

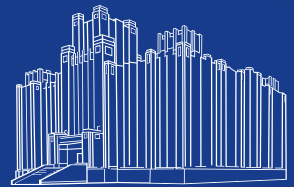
Brássicas

DOI: 10.31368/9786-5995322212024

Instituto Biológico
Janeiro/2024

Doenças, plantas
daninhas e manejo

Alexandre Levi R. Chaves
Jesus Guerino Tófoli



INSTITUTO BIOLÓGICO



Governo do Estado de São Paulo
Secretaria de Agricultura e Abastecimento
Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios

Instituto Biológico

Governador do Estado
Tarcísio de Freitas

Secretário de Agricultura e Abastecimento
Guilherme Piai Filizzola

Secretário Executivo
Edson Alves Fernandes

Chefe de Gabinete
Luciana Tucoser

Subsecretário de Agricultura
Orlando Melo de Castro

Coordenador da Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios
Carlos Nabil Ghobril

Diretora-Geral do Instituto Biológico
Ana Eugênia de Carvalho Campos



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

Chaves, Alexandre Levi Rodrigues.

Brássicas: doenças, plantas daninhas e manejo. / [organizado por] Alexandre Levi Rodrigues e Jesus Guerino Tófoli. São Paulo: Instituto Biológico, 2024.
184 p. : il.

ISBN 978-65-995322-2-1

DOI 10.31368/9786-5995322212024

1. Brássicas 2. Sanidade 3. Fitopatologia 4. Controle 5. Hortaliça I. Chaves, Alexandre Levi Rodrigues II. Tófoli, Jesus Guerino III. Instituto Biológico (São Paulo). IV. Título

IB/Bibl./2024

A reprodução não autorizada desta publicação, no todo ou em parte, constitui violação dos direitos autorais (Lei nº 9.610/1998).



Brássicas: doenças, plantas daninhas e manejo



Alexandre Levi Rodrigues Chaves
Jesus Guerino Töfoli

Sumário

PREFÁCIO.....	06
BRÁSSICAS: HISTÓRIA, USOS E SUAS RELAÇÕES COM A HUMANIDADE.....	07
DOENÇAS CAUSADAS POR BACTÉRIAS.....	12
DOENÇAS CAUSADAS POR FITOPLASMAS.....	31
DOENÇAS CAUSADAS POR FUNGOS E CHROMISTAS.....	40
DOENÇAS CAUSADAS POR VÍRUS.....	94
NEMATOIDES PARASITOS.....	129
MANEJO DAS PLANTAS DANINHAS EM CULTIVOS DE BRÁSSICAS (OLERÍCOLAS).....	152
MELHORAMENTO GENÉTICO, MANEJO E PERSPECTIVA DE MERCADO.....	163
INFORMAÇÕES SOBRE OS AUTORES.....	181

Prefácio

Qual brasileiro não se curva diante de uma bela feijoada acompanhada de uma couve bem preparada? Ou, quem sabe, uma salada de repolho, um arroz com brócolis? E a rúcula e o rabanete? Tem quem ame, outros nem tanto assim. A importância das brássicas na alimentação humana é indiscutível, pois se trata de um segmento de hortaliças largamente cultivada no Brasil.

O cultivo das diversas espécies, subespécies e variedade de brássicas proporciona renda rápida para o produtor e elas podem ser produzidas em áreas pequenas em extensão. Porém, o produtor deve estar sempre atento. Doenças e nematoides podem ocasionar danos expressivos, depreciar o produto e causar sérios prejuízos. Plantas daninhas precisam ser controladas, competem por espaço e nutrientes do solo, além de serem reservatórios de fitopatógenos que podem comprometer o rendimento da produção. Como a diversidade do segmento das brássicas é muito grande, é importante conhecer não somente os seus aspectos fitotécnicos, mas também as formas de manejo e controle dos fitopatógenos.

O Livro “Brássicas: Doenças, Plantas Daninhas e Manejo”, coordenado pelos Pesquisadores Científicos do Instituto Biológico, Alexandre Levi Rodrigues Chaves e Jesus Guerino Tófoli, está organizado de forma didática. O conjunto de autores, pesquisadores científicos e seus alunos de pós-graduação, professores universitários e profissionais da iniciativa privada, conseguiu reunir, em uma única obra, informações valiosas e atuais referentes aos aspectos fitossanitários que desafiam o cultivo de brássicas.

A experiência dos autores está claramente traduzida em textos muito elaborados associados a ilustrações de igual riqueza, garantindo uma exatidão de informações para os seus leitores. Sem dúvida, o livro se tornará uma referência para produtores, profissionais, alunos de agronomia e áreas afins e demais interessados curiosos em enriquecer seus conhecimentos sobre os aspectos fitossanitários das brássicas cultivadas.

Ana Eugênia de Carvalho Campos

Diretora-Geral do Instituto Biológico



Brássicas: história, usos e suas relações com a humanidade

Alexandre Levi Rodrigues Chaves

Jesus Guerino Tófoli

Dr. Alexandre Levi Rodrigues Chaves

Pesquisador Científico do Instituto Biológico (IB), Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal (CPSV), Laboratório de Fitovirologia e Fisiopatologia e Fisiopatologia (LFF).
ORCID 0000-0002-5580-0932
e-mail: alexandre.chaves@sp.gov.br

Dr. Jesus Guerino Tófoli

Pesquisador Científico do Instituto Biológico (IB), Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal (CPSV), Laboratório de Doenças Fúngicas em Horticultura (LDFH).
ORCID 0009-0003-0629-2526
e-mail: jesus.tofoli@sp.gov.br



1. O poder da domesticação

Brássicas são plantas herbáceas que raramente apresentam formas arbustivas ou arbóreas; podem ser de ciclos anuais, bianuais ou perenes, desprovidas de espinhos, com folhas alternas e simples, flores vistosas e frutos geralmente do tipo síliqua ou silícula, ou seja, que não abrem espontaneamente (indeiscentes). Pertencem ao Clado Malvidae, Subclasse Rosidae, Ordem Brassicales que é composta por dezesseis Famílias, sendo Brassicaceae (Cruciferae) a mais importante com cerca de 365 gêneros e mais de 3.220 espécies descritas. As brássicas são vegetais versáteis, cultivadas mundialmente e amplamente utilizadas na alimentação humana. Ricas em vitaminas (A, C, E e K), minerais (cálcio, potássio, ferro e fósforo), antioxidantes, carotenoides, fibras e substâncias anti-inflamatórias, as brássicas também são fontes de compostos bioativos nutricionais e funcionais (glucosinolatos e sulforanos) capazes de prevenir o surgimento de alguns tipos de cânceres e doenças degenerativas. A importância econômica dessa família está no fornecimento de hortaliças para a alimentação humana e produção de óleos e gorduras vegetais. Além disso, espécies de Brassicaceae também se caracterizam pelo elevado cosmopolitismo, sendo que as regiões de maior diversidade se concentram nas zonas temperadas e frias, no Mediterrâneo e na Ásia Central.

Entre as espécies de brássicas hortícolas, *Brassica oleracea* se destaca devido ao seu range de variedades denominadas: *acephala*, *botrytis*, *capitata*, *gemmifera*, *gongyloides* e *italica*. Essas variedades surgiram a partir de seleção e acúmulo de mutações durante o processo de domesticação de *Brassica sylvestris* encontrada na região do Mediterrâneo, principalmente na Itália, e que se assemelha à couve-flor. Devido ao seu valor nutritivo, a área foliar foi a primeira característica que sofreu modificações no processo de domesticação. Uma mutação no gene *Fer leaf* promoveu o ganho de massa com a sobreposição e aumento da densidade foliar e redução do tamanho dos talos, originando a variedade *acephala* (couve-manteiga). A partir do encurtamento dos talos e a promoção de folhas basais mais desenvolvidas que recobriam as folhas novas (apicais), levando à formação de “cabeça”, originou-se a variedade *capitata* (repolho). O gene responsável por esta característica foi denominado de *Dwarf* (anão), e está diretamente relacionado à produção de giberelina. Por meio de modificações genéticas das inflorescências, que se tornaram mais densas e maiores, surgiram as variedades *italica* (brócolis) e *botrytis* (couve-flor). O brócolis surgiu a partir da manipulação do gene *Apetala1* (AP1) que interfere na formação e desenvolvimento dos botões florais, impedindo sua transformação em flores maduras. No caso da couve-flor, foram selecionadas plantas que continham o gene *Cauliflower* (CAL) que promove o abortamento das flores. Por sua vez, mutações na família de genes conhecida como *Squamosa Promoter Binding* (SPB) foi possível induzir a proliferação de gemas auxiliares

com desenvolvimento de pequenas estruturas repletas de folhas, originando a variedade *gemmifera* (couve-de-bruxelas). Modificações no desenvolvimento da base do caule permitiu o surgimento da variedade *gongyloides* (couve-rábano), cuja parte comestível é semelhante a um tubérculo (Fig. 1).

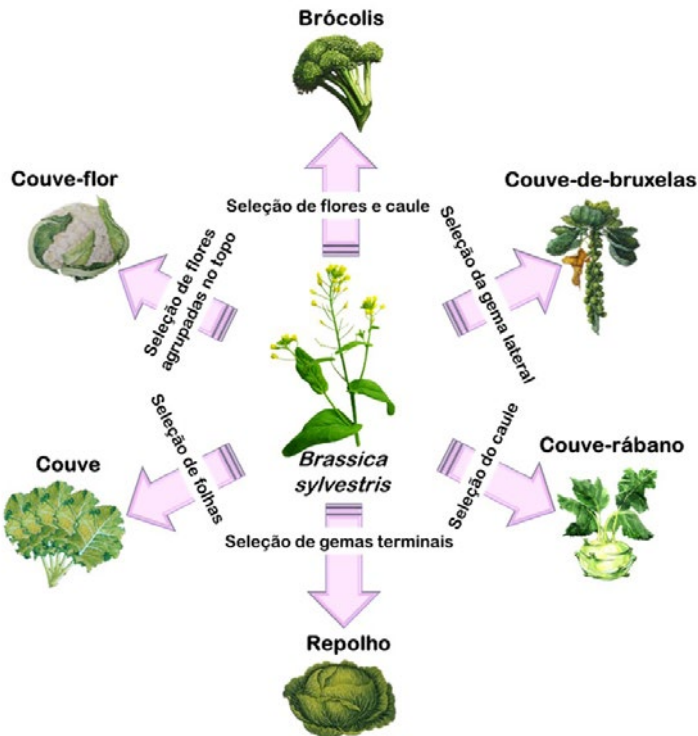


Figura 1: Exemplos de seleção e melhoramento genético realizados a partir de *Brassica sylvestris* para obtenção das variedades comerciais de *Brassica oleracea* [Adaptada de Vaughan; Geissler (2009)].

