurado em alguns pontos, para evitar acúmulo de umidade. Excesso de umidade poderá desqualificar a amostra para análise.
Folhas, Ramos	Para materiais com danos causados por insetos e ácaros, retirar as partes com danos da infestação, como galerias, casulo, teias e outras evidências que indiquem a presença de insetos e outros artrópodes. Acondicionar estas partes em saco plástico lacrado com fita adesiva para evitar o escape dos artrópodes. ·Materiais com suspeita de fungos e/ou bactérias devem ser coletados e imediatamente embalados em papel para envio. Umedecer levemente o papel para que a amostra não seque; embalar, a seguir, em outras folhas secas de papel. Acondicionar as amostras, assim embaladas, em saco plástico perfurado em alguns pontos. Materiais com suspeita de vírus e/ou viroides devem ser coletados e imediatamente embalados em sacos plásticos. Em caso de seca progressiva dos ramos, coletar também amostras da área de transição, isto é, entre a parte doente e a parte sadia.
Tubérculos	·Acondicionar em sacos plásticos ou outro resistente. A quantidade para análise fitossanitária de batata é de 110 tubérculos/ amostra, quando enviadas pelo MAPA. Para os demais interessados pelo menos 30 tubérculos para cada tipo de patógeno a ser analisado devem ser enviados.

Tipo de amostra	Informações
Solo	Coletar 500 g a 1 kg de solo úmido, próximo às raízes, coletado a 20 cm de profundidade. No caso de substrato, coletar 500 g a 1 kg. Embalar a amostra de solo ou substrato em saco plástico, fechar e manter em geladeira por até 24 h após a coleta. Se artrópodes ou outros animais forem encontrados, retirá-los e preservá-los em álcool 70% e entregar junto com a amostra de solo.
Insetos, Ácaros	Evitar tocar diretamente no espécime, pois pode ser urticante, irritante, morder ou picar. Utilizar, preferencialmente, pinças e luvas para a coleta. Insetos e ácaros podem ser enviados juntamente com a planta, parte da planta ou tubérculo onde se encontram. Acondicionar a amostra em saco plástico lacrado. Evitar coletar material com armadilhas e/ou fitas adesivas, pois estes métodos geralmente inviabilizam a identificação. Não serão aceitos insetos presos a e outros tipos de materiais contendo cola. Os adultos devem ser acondicionados em recipientes de plástico ou vidro, contendo álcool 70%. Exceção feita aos Lepidoptera (borboletas e mariposas) que devem ser acondicionados, depois de mortos e secos, em envelopes um pouco maiores que o exemplar. O envelope deve ser forrado com algodão, espuma ou outro material que preserve o exemplar. Acondicionar os envelopes de forma a não ficarem soltos. Quanto maior o número de espécimes coletados mais conclusivo será o resultado da identificação.
Outro	Consultar a Unidade Laboratorial de Referência, antes do envio da amostra, para a viabilidade de realização da análise e as condições de coleta e envio.

O resultado da análise é referente apenas à amostra enviada.

A não detecção de um patógeno ou artrópode, na amostra enviada, não implicada ausência deste no campo. Distribuição irregular do patógeno na planta,

condições desfavoráveis da coleta, amostra não representativa do problema, dentre outros fatores, podem afetar o resultado da análise.



Dow AgroSciences