Assim, é possível concluir que *B. oleracea* é digna de ser considerada representante da máxima expressão da beleza da seleção artificial realizada na agricultura: ela proporcionou ao homem o poder de decidir o que é ou não vantajoso para si. Os critérios que determinaram o “*mais apto*”, para as condições de ambiente selvagem, foram distintos aos critérios do que é “*mais adequado*” aos interesses do homem. Dessa forma, as brássicas colaboraram para desconstruir o dogma de que a maior parte do genoma de todos os organismos não possuía utilidade. Nos primórdios dos estudos genômicos acreditava-se que somente 5% do DNA eram convertidos em proteínas, sendo o restante considerado DNA lixo. Atualmente, é de conhecimento que sequências genômicas que não são transformadas em proteínas e possuem outras funcionalidades. Muitas delas atuam na regulação e ativação de genes, um processo extremamente importante para qualquer organismo.

Porém, outras espécies pertencentes ao gênero *Brassica* também são economicamente importantes, principalmente na área industrial, destacando-se: *Brassica nigra* (mostarda) e *Brassica napus* (canola). Outras espécies importantes para a olericultura e agroindústrias são: *Armoracia rusticana* (raiz-forte), *Eruca vesicaria* (rúcula), *Raphanus sativus* (rabanete) e *Rorippa nasturtium-aquaticum* (agrião).

Cronologicamente, no Brasil, o cultivo das brássicas como fonte de alimento iniciou-se por volta de 1530 com a colonização portuguesa, sendo que os jesuítas que aqui chegaram, por volta de 1549, contribuíram durante 200 anos para a disseminação da couve, repolho, nabo e mostarda. A partir de 1808, com o exílio da Família Real Portuguesa no Brasil, juntamente com uma comitiva de aproximadamente 80.000 pessoas, é que ocorreu a intensificação da produção de olerícolas para atender aos caprichos da corte, principalmente de brássicas. Posteriormente, a produção das brássicas foi impulsionada em virtude da diáspora africana e a imigração de outros povos europeus e asiáticos. Somente com a chegada desses imigrantes, que substituíram a mão de obra escrava nas lavouras de café, é que novas espécies de brássicas passaram a ter importância econômica. Porém, entre os anos de 1915 e 1940, a partir do arrendamento de terras, principalmente por descendentes dos imigrantes italianos e japoneses, quando surgiram os chamados cinturões verdes, é que houve a diversificação e o impulsionamento econômico do cultivo das brássicas em geral. Atualmente, além do cultivo de espécies de brássicas olerícolas e oleaginosas, há também um mercado voltado para espécies ornamentais, merecendo destaque um híbrido de *B. oleraceae* var. *acephala* (repolho-roxo-ornamental), *Lobularia maritima* (álisso) e *Mathiola incana* (goivo). É importante ressaltar que espécies invasoras de brássicas também fazem parte da composição florística relatada no Brasil, podendo-se citar: *Sinapis arvensis* (mostarda-do-campo), *Capsella bursa-pastoris* (bolsa-de-pastor), *Cardamine bonariensis* (agrião-bravo), *Coronopus didymus* (mastruço), *Lepidium* spp. (mentruz), *Raphanus raphanistrum* (nabo-bravo) e *R. sativus* (nabiça-roxa).

No Brasil, as espécies de brássicas cultivadas em maior escala pertencem aos gêneros *Brassica* e *Raphanus* devido, principalmente, ao custo de produção relativamente baixo quando comparado a outras olerícolas. O estado de São Paulo destaca-se quanto à diversificação e volume de brássicas cultivadas (repolho, brócolis, couve-flor, couve, couve-chinesa “também denominada de acelga” e couve-de-bruxelas) produzindo cerca de 390 mil toneladas em uma área plantada de aproximadamente 13.500 ha.

Porém, devido ao cultivo intensivo, inúmeros fatores podem influenciar a qualidade e o rendimento da produção de brássicas, incluindo aspectos sazonais, variações climáticas, deficiência nutricional, monocultura, uso excessivo de agroquímicos, escassez de água e, principalmente, doenças causadas por bactérias, fungos, cromistas, fitoplasmas, nematoides, vírus, pragas e concorrência com plantas daninhas.

Diante do exposto, este Livro tem como objetivo principal abordar os aspectos fitossanitários das espécies de brássicas cultivadas e fornecer informações atualizadas das principais doenças que ocorrem nesse seguimento da olericultura, bem como abordar os manejos e controles mais eficientes preconizados para o seu desenvolvimento. As informações contidas são provenientes dos resultados obtidos durante anos de pesquisas dos autores que colaboraram com a confecção dos capítulos e que, gentilmente, disponibilizaram seus conhecimentos e arquivos de imagens com o louvável propósito de auxiliar produtores, técnicos agrícolas, estudantes e engenheiros agrônomos extensionistas no reconhecimento de doenças e pragas das brássicas, bem como o seu controle.

2. Literatura consultada

AGRIANUAL. **Anuário da Agricultura Brasileira**. São Paulo: Informa Economics FNP, 2017.

COELHO, K.S. **Perfil do consumidor de hortaliças frescas e processadas no município de Campos dos Goytacazes**. 2007. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) – Centro de Ciências e Tecnologia Agropecuária, Universidade Estadual Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Campos dos Goytacazes, RJ, 2007.

DRISCOLL, A. O. **Diseases of vegetable brassicas**. Kenilworth: AHDB Horticulture, 2020.

FAHEY, J.W. Brassica: characteristics and properties. In: CABALLERO, B.; FINGLAS, P.M.; TONDRÁ, F. (ed.). **Encyclopedia of Food and Health**. Oxford: Elsevier, 2016. p. 469-477. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-384947-2.00083-0>.

FERREIRA, W.R.; RANAL, N. Germinação de sementes e crescimento de plântulas de *Brassica chinensis* L. var. *parachinensis* (bailey) *sisnkaja* (couve da malasia). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.34, p.353-361, 1999.

HANCOCK, J.F. **Plant evolution and the origin of crop species**. Englewood Cliffs: Prentice Hall, 1992.

MADEIRA, N.R.; REIFSCHEIDER, F.J.B.; GIORDANO, L.B. Contribuição portuguesa à produção e ao consumo de hortaliças no Brasil: uma revisão histórica. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 26, p.428-432, 2008.

MELO, P.C.T.; MELO, A.M.T. Olericultura brasileira: do descobrimento ao século XXI. **Revista da Associação Portuguesa de Horticultura**, Lisboa, v.119, p.22-27, 2016.

NASS, L.L.; VALOIS, A.C.C.; MELO, I.S.; INGLIS, M.C.V. **Recursos Genéticos de Plantas**. Rondópolis: Fundação MT, 2001.

SOUZA, V.C.; LORENZI, H. **Botânica e sistemática**: guia ilustrado para identificação das famílias de angiospermas da flora brasileira, baseado em APG II. Nova Odessa: Instituto Plantarum de Estudos da Flora, 2012.

VAUGHAN, J.G.; GEISSLER, A. **The New Oxford Book of Food Plants**. Oxford: Oxford University Press, 2009.

WILLS, A.B. A preliminary gene list in *Brassica oleraceae*. **Eucarpia Cruciferae News**, Le Rheu, v. 2, p.22-24, 1977.

DOENÇAS CAUSADAS POR BACTÉRIAS

Luís Otávio Saggion Beriam

Suzete Aparecida Lanza Destéfano

Dr. Luís Otávio Saggion Beriam

Pesquisador Científico do Instituto Biológico (IB), Centro Avançado de Pesquisa em Proteção de Plantas e Saúde Animal (CAPSA), Laboratório de Bacteriologia Vegetal (LBV).

ORCID 0000-0002-2766-6190

e-mail: luis.beriam@sp.gov.br

Dra. Suzete Aparecida Lanza Destéfano

Pesquisadora Científica do Instituto Biológico (IB), Centro Avançado de Pesquisa em Proteção de Plantas e Saúde Animal (CAPSA), Laboratório de Bacteriologia Vegetal (LBV).

ORCID 0000-0002-7535-9224

e-mail: suzete.destefano@sp.gov.br



INSTITUTO BIOLÓGICO

1. Introdução

As brássicas (crucíferas) podem ser infectadas por uma série de fitopatógenos, incluindo, entre outros, as fitobactérias que, mesmo em pequeno número de gêneros e espécies, podem ocasionar sérios prejuízos às culturas, não raro as inviabilizando para o comércio.

As fitobactérias relatadas em brássicas podem ser classificadas como causadoras dos quadros de podridão mole (*Dickeya* spp., *Pectobacterium* spp.) ou relacionadas com lesões foliares (*Pseudomonas cichorii*, *Pseudomonas syringae* pv. *maculicola* e *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*). Na Tabela 1 estão relacionadas as espécies vegetais que hospedam pelo menos uma espécie de fitobactéria e, dentre elas, várias são de importância para nossa alimentação e também possuem relevância do ponto de vista econômico, envolvendo aqui o brócolis, as variedades de couve e o repolho, espécies essas cultivadas em diferentes regiões do Brasil. Há outras espécies vegetais, também listadas na Tabela 1 que, embora não sejam fundamentais na alimentação e nem apresentem importância econômica, representam fontes de inóculo no campo e, do ponto de vista epidemiológico, devem ser consideradas, visto funcionarem como reservatórios das principais doenças em brássicas cultivadas.

Tabela 1: Doenças bacterianas em brássicas detectadas no Brasil, com a respectiva distribuição geográfica.

Hospedeiros	Fitobactérias
<i>Nasturtium officinale</i> (agrião)	<i>Ralstonia solanacearum</i> (BR ¹)
<i>Brassica campestris</i> var. <i>sinensis</i> (acelga-chinesa)	<i>Pectobacterium atrosepticum</i> (BR, DF)
<i>Brassica oleracea</i> var. <i>italica</i> (brócolis)	<i>Erwinia carotovora</i> subsp. indeterminada (AM, MG) ² <i>Pectobacterium atrosepticum</i> (BR) <i>Pectobacterium carotovorum</i> subsp. <i>carotovorum</i> (DF, SP) <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>maculicola</i> (SP) <i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>campestris</i> (DF, MG, PR, RJ, SP)
<i>Brassica oleracea</i> var. <i>acephala</i> (couve-manteiga)	<i>Erwinia carotovora</i> subsp. indeterminada (AM) <i>Pectobacterium carotovorum</i> subsp. <i>carotovorum</i> (AP, ES, RJ, RS, SP) <i>Pseudomonas cichorii</i> (SP) <i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>campestris</i> (AM, AP, DF, ES, GO, MG, PE, PR, REGIÃO AMAZÔNICA, RJ, RS, SE, SP) <i>Xanthomonas campestris</i> pv. indeterminado (PE)

Hospedeiros

Fitobactérias

Brassica rapa var.
pekinensis
(couve-chinesa)

Pectobacterium carotovorum subsp. *carotovorum* (AM, MG, RJ, SP)
Pseudomonas syringae pv. indeterminado (MG)
Pseudomonas viridiflava (intercepção/sem impor.)
Xanthomonas campestris pv. *campestris* (DF, PE, RJ, SP)

Brassica oleraceae var.
gemmifera
(couve-de-bruxelas)

Xanthomonas campestris pv. *campestris* (BR)

Brassica oleraceae var.
botrytis
(couve-flor)

Dickeya chrysanthemi (BR)
Erwinia carotovora subsp. não determinada (MG)
Pectobacterium atrosepticum (BR)
Pectobacterium carotovorum subsp. *carotovorum* (BR, RS, SP)
Pseudomonas cichorii (DF, RJ, SP)
Pseudomonas syringae pv. *maculicola* (SP)
Xanthomonas campestris pv. *campestris* (AM, DF, ES, GO, MG, PE, PR, RJ, RS, SP)
Xanthomonas campestris pv. não determinado (PE)

Brassica oleraceae var.
gongylodes
(couve-rábano)

Xanthomonas campestris pv. *campestris* (RJ, SP)

Brassica juncea
(mostarda)

Xanthomonas campestris pv. *campestris* (RJ)

Sinapsis alba
(mostarda-branca)

Pectobacterium carotovorum subsp. *carotovorum* (BR, DF)
Pseudomonas marginalis (BR)
Xanthomonas campestris pv. *campestris* (DF, Nordeste, PE)

Sinapsis nigra
(mostarda-negra)

Pseudomonas marginalis (Sul, Sudeste)

Sinapsis arvensis
(mostarda-silvestre)

Pectobacterium carotovorum subsp. *carotovorum* (BR)
Xanthomonas campestris pv. *campestris* (BR)

Brassica napus var.
napobrassica
(nabo)

Pectobacterium carotovorum subsp. *carotovorum* (BR)

Raphanus sativus
(rabanete)

Acidovorax valerianellae (SP)
Pseudomonas cichorii (PR)
Pectobacterium carotovorum subsp. *carotovorum* (BR, DF)
Streptomyces scabies (PE)
Xanthomonas campestris pv. *campestris* (PE, PR, RJ, SP)

Hospedeiros

Fitobactérias

Raphanus raphanistrum
(rabanete-branco)

Xanthomonas campestris pv. *campestris*

Dickeya chrysanthemi (BR)

Erwinia carotovora subsp. não determinada (AC, AM)

Pectobacterium atrosepticum (BR)

Pectobacterium carotovorum subsp. *carotovorum* (AM, AP, DF, MG, RJ, RS, SP)

Brassica oleraceae var. *capitata*
(repolho)

Pseudomonas cichorii (BR, SP)

Pseudomonas syringae pv. *maculicola* (BR)

Xanthomonas campestris pv. *campestris* (AC, AL, AM, AP, BR, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MT, Nordeste, PE, PR, região Amazônica, RJ, RR, RS, SC, SE, SP)

Xanthomonas campestris pv. não determinado (PE)

Eruca sativa
(rúcula)

Pectobacterium carotovorum subsp. *carotovorum* (SP)

Pseudomonas syringae pv. indeterminado (SP)

Xanthomonas campestris pv. *campestris* (DF)

¹Descrita no Brasil, sem a identificação do estado de origem.

²Estados da Federação.

Neste capítulo, serão relacionadas as principais doenças de etiologia bacteriana, principalmente aquelas já detectadas em nosso país, presentes nas várias brássicas. Sempre que possível, serão apresentados o(s) agente(s) causal(ais), a sintomatologia, alguns dados de epidemiologia, envolvendo as principais formas de disseminação dos patógenos no campo e a longas distâncias e as principais medidas de controle.

2. Descrição dos agentes causadores das doenças

2.1. *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* (podridão negra das crucíferas)

É a principal doença das brássicas/crucíferas. É raro encontrar um campo de cultivo de brássicas não infectado por essa doença. Na Tabela 2, é possível constatar que de todas as hospedeiras já descritas, praticamente todas as espécies de brássicas são infectadas por essa bactéria.

Tabela 2: Plantas hospedeiras de *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* relacionadas no Brasil e respectiva distribuição geográfica.

Plantas hospedeiras (nome comum)	Estados
<i>Ageraton conyzoides</i> (mentrasto)	DF
<i>Amaranthus viridis</i> (caruru)	DF
<i>Brassica juncea</i> (mostarda)	RJ
<i>Brassica napus</i> var. <i>oleifera</i> (canola)	PR, RS
<i>Brassica oleracea</i> var. <i>acephala</i> (couve-manteiga)	AM, AP, BR, DF, ES, GO, MG, PE, PR, RJ, RS, SE, SP
<i>Brassica oleracea</i> var. <i>botrytis</i> (couve-flor)	AM, DF, ES, GO, MG, PE, PR, RJ, RS, SP
<i>Brassica oleracea</i> var. <i>capitata</i> (repolho)	BR
<i>Brassica oleracea</i> var. <i>gemmifera</i> (couve-de-bruxelas)	BR
<i>Brassica oleracea</i> var. <i>gongylodes</i> (couve-rábano)	RJ, SP
<i>Brassica oleracea</i> var. <i>italica</i> (brócolis)	DF, MG, PR, RJ, SP
<i>Brassica rapa</i> var. <i>pekinensis</i> (repolho-chinês)	DF, PE, RJ, SP
<i>Emilia sonchifolia</i> (falsa-serralha)	DF
<i>Eruca sativa</i> (rúcula)	DF
<i>Mathiola encana</i> (goivo)	BR
<i>Brassica rapa</i> (nabo)	PE, RS
<i>Raphanus sativus</i> (rabanete)	DF, PE, PR, RJ, RS, SP
<i>Sinapsis alba</i> (mostarda-branca)	DF, região Nordeste
<i>Sinapsis arvensis</i> (mostarda-silvestre)	BR

Adaptado de BERIAM *et al.*, 2020

Legenda: (BR) relatos em todos os estados das cinco regiões do Brasil.

Sintomas

Os sintomas da podridão negra das crucíferas são facilmente reconhecíveis no campo pela presença de áreas amareladas ou verde-amareladas e em forma de “V”, que se estendem para os internós das folhas. De maneira geral, quando a infecção já está presente em plântulas a doença é mais severa. Há comprometimento dos vasos centrais e a doença passa a ter caráter sistêmico. As hastes tornam-se enegrecidas e as plantas apresentam porte raquítico. No campo, a doença distribui-se de maneira uniforme, sendo mais severa em áreas de baixo e sombreadas, que favorecem o crescimento bacteriano. A infecção em mudas não é fácil de ser detectada, o que facilita a disseminação da doença a longas distâncias, via mudas infectadas. Em sementeiras, são observadas murchas e queimas de uma ou de ambas as folhas cotiledonares. No repolho, as cabeças podem apresentar várias lesões necróticas (Figs. 1, 2 e 3).



Figura 1: Sintomas de podridão negra das crucíferas em acelga causados por *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*.

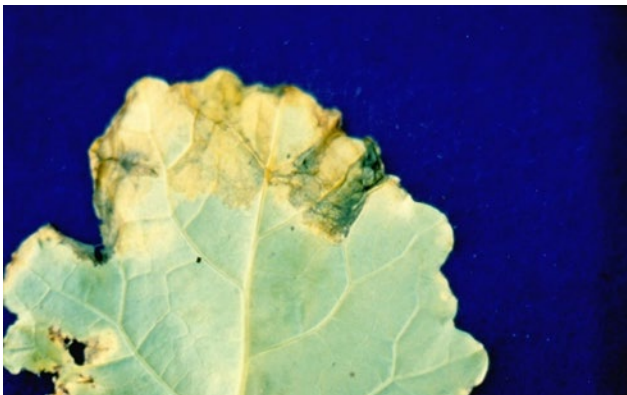


Figura 2: Sintomas de podridão negra das crucíferas em canola causados por *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*.



Figura 3: Sintomas de podridão negra das crucíferas em couve-flor causados por *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*.

Etiologia

A podridão negra das crucíferas é causada por uma bactéria Gram negativa, na forma de bastonete e que apresenta um único flagelo, o qual é o responsável pela locomoção da bactéria em meio líquido, sendo denominada *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*. Quando cultivada em meios de cultura artificiais, apresenta colônias amareladas. Só vivem em presença de oxigênio. A separação das *Xanthomonas* em níveis de espécie e níveis infraespecíficos é determinada por testes de patogenicidade, bioquímicos, fisiológicos e culturais e, atualmente, tem sido dada preferência aos testes de biologia molecular, com a utilização de marcadores moleculares, principalmente para a diferenciação dos patovares de *X. campestris*. Esses testes, além de rápidos e seguros, também têm se tornado mais baratos.

Epidemiologia

De forma genérica, as bactérias penetram nos tecidos das plantas hospedeiras através de aberturas naturais, como hidatódios, lenticelas e estômatos. São disseminadas pelo sistema vascular das folhas e das hastes. As sementes são as principais formas de disseminação, principalmente a longas distâncias e, logicamente, plantas originárias de plantas infectadas tornam-se doentes logo no início da cultura mostrando, em alguns casos, sintomas da bacteriose já em folhas cotiledonares. A água de irrigação também é um importante agente de disseminação da bactéria. Levantamentos efetuados em Piracicaba, interior do estado de São Paulo, mostram que algumas plantas nativas, como o capim pé-de-galinha, a maria-pretinha, o mentrusto, o picão-branco e a trapueraba são hospedeiros de *X.c. pv. campestris*. Para que haja controle dessa doença é fundamental que esses hospedeiros alternativos sejam eliminados, o que nem sempre é exequível. Além disso, essas espécies nativas podem funcionar como reservatório para disseminação dessas bactérias a longas distâncias. Vale lembrar que, para a doença “podridão negra das crucíferas”, seguramente uma das principais doenças bacterianas para a cultura, uma única semente contaminada em um lote de 10.000 sementes (0,01%) é o suficiente para iniciar uma epifítia logo no início do plantio (Tabela 2). A Figura 4 mostra o ciclo da podridão negra em crucíferas.

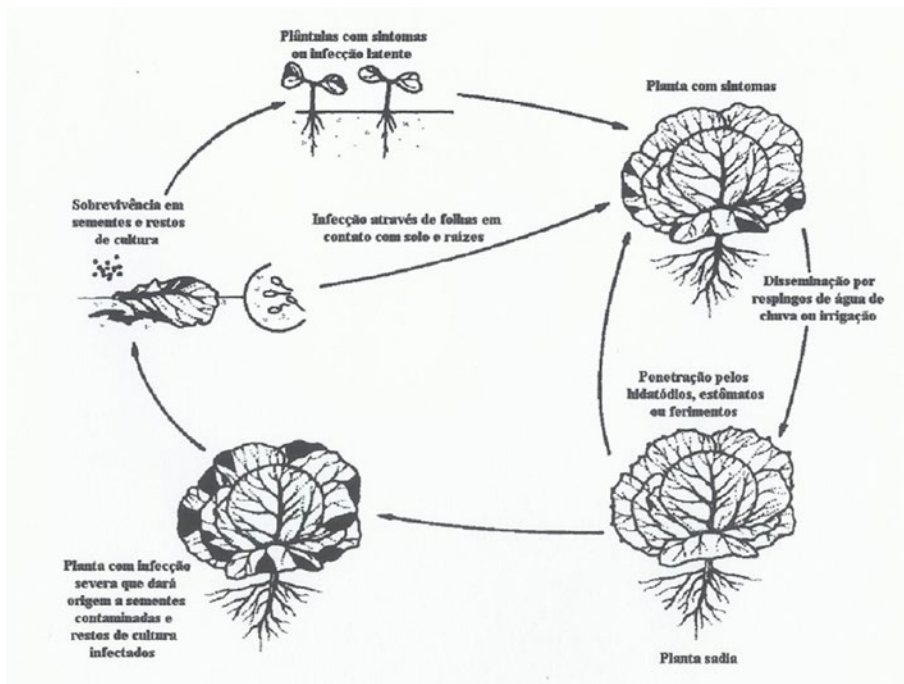


Figura 4: Ciclo da podridão negra causada pela bactéria *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* em brássicas (MARIANO *et al.*, 2001).

2.2. Enterobacteriaceae e Pseudomonadaceae (podridão mole em crucíferas)

Sintomas

São várias as bactérias responsáveis pelos quadros de “podridões moles” em um número muito grande de plantas hospedeiras, incluindo aqui a família das brássicas. Há bactérias pertencentes à família Enterobacteriaceae, podendo ser citados os gêneros *Dickeya*, *Pectobacterium* (sin. *Erwinia*), *Pantoea* e *Serratia*. Há membros de outras famílias, como por ex., Pseudomonadaceae, que também podem ocasionar quadros de “podridão mole”. Essas bactérias atacam principalmente órgãos de reserva (bulbos, raízes e colmos), podendo também ocasionar sintomas na parte aérea das plantas (folhas, hastes e frutos). Provocam a maceração dos tecidos das plantas hospedeiras, levando ao apodrecimento dos tecidos parenquimatosos. As espécies da família Enterobacteriaceae produzem as chamadas “enzimas pectinolíticas”, que são responsáveis pela destruição das paredes celulares das plantas hospedeiras, fazendo com que os tecidos apodreçam de maneira extremamente rápida, o que é conhecido como “tecido anasarcado”. Esse apodrecimento é porta de entrada para outros agentes fito-

patogênicos, ou até mesmo organismos de vida livre, incluindo aqui bactérias, fungos, insetos, nematoides, protozoários, entre outros. Quando as condições de temperatura e umidade são favoráveis (normalmente temperaturas elevadas e alta umidade), em breves períodos de tempo, toda a cultura é condenada. Quando não são tomados os devidos cuidados durante a colheita do material, essas podridões, que a princípio podem não ser perceptíveis, podem condenar todo o material em pós-colheita. Em repolho e em couve-flor, toda a cabeça fica comprometida, o que inviabiliza o material para consumo (Figs. 5 a 7).

Em repolho, normalmente as lesões ocorrem na superfície ou na medula. Quando a doença atinge os internós da planta, praticamente toda a cabeça do repolho é inutilizada.

Em couve-flor, as bactérias pectinolíticas causam lesões de coloração escura na cabeça da planta, comprometendo toda a cabeça. Em campo, num curto período de tempo, todo o plantio pode ser comprometido, ocorrendo a disseminação da bactéria de forma extremamente rápida, tanto por respingos de água, como também a partir das lesões nas cabeças, que exsudam a bactéria em grandes quantidades e que, quando visitadas por inúmeros insetos, suas patas funcionam como eficientes disseminadores da bactéria no campo (Fig. 5). Nota-se ainda o apodrecimento rápido da haste principal da planta, que se torna porta de entrada para outros patógenos e pragas, além de tornar o material totalmente impróprio para o consumo (Fig. 6).

Os sintomas de podridão mole na porção basal das plantas, tanto em couve-chinesa como em rúcula, são devastadores no campo, com distribuição extremamente rápida, o que compromete todo o plantio (Fig. 7). Além disso, os sintomas de podridões nas folhas são mais extensos, inviabilizando totalmente o material para o comércio. Aliás, o material apodrecido, em muitos casos, nem chega a ser retirado do campo.



Figura 5: Sintomas de podridão mole em couve-flor, causados por *Pectobacterium carotovorum* subsp. *carotovorum*.



Figura 6: Sintomas de podridão mole na haste de couve-flor, causados por *Pectobacterium carotovorum* subsp. *carotovorum*.



Figura 7: Sintomas de podridão mole em rúcula, causados por *Pectobacterium carotovorum* subsp. *carotovorum*.

Epidemiologia

As bactérias causadoras de podridão mole podem sobreviver como epífitas, na filosfera das plantas hospedeiras, em restos de plantas doentes, associadas a plantas da vegetação espontânea ou mesmo na rizosfera de plantas cultivadas, podendo ainda sobreviver como saprófitas no solo. Também penetram nas plantas através de aberturas naturais ou por meio de ferimentos provocados durante os tratamentos culturais, insetos, chuvas ou ventos fortes.

Etiologia

As bactérias da família Enterobacteriaceae são Gram negativas, com células em forma de bastonetes, que ocorrem sozinhas ou aos pares, crescendo tanto na presença como na ausência de oxigênio, apresentando crescimento ótimo entre 27 a 30°C. Tanto para as espécies do gênero *Pectobacterium* como para *Dickeya*, as diferenciações em nível de espécie ou mesmo de subespécie são realizadas por testes bioquímicos, fisiológicos e culturais. Também é possível a utilização de técnicas de biologia molecular, com o emprego de *primers* específicos para as diferentes espécies/subespécies. Maiores detalhes podem ser obtidos em literatura específica. Há cinco subespécies de *Pectobacterium carotovorum* que potencialmente causam quadros de podridão mole em diferentes plantas hospedeiras: *P.c.* subsp. *betavascolorum*, *P.c.* subsp. *carotovorum*, *P.c.* subsp. *odorifera* e *P.c.* subsp. *wasabie*.

A Figura 8 ilustra o ciclo da podridão mole, causada por *P.c.* subsp. *carotovorum* em couve-chinesa, que também representa o que ocorre com as demais brássicas.

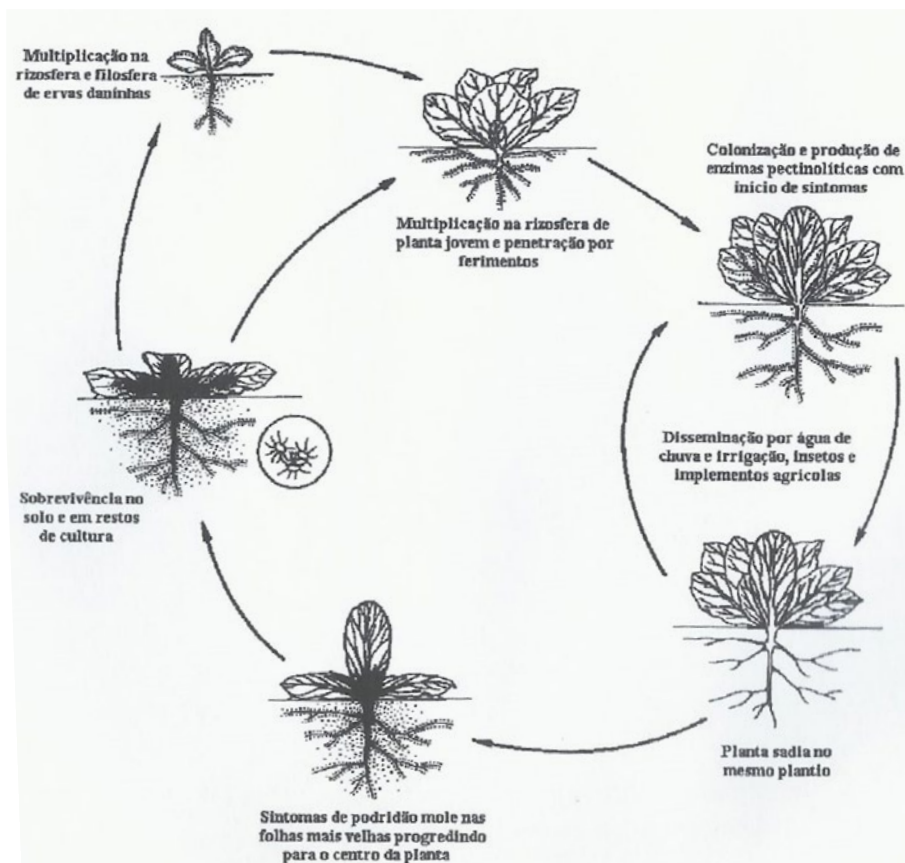


Figura 8: Ciclo da podridão mole causada por *Pectobacterium carotovorum* subsp. *carotovora* em couve chinesa (MARIANO *et al.*, 2001).

2.3. *Pseudomonas syringae* pv. *maculicola* (mancha da folha do repolho)

A descrição desse agente causal em nosso país ocorreu em campos de produção de sementes de couve-flor, no município de Atibaia, estado de São Paulo, em 1969. Posteriormente, em 1997, essa doença foi assinalada em plantio comercial de brócolis e couve-flor, no município de Araras, estado de São Paulo.

Sintomas

As folhas apresentam lesões circulares em grande número. Inicialmente, essas manchas são de coloração verde-escura e aspecto anasarcado, com 1-2 mm de diâmetro e quando evoluem tornam-se pardacentas e, se examinadas contra a luz, apresentam aspecto translúcido, podendo atingir 5 mm de diâmetro. Quando as lesões coalescem ocasionam o crestamento de grandes áreas do limbo foliar, seguindo da sua ruptura e do seu rendilhamento. As plantas infectadas não apresentam condições de comercialização. No caso da couve-flor, os prejuízos ainda são maiores, pelo pequeno desenvolvimento das inflorescências (cabeças), que não atingem o padrão de comercialização. A desfolha e/ou rendilhamento do limbo foliar alteram a cor das inflorescências devido à ação direta do Sol (Figs. 9 e 10).



Figura 9: Sintomas foliares causados por *Pseudomonas syringae* pv. *maculicola* em couve.



Figura 10: Sintomas foliares causados por *Pseudomonas syringae* pv. *maculicola* em couve-flor.

Etiologia

A espécie *Pseudomonas syringae* possui células móveis, através de vários flagelos polares. São bactérias que só vivem na presença de oxigênio. A identificação em nível de espécie é relativamente simples, sendo determinada por testes bioquímicos e fisiológicos (LOPAT – Levan, Oxidase, Podridão em batata, Arginina diidrolase e reação de hipersensibilidade em fumo). Já a identificação em nível de patovar é determinada pelos testes de patogenicidade em hospedeiros específicos, no presente caso as brássicas, ou por meio de técnicas de biologia molecular, utilizando marcadores moleculares ou *primers* específicos.

Epidemiologia

Pseudomonas syringae pv. *maculicola* é um patógeno natural de plantas da família das brássicas. Entretanto, foi descrita outra bactéria denominada *P. cannabina* pv. *alisalensis* (sin. *P. syringae* pv. *alisalensis*), que também tem causado sérios danos às crucíferas. Essas duas espécies bacterianas vêm causando sérios danos às brássicas no Japão. Além disso, a doença causada por essas fitobactérias vem causando prejuízos em rúcula, couve-flor e couve-nabo na Califórnia e também danos em repolho na Carolina do Sul, EUA. *P. cannabina* pv. *alisalensis* também já foi relacionada como patógeno de brássicas na Alemanha e na Austrália e, no Japão, na cultura de aveia preta. Resumindo, essas duas espécies bacterianas infectam um grande número de brássicas, mas apresentam características genéticas e bacteriológicas diferentes. Cabe ressaltar que *P. cannabina* pv. *alisalensis* não foi assinalada no Brasil até o presente momento.

Os sintomas ocasionados por *P.s.* pv. *maculicola* e *P.c.* pv. *alisalensis* apresentam algumas diferenças. *P.c.* pv. *alisalensis* ocasiona lesões maiores, que podem coalescer, atingindo vários centímetros de comprimento, ao passo que *P.s.* pv. *maculicola*, via de regra, produz manchas pequenas, raramente apresentando sintomas de queima. Ambas espécies são veiculadas por sementes e sobrevivem em restos culturais no solo.

A espécie *P.c.* pv. *alisalensis* está dividida em dois grupos: A e B. No rabanete, o grupo A é mais agressivo que o B e este é mais agressivo para outras brássicas, podendo ter papel importante nos recentes surtos em várias crucíferas, pois o diagnóstico em campo é difícil. Aqui, mais uma vez, fica evidenciada a necessidade do exame minucioso das plantas com sintomas, o isolamento do agente causal e o desenvolvimento de testes, principalmente os testes de patogenicidade, com o objetivo de se detectar com precisão o agente causal e, a partir de então, recomendar potenciais medidas de controle. É importante salientar que até o presente não foi detectada a presença de *P.c.* pv. *alisalensis* no Brasil.

Há aqui outro dado epidemiológico importante – as doenças causadas por *Xanthomonas campestris* pv. *raphani* e *X.c.* pv. *armoraciae* causam sintomas muito parecidos aqueles observados em plantas infectadas por *P. s.* pv. *maculicola* e *P.c.* pv. *alisalensis*. *X.c.* pv. *armoraciae* apresenta como característica o desenvolvimento de pequenas lesões verde-oliva, coalescentes, circundadas por um halo amarelado. Lesões profundas, negras e alongadas nas hastes e nos pecíolos podem matar as plantas rapidamente. Esses sintomas lembram aqueles da mancha bacteriana da couve-flor causados por *P. s.* pv. *maculicola*. Além das crucíferas, *X. c.* pv. *armoraciae* também ocorre em tomateiro, pimentão e fumo. Vale lembrar que esses dois patovares de *X. campestris* não figuram como patógenos de brássicas presentes Brasil.

2.4. *Pseudomonas viridiflava* (mancha foliar)

Essa espécie bacteriana já foi assinalada em várias culturas no Brasil, incluindo alface, alho, batata, cebola, cenoura, feijão, mandioca, rabanete, repolho, sendo também detectada em lotes de sementes de couve-chinesa (*Brassica rapa* var. *pekinensis*) importadas do Japão. A detecção dessa bactéria em lotes de sementes importadas tem importância epidemiológica, visto constituir em risco potencial para outras crucíferas ou mesmo para outras plantas, uma vez que pode afetar um grande número de plantas hospedeiras. Essa bactéria é considerada uma espécie oportunista que pode sobreviver como epífita, em associação com plantas daninhas e, somente em condições muito favoráveis, pode causar infecção e danos econômicos.

A partir de 1999 foi descrita a associação de duas fitobacterioses em rúcula: *Pseudomonas syringae* e *P.c.* subsp. *carotovorum* causando lesões foliares sob a forma de pequenas manchas, em grande número, com 1-2 mm de diâmetro, circulares, deprimidas e de coloração escura. Em alguns casos, ocorre coalescência de lesões, comprometendo grandes áreas do limbo foliar. Sintomas de podridão mole da parte aérea também foram observados, ocorrendo tanto em condições de campo, como em pós-colheita, o que inviabiliza o material para comercialização (Fig. 11). Também foi descrita a ocorrência de *X. c.* pv. *campestris* causando lesões foliares típicas em “V”, clorose, distorção e murcha, além de necrose do sistema vascular das plantas. A mesma sintomatologia também foi observada em plantas de mostarda branca (*Sinapsis alba*).



Figura 11: Sintomas foliares causados por *Pseudomonas syringae* em rúcula.

Ainda em brássicas, em 2010, foi relacionada uma nova bacteriose em rabanete (*Raphanus sativus*) causada por *Acidovorax* sp. As plantas apresentavam sintomas de manchas foliares e lesões nas raízes. Provavelmente, trata-se da bactéria *Acidovorax valerianellae*, já descrita como patógeno da cenoura em nosso país (Fig. 12).



Figura 12: Sintomas ocasionados por *Acidovorax* sp. em rabanete.

3. Medidas gerais de controle

O primeiro requisito básico para a adoção de quaisquer medidas de controle/manejo de doenças de etiologia bacteriana é a sua correta diagnose. Essas doenças requerem obrigatoriamente o exame em laboratório, o isolamento do agente causal, os testes de patogenicidade e a caracterização para a identificação da bactéria em nível de espécie e, quando necessário, da subespécie ou do patovar envolvido. Embora já tenha sido comentado anteriormente, nunca é demais ressaltar que a diagnose de doenças bacterianas baseada simplesmente em sintomatologia leva, na grande maioria dos casos, a resultados equivocados e que vão comprometer potenciais medidas para a eliminação ou a mitigação do problema.

Por outro lado, o controle das doenças bacterianas em brássicas é de caráter genérico, visto que não há produtos fitossanitários registrados para nenhuma das culturas anteriormente citadas, quando o alvo são as fitobacterioses. Desta forma, as medidas envolvem basicamente os seguintes princípios:

- Utilizar cultivares resistentes, tolerantes ou menos suscetíveis para quaisquer das culturas relacionadas é sempre recomendado. O emprego de cultivares resistentes é o meio mais efetivo e o caminho mais procurado;
- Utilizar sementes ou outra forma de material propagativo livre de patógenos; quando disponível, fazer o uso de sementes certificadas;
- Desenvolver lavouras, sempre que possível, em solos leves, evitando o acúmulo de água e o cultivo em solos de baixada, mal drenados;
- Facilitar aeração utilizando, na medida do possível, espaçamentos maiores, que também resultam em menor umidade do solo;
- Utilizar água de irrigação livre de contaminação;
- Controlar irrigação, evitando encharcamento do solo;
- Evitar ferimentos durante o plantio ou tratos culturais;
- Evitar excesso de nitrogênio e utilizar sempre uma nutrição equilibrada;
- Fazer rotação de culturas, quando possível, por dois anos com gramíneas;
- Desinfestar periodicamente todos os reservatórios e tubulações em cultivos hidropônicos;
- Erradicar plantas doentes e plantas daninhas ou de vegetação espontânea que possam funcionar como fontes de inóculo;

- Fazer uso do tratamento térmico de sementes por 50 °C, por 15-25min, quando possível;
- Armazenar as culturas em locais ventilados, secos e a baixas temperaturas.

No caso das brássicas, eliminar totalmente os restos culturais, através de uma aração profunda e eliminação de plantas daninhas, que eventualmente possam hospedar essas bactérias, é uma alternativa de controle, principalmente para a podridão negra.

Algumas medidas de controle devem ser adotadas no período da entressafra, como a eliminação de restos culturais e/ou mesmo de plantas da vegetação espontânea, que podem ser portadoras da bactéria sem que expressem quaisquer tipos de sintomas, mas constituem importante fonte de inóculo.

4. Coletas e remessas de materiais para análise

A correta coleta e remessa de material para análise laboratorial é fundamental para um diagnóstico acertado e, conseqüentemente, a adoção de medidas de manejo da doença. Para as lesões foliares, coletar folhas com sintomas característicos, embrulhá-las em papel jornal e enviá-las para o laboratório o mais rapidamente possível.

Nos casos de sintomas de podridão mole, jamais acondicionar o material em sacos plásticos. Ambientes fechados criam um microclima que propicia a proliferação de uma série de bactérias saprófitas, que podem mascarar eventuais bactérias fitopatogênicas. Para as podridões moles, o ideal é que o material seja coletado e enviado ao laboratório no mesmo dia. Quando utilizar o correio, sempre dar preferência para as formas de envio mais rápidas (p.ex. SEDEX 10). Evitar postar materiais próximos a finais de semana ou feriados. Esse material ficará retido vários dias no correio e seguramente, quando chegar ao laboratório, estará em condições inapropriadas para análise.

É preciso, ainda, identificar corretamente o material (nome da propriedade e do proprietário, dados da planta, sintomas observados no campo, em estufas, etc; distribuição dos sintomas no campo e endereço completo, incluindo telefone celular e, quando possível, contato de WhatsApp).

5. Literatura consultada

BERIAM, L.O.S.; ALMEIDA, I.M.G.; HARAKAVA, R.; RODRIGUES NETO, J. Mancha foliar em rabanete (*Raphanus sativus*) causada por *Acidovorax* sp. **Tropical Plant Pathology**, Viçosa, v.35, supl., S183, 2010.

BERIAM, L.O.S.; MALAVOLTA JÚNIOR, V.A.; ALMEIDA, I.M.G.; RODRIGUES NETO, J.; ABRAMIDES, P.G. **Bactérias fitopatogênicas no Brasil**: levantamento bibliográfico. [2021]. Disponível < <http://www.biologico.sp.gov.br/bacteriasfitopatogenicas/#/> > Acesso em: 20 nov. 2021.

HENZ, G.P.; REIFSCHNEIDER, F.J.B.; BRITO, L.B. Ocorrência de *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* em mostarda branca (*Sinapsis alba*) e rúcula (*Eruca sativa*) no Distrito Federal. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.12, n.2, p.139, 1987.

KINUPP, V.F.; LORENZI, H. **Plantas Alimentícias Não Convencionais (PANC) no Brasil**. Nova Odessa: Instituto Plantarum de Estudos da Flora, 2014.

LAALA, S.; BUOZNAD, Z.; MANCEALIC, C. Development of a new technique to detect living cells of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* in crucifer seeds: the seed q PCR. **European Journal of Plant Pathology**, London, v.141, p.637-646, 2015.

LELLIOT, R.A.; BILLING, R.A.; HAYWARD, A.C. A determinative scheme for the fluorescent plant pathogenic pseudomonads. **Journal of Applied Biotechnology**, Oxford, v.29, n.3, p.470-489, 1966.

MACIEL, K. W.; ALMEIDA, I. M. G.; SILVA, H. S. A.; RODRIGUES, L. M. S.; BERIAM, L. O. S. Detecção de *Pseudomonas viridiflava* em sementes importadas de couve chinesa (*Brassica rapa* var. *pekinensis*). **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.36, n. 1, p.83-84, 2010.

MALAVOLTA JÚNIOR, V.A.; ALMEIDA, I.M.G. DE; MALAVOLTA, V.M.A.; BERIAM, L.O.S. Grave surto de *Pseudomonas syringae* pv. *maculicola* no Estado de São Paulo. **O Biológico**, São Paulo, v.60, n.1, p.81-83, 1998.

MALAVOLTA JÚNIOR, V.A.; ALMEIDA, I.M.G. DE; MALAVOLTA, V.M.A.; SINIGAGLIA, C. Ocorrência de bacterioses em rúcula no Brasil. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v.66, n.1, p.39-42, 1999.

MALAVOLTA JR., V.A.; BERIAM, L.O.S.; ALMEIDA, I.M.G.; RODRIGUES NETO, J. Bactérias fitopatógenicas assinaladas no Brasil: uma atualização. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 34, supl., p.1-88, 2008.

MARIANO, R. L.R.; SILVEIRA, E.B.; ASSIS, S.M.P.; GOMES, A.M.A.; OLIVEIRA, I.S.; PEIXOTO, A.R. Diagnóstico e manejo de fitobacterioses de importância no nordeste brasileiro. In: MICHEREFF, S.J.; BARROS, R. (ed.). **Proteção de Plantas na Agricultura Sustentável**. Recife: UFRPE, 2001. p.141-169.

SAMSON, R.; LEGENDRE, J.B.; CHRISTEN, R.; FISCHER, L.E.; SAUX, M.; ACHOUAK, W.; GARDAN, L. Transfer to *Pectobacterium chrysanthemi* (Brenner *et al.*, 1973) Hauben *et al.*, 1998 and *Brenneria paradisiacalo* the genus *Dickeya* gen.nov. as *Dickeya chrysanthemi* comb.nov. and *Dickeya paradisiaca* comb. nov. and delineation of four novel species: *Dickeya dadantii*, sp.nov., *Dickeya dianthicola*, sp.nov., *Dickeya dieffenbachiae*, sp.nov and *Dickeya zeae* sp.nov. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, London, v. 55, n.4, p.1415-1427, 2005.

SCHAAD, N.W.; JONES, J.B.; CHUN, N. (ed.). **Laboratory guide for identification of plant pathogenic bacteria**. 3 ed. St. Paul: APS Press, 2001.

SILVA, J.C.; SILVA JUNIOR, T.A.F.; SOMAN, J.M.; TOMASINI, T.D.; BALDINI, L.F. G.; MARINGONI, A.C. Detecção de *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* no filoplano de plantas daninhas em condições de campo. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 50., 2017, Uberlândia. **Anais** [...]. Uberlândia: SFB, 2017.

SILVA, J.C.; SILVA JUNIOR, T.A.F.; SOMAN, J.M.; TOMASINI, T.D.; MARINGONI, A.C. Ocorrência de *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* em *Raphanus raphanistrum*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.43 (CD). 2017.

TAKIKAWA, Y.; TAKAHASHI, F. Bacterial leaf spot and blight of crucifer plants (Brassicaceae) caused by *Pseudomonas syringae* pv. *maculicola* and *P. cannabina* pv. *alisalensis*. **Journal of General Plant Pathology**, Tsushima, v. 80, p.466-474, 2014.

ZHAO, Y.; DAMICONE, J.P.; DEMEZAS, D.H.; BENDER, C.L. Bacterial leaf spot diseases of leafy crucifers in Oklahoma caused by pathovars of *Xanthomonas campestris*. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 84, p.1008-1014, 2000.

DOENÇAS CAUSADAS POR FITOPLASMAS

Ivan Paulo Bedendo

Dr. Ivan Paulo Bedendo

Professor Titular da Universidade de São Paulo (USP), Escola Superior de Agricultura
"Luiz de Queiroz" (ESALQ), Departamento de Fitopatologia e Nematologia (DFN),
Laboratório de Procariotos Fitopatogênicos (LPF).
ORCID 0000-0003-4481-7533
e-mail: ibedendo@usp.br



1. Introdução

A cultura de brássicas tem seu potencial produtivo afetado por diversos fatores bióticos e abióticos. Em relação aos fatores bióticos, as doenças causadas por fungos, bactérias, vírus e nematoides têm sido frequentemente relatadas pela literatura especializada. Dentre as doenças, o enfezamento, uma doença associada aos fitoplasmas, tem chamado a atenção de técnicos e produtores nas últimas três décadas por causar sérios danos às culturas e perdas significativas aos produtores.

Fitoplasmas são micro-organismos que pertencem ao Domínio Bactéria, Filo Firmicutes e Classe Mollicutes. Existe uma proposta de se elevar o termo trivial “fitoplasma” para o nível de gênero; contudo, atualmente, para este nível taxonômico a denominação indicada é ‘*Candidatus*’ Phytoplasma. Portanto, taxonomicamente, os fitoplasmas não recebem, individualmente, a nomenclatura binomial latina de gênero/espécie. São classificados em grupos e subgrupos, principalmente com base na variabilidade genética do gene 16S rRNA. Neste caso, o grupo é indicado por algarismos romanos e o subgrupo por letras maiúsculas. Técnicas moleculares são utilizadas para sua detecção em plantas suspeitas de infecção e também para sua diferenciação genética e classificação dentro dos diversos grupos e subgrupos mundialmente reconhecidos.

Os fitoplasmas foram descritos no final da década de 1960. São bactérias que não apresentam parede celular e, por conseguinte, não têm forma definida. São, portanto, organismos pleomórficos. As dimensões das células são bem menores quando comparadas com as células de outras espécies bacterianas que causam doenças nas plantas. Os fitoplasmas são parasitas obrigatórios de vegetais e insetos, sendo extremamente fastidiosos e dificilmente cultiváveis em meio de cultura. Nas plantas, colonizam exclusivamente os vasos de floema e se distribuem sistemicamente, porém não obrigatoriamente de modo uniforme (Fig. 1).

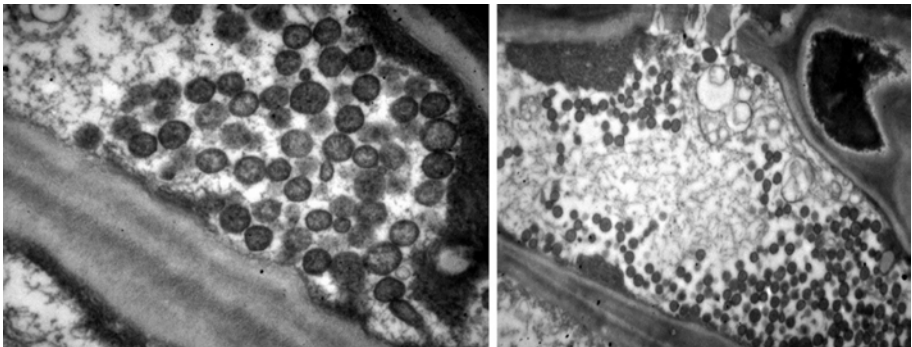


Figura 1: Corpúsculos pleomórficos e arredondados, típicos de fitoplasmas, presentes nos vasos do floema de planta infectada

Na natureza, os fitoplasmas são transmitidos por insetos vetores que têm aparelho bucal do tipo sugador, principalmente pelas cigarrinhas e, em menor escala, pelos psilídeos. Os insetos, uma vez infectados, transmitem estes patógenos por todo seu período de vida, pois os fitoplasmas passam a se multiplicar e circular em diversos órgãos do corpo do vetor. A transmissão ocorre quando o vetor se alimenta no floema de planta infectada e, após um período de latência, passa a se alimentar em hospedeiro sadio.

Os sintomas apresentados pelas plantas infectadas são bastante diversos, resultantes de desequilíbrio hormonal e bloqueio do transporte de seiva nos vasos de floema que necrosam. Os sintomas mais comuns são caracterizados por clorose generalizada, enfezamento (nanismo), superbrotamento de ramos extranumerários, além de deformações foliares e florais (Fig. 2). A diagnose é feita com base nos sintomas exibidos pelo hospedeiro e na confirmação da presença constante do fitoplasma associado à planta doente.



Figura 2: Sintomas induzidos pela infecção de fitoplasma em couve-flor: Da esquerda para a direita: enfezamento (redução do crescimento das plantas), má formação da cabeça e anel escuro dos vasos do floema, visível quando se faz um corte transversal da haste da planta.

Os fitoplasmas são reconhecidos como importantes agentes causais de centenas de doenças ocorrentes em espécies cultivadas, daninhas e silvestres. Os danos causados são variáveis em função da espécie vegetal, das condições ambientais e da presença de insetos vetores que transmitem esses patógenos.

2. O enfezamento das brássicas

O enfezamento das brássicas é a denominação da doença causada por fitoplasmas em plantas de repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata*), couve-flor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*) e brócolis (*Brassica oleracea* var. *italica*). A doença é caracterizada por uma diversidade de sintomas que podem ocorrer de maneira isolada ou em conjunto, com maior ou menor nível de intensidade.

Os sintomas são evidenciados por clorose foliar leve ou acentuada; enfezamento generalizado, reduzindo o porte da planta; avermelhamento foliar se iniciando pelos bordos, mas podendo se estender por toda a lâmina foliar; desenvolvimento de brotos laterais na base da haste principal da planta; malformação de “cabeça”, reduzindo o valor de mercado; escurecimento da região dos vasos, resultante da necrose de tecido. No caso específico do repolho, as folhas podem permanecer abertas, não formando a “cabeça”, daí derivam os nomes populares de ‘pratinho’ e ‘acefalia’ (Fig. 3).



Figura 3: Sintomas induzidos pela infecção de fitoplasma em repolho: Da esquerda para a direita: avermelhamento foliar se iniciando pelos bordos (podendo se estender por toda a lâmina foliar), enfezamento (redução do crescimento das plantas) e malformação da cabeça e anel escuro dos vasos do floema, visível quando se faz um corte transversal da haste da planta.

A doença provoca danos variáveis nas culturas de repolho, couve-flor e brócolis, reduzindo a produtividade e a qualidade comercial dos produtos, causando perdas significativas para os agricultores. As observações de campo mostraram níveis de incidência de 30 a 70% para repolho, até 90% para couve-flor e de 3-10% para brócolis. A ocorrência de altas incidências chega a inviabilizar o plantio, levando os produtores a abandonarem campos de cultivo ou substituírem essas brássicas por outras espécies de hortaliças. A capacidade do patógeno de infectar repolho, couve-flor e brócolis e a não erradicação de focos de inóculo podem contribuir para o aumento dos riscos de disseminação da doença. Isto pode ocorrer quando o agricultor adota um sistema de rotação de cultura entre essas diferentes variedades ou cultiva uma mesma variedade em diferentes estágios de maturação numa mesma propriedade. A adoção destas práticas pode favorecer a sobrevivência do patógeno, garantindo sua presença constante nas áreas cultivadas. Também tem sido observado que quanto mais precocemente a planta for infectada, mais intensos são os sintomas e maiores são os danos ocasionados pela doença. Outro aspecto interessante é que a doença normalmente tem ocorrência intermitente ou descontínua, sendo mais severa em alguns anos do que em outros.

3. Histórico da doença e diversidade de fitoplasmas

No Brasil, especificamente no estado de São Paulo, as primeiras descrições do enfezamento em brássicas foram feitas em plantas de repolho, couve-flor e brócolis cultivadas na região de Bragança Paulista, Sorocaba, Ipeúna e Morungaba. Segundo técnicos e produtores, a doença começou a despertar a atenção a partir de década de noventa. Após seu aparecimento, a doença foi crescendo em importância, devido aos altos níveis de incidência que levavam à redução da produtividade e do padrão de qualidade do produto, resultando em queda do valor comercial. Investigações iniciais foram conduzidas, buscando-se determinar a etiologia da doença, porém patógenos fúngicos, bacterianos e virais foram descartados como possíveis agentes causais. Com base na literatura, observou-se que os sintomas presentes nessas brássicas também ocorriam em cultivos implantados em outros países, sendo relatados como decorrentes de infecção por fitoplasmas. Novo direcionamento foi adotado nas investigações, buscando-se associar a doença aos fitoplasmas. Após intensivas pesquisas, foi confirmada a presença constante dessas bactérias com as plantas sintomáticas. Posteriormente, significativos danos decorrentes de altos níveis de incidência da doença foram constatados em campos de repolho instalados no estado do Paraná na região de Curitiba, bem como em áreas plantadas com repolho e couve-flor localizadas na cidade de Nova Bassano, no Rio Grande do Sul. É provável que a doença também ocorra em outras regiões brasileiras que cultivam hortaliças dessas três variedades.

A associação de fitoplasmas com o enfezamento das brássicas foi inicialmente reportada na Itália na década de oitenta, em plantas de couve-flor e brócolis com sintomas de clorose e deformação de inflorescência. Em repolho, a doença é conhecida desde a década de quarenta nos Estados Unidos, sendo posteriormente reportada no sul da Itália e Hungria, apresentando sintomas similares aqueles ocorrentes nas culturas brasileiras. No Brasil, apesar de ter sido observada ainda na década de noventa, os primeiros relatos comprovando a etiologia fitoplasmática foram feitos em meados dos anos 2000. Nas condições brasileiras, fitoplasmas representantes de diversos grupos e subgrupos têm sido identificados, em associação com a doença, porém os sintomas exibidos pelas plantas doentes são idênticos. Assim, em repolho foram encontrados fitoplasmas dos grupos 16SrI e 16SrIII; em couve-flor, fitoplasmas dos grupos 16SrI, 16SrIII, 16SrVII, 16SrXIII e 16SrXV; em brócolis, fitoplasmas dos grupos 16SrI, 16SrIII e 16SrXIII.

4. Insetos vetores

Insetos do tipo cigarrinhas estão envolvidos com a transmissão de fitoplasmas associados ao enfezamento das brássicas. Em insetos coletados no interior e nas áreas adjacentes aos campos comerciais de repolho, couve-flor e brócolis, localizados em Bragança Paulista, estado de São Paulo, foram detectados em várias espécies de cigarrinhas fitoplasmas pertencentes aos mesmos grupos identificados em plantas dessas variedades de brássicas. Este achado se constitui em forte evidência de que insetos vetores do tipo cigarrinhas estão envolvidos na disseminação de fitoplasmas associados à doença. Além disso, evidenciam que insetos ocorrentes na vegetação nativa ou capins que circundam áreas cultivadas podem ser responsáveis pela introdução de fitoplasmas, naturalmente presentes nestas plantas, para as áreas de culturas comerciais. A identificação taxonômica dos insetos coletados permitiu encontrar representantes das espécies *Agallia albidula*, *Agalliana sticticollis*, *Atanus nitidus*, *Balchutha hebe*, *Empoasca* spp., *Planicephalus flavicosta* como portadoras de fitoplasmas também encontrados nas brássicas. Estes insetos são polípagos, com potencial para se alimentar e, conseqüentemente, transmitir fitoplasmas para numerosos hospedeiros. Testes experimentais de transmissão foram realizados e insetos das espécies *A. albidula*, *A. sticticollis*, *A. nitidus*, e *B. hebe* foram confirmados como vetores de fitoplasmas para plantas de brócolis.

5. Hospedeiros alternativos

Plantas de diversas espécies daninhas foram coletadas nas áreas adjacentes aos campos de brócolis situados na região de Bragança Paulista. Em plantas de doze espécies foram encontrados fitoplasmas também identificados em plantas de brócolis cultivadas em campos comerciais. As espécies portadoras de fitoplasmas foram: buva (*Erigeron bonariensis*), falsa-serralha (*Emilia sonchifolia*), serralha-amarela (*Sonchus oleraceae*), picão-preto (*Bidens pilosa*), mentrasto (*Agerantum conyzoides*), mentruz (*Lepidium virginicum*), mamona (*Ricinus communis*), rubim (*Leonurus sibiricus*), crotalária (*Crotalaria lanceolata*), guanxuma (*Sida rhombifolia*), erva-de-rato (*Paulicourea marcgravii*) e juá-de-capote (*Nicandra physalodes*). Estes resultados evidenciaram que estas espécies podem servir como reservatórios do patógeno, bem como fonte de inóculo para a cultura caso insetos vetores estejam presentes na área. Assim, essas plantas invasoras podem eventualmente contribuir para a introdução, manutenção e, conseqüente, aumento da doença no campo cultivado, possibilitando a ocorrência de altos níveis de incidência. Considerando-se que os fitoplasmas presentes nas plantas daninhas são coincidentes com aqueles encontrados nos insetos e nas culturas de repolho, couve-flor e brócolis, pode-se inferir que plantas daninhas podem servir como reservatórios e fontes de inóculo dos patógenos para estas culturas.

Um destaque especial é o caso da erva daninha conhecida como mostarda-do-campo (*Brassica rapa* L. ssp. *rapa*). Há alguns anos foi constatada intensa infestação de plantas desta espécie em campos de couve-flor, durante o desenvolvimento da cultura e mesmo na época de pousio. Altas incidências de plantas apresentando sintomas tipicamente induzidos por fitoplasmas foram observadas, tais como intensa proliferação de ramos finos, deformações foliares e florais. Análises moleculares permitiram identificar fitoplasmas dos subgrupos 16SrIII-B, 16SrIII-J, 16SrIII-U and 16SrVII-B, os quais foram também identificados em plantas de couve-flor. Esta evidência aponta mostarda-do-campo como hospedeiro alternativo que potencialmente pode servir como fonte de inóculo para culturas comerciais.

6. Epidemiologia

Estudos epidemiológicos revelaram um padrão de dispersão do tipo agregado para o enfezamento, o que significa que a doença ocorre em focos dentro da cultura. Além disto, a dispersão do tipo agregado aponta para a presença de vetores envolvidos na disseminação do agente causal da doença. As análises epidemiológicas também evidenciaram que a doença é disseminada a partir dos bordos para o interior da área cultivada, reforçando a hipótese de envolvimento de insetos vetores na disseminação do patógeno. Estas análises foram concordantes com observações de campo, sugerindo que capins usados para pastagens, bem como a presença de espécies daninhas presentes no entorno da área cultivada podem atuar como reservatórios do patógeno e fontes de inóculo para a cultura principal.

7. Manejo da doença

O manejo consiste na utilização de determinadas medidas de controle visando minimizar os danos causados pela doença. O manejo proposto se baseia em observações de campo fornecidas por produtores, as quais são concordantes com as informações obtidas até o momento como resultados de pesquisa. Considerando-se que: i) fitoplasmas pertencentes aos mesmos grupos estão associados ao enfezamento do repolho, couve-flor e brócolis; ii) estes fitoplasmas estão presentes em diversas plantas invasoras encontradas nas culturas comerciais e áreas adjacentes; iii) estes patógenos foram detectados em algumas espécies de cigarrinhas e comprovadamente transmitidos por outras espécies; iv) o modelo agregado de distribuição da doença indica a participação de insetos vetores como componentes do processo de doença, preconiza-se o uso das seguintes medidas de controle:

- Produção de mudas em viveiros protegidos contra insetos, visando à obtenção de mudas sadias para instalação das culturas comerciais;

- Tratamento químico das plantas nos primeiros estádios de desenvolvimento (até 30-40 dias após o transplante) buscando controlar os insetos e evitar infecções precoces;
- Eliminação de plantas doentes da cultura para reduzir possíveis fontes de inóculo para as plantas saudáveis;
- Manutenção da área de plantio e seu entorno livres de plantas daninhas e gramíneas de pastagens, diminuindo seu papel como possíveis fontes de inóculo para a cultura;
- Eliminação de plantas da cultura e de plantas infestantes após a colheita, evitando reservatórios para o patógeno e fontes de inóculo para a próxima safra.

8. Literatura consultada

AMARAL MELLO, A.P.O. **Identificação molecular de fitoplasmas associados ao enfezamento do repolho e análise epidemiológica da doença**. 2007. Tese (Doutorado em Fitopatologia – Área de Ciências) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2007.

AMARAL MELLO, A.P.O.; AMORIM, L.; BEDENDO, I.P. Phytoplasma of the 16SrIIIJ subgroup associated with cabbage stunt and spatial pattern analysis of the disease. **Journal of Plant Pathology**, Pisa, v. 103, p.79-85, 2021. doi 10.1007/s42161-020-00701-4.

BANZATO, T.C.; FERREIRA, J.; BEDENDO, I.P. Field mustard (*Brassica rapa*) na invasive weed species in cauliflower fields is a host of multiple phytoplasmas. **Australasian Plant Pathology**, Victoria, v.50, n.4, p.403-405, 2021.

BEDENDO, I.P. Fitoplasmas e espiroplasmas. In: AMORIM, L.; REZENDE, J.A.M.; BERGAMIN FILHO, A. (ed.). **Manual de fitopatologia: princípios e conceitos**. 50 ed. Ouro Fino: Agronômica Ceres, 2018. p.181-190.

BEDENDO, I.P.; LOPES, J.R.S. Impact and management of major phytoplasma diseases in Brazil. In: OLIVIER, C.Y.; DUMONCEAUX, T.J.; PÉREZ-LÓPEZ, E. (ed.). **Sustainable Management of Phytoplasma Diseases in Crops Grown in the Tropical Belt**. 1st ed. Crown: Springer, 2019. p.251-268.

CANALE, M.C.; BEDENDO, I.P. ‘*Candidatus* Phytoplasma brasiliense’ (16SrXV-A subgroup) associated with cauliflower displaying stunt symptoms in Brazil. **Plant Disease**, St Paul, v. 97, n.3, p.419-419, 2013.

CANALE, M.C.; BEDENDO, I.P. Report of ‘*Candidatus* Phytoplasma hispanicum’ (16SrXIII-E) associated with cauliflower stunt in São Paulo State, Brazil, and *Brassica oleracea* as its potential vector. **Plant Disease**, St Paul, v.103, n.3, p.967, 2020.

ECKSTEIN, B. **Enfezamento do brócolis: identificação molecular de fitoplasmas, potenciais insetos vetores e hospedeiros alternativos, e análise epidemiológica da doença**. 2010. Tese (Doutorado em Fitopatologia – Área de Ciências) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2010.

ECKSTEIN, B.; BARBOSA, J.C.; KREYCI, P.F.; CANALE, M.C.; BRUNELLI, K.R.; BEDENDO, I.P. Broccoli stunt, a new disease in broccoli plants associated with three distinct phytoplasma groups in Brazil. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v.161, n.6, p.442-444, 2013.

ECKSTEIN, B.; BARBOSA, J.C.; KREYCI, P.F.; ZANOL, K.M.R.; COELHO, L.B. N.; GONÇALVES, A.C.S.M.L.; BRUNELLI, K.R.; LOPES, J.R.S.; BEDENDO, I.P. Identification of potential leafhoppers vectors of phytoplasmas (16SrIII group) associated with broccoli stunt disease in Brazil. **Australasian Plant Pathology**, Victoria, v. 44, p.459-463, 2014.

HOGENHOUT, S.A.; OSHIMA, K.; AMMAR, E-D.; KAKIZAWA, S.; KINGDOM, H.; NAMBA, S. Phytoplasmas: bacteria that manipulate plants and insects. **Molecular Plant Pathology**, Oxford, v.9, n.4, p.403-23, 2008.

KREYCI, P.A.; ECKSTEIN, B.; LOPES, J.R.S.; FERREIRA, J.; BEDENDO, I.P. Transmission of ‘Candidatus Phytoplasma pruni’-related strain associated with broccoli stunt by four species of leafhoppers. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v.166, n.9, p.502-505, 2018.

MAIXNER, M. Phytoplasma epidemiological systems with multiple plant hosts. In: WEINTRAUB, P.G.; JONES, P. (ed.). **Phytoplasmas, genomes, plant hosts and vectors**. Oxford: CABI, 2009. p.12:213-32.

MARINGONI, A.C.; SILVA JÚNIOR, T.A.F. Doenças das brássicas. In: AMORIM, L.; REZENDE, J.A.M.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L.E.A. (ed.). **Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. 50 ed. Ouro Fino: Agronômica Ceres, 2016. p.165-173.

PEREIRA, T.B.C.; DALLY, E.L.; DAVIS, R.E.; BANZATO, T.C.; GALVÃO, S. R.; BEDENDO, I.P. Cauliflower is a new host of a subgroup 16SrVII-B phytoplasma associated with stunting disease in Brazil. **Plant Disease**, St Paul, v.100, n.5, p.1007-1007, 2016.

RAPPUSSI-DA-SILVA, M.C.C. **Enfezamento da couve-flor**: identificação molecular de fitoplasmas, evidência de potencial vetor e análise epidemiológica da doença. 2010. Tese (Doutorado em Fitopatologia – Área de Ciências) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2010.

RAPPUSSI, M.C.; ECKSTEIN, B.; FLÔRES, D.; HAAS, I.C.R.; AMORIM, L.; BEDENDO, I.P. Cauliflower stunt associated with a phytoplasma of subgroup 16SrIII-J and the spatial pattern of disease. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 133, n.4, p.829-840, 2012.

WEINTRAUB, P.; BEANLAND, L. Insect vectors of phytoplasmas. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v.51, p.91-111, 2006.

DOENÇAS CAUSADAS POR FUNGOS E CHROMISTAS

Jesus Guerino Tófoli

Ricardo José Domingues

Dr. Jesus Guerino Tófoli

Pesquisador Científico do Instituto Biológico (IB), Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal (CPSV), Laboratório de Doenças Fúngicas em Horticultura (LDFH).

ORCID 0009-0003-0629-2526

e-mail: jesus.tofoli@sp.gov.br

MsC. Ricardo José Domingues

Pesquisador Científico do Instituto Biológico (IB), Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal (CPSV), Laboratório de Doenças Fúngicas em Horticultura (LDFH).

ORCID 0009-0006-6040-798X

e-mail: ricardo.domingues@sp.gov.br



INSTITUTO BIOLÓGICO

1. Introdução

No cultivo de brássicas, as doenças causadas por fungos e chromistas podem ocasionar sérios prejuízos à produtividade, à qualidade e ao retorno econômico da atividade. Essas podem ocorrer no decorrer de todo ciclo da cultura provocando danos como falhas de germinação, tombamento de plântulas, manchas foliares, crescimento irregular das plantas, murchas, apodrecimentos, formação de galhas radiculares e a morte de plantas. As principais doenças fúngicas, em nossas condições de cultivo, são a mancha de *Alternaria* (*Alternaria* spp.), a mancha de *Cercospora* (*Cercospora* spp.), o oídio (*Erysiphe* spp.), a mancha anelar (*Neopseudocercospora brassicae*), o mofo cinzento (*Botrytis cinerea*), a canela preta (*Plenodomus lingam*), o tombamento (*Rhizoctonia solani*; *Fusarium* spp.), a murcha de *Fusarium* (*Fusarium* spp.), o mofo branco (*Sclerotinia sclerotiorum*) e a rizoctoniose (*Rhizoctonia solani*). Entre as doenças causadas por chromistas (oomicetos e cercozoários), destacam-se principalmente o míldio (*Hyaloperonospora parasitica*), a ferrugem branca (*Albugo candida*), a podridão radicular (*Globisporangium* spp.) e a hérnia (*Plasmodiophora brassicae*).

O conhecimento dos sintomas, etiologia, hospedeiros, epidemiologia e práticas integradas de manejo é fundamental para a implementação de sistemas sustentáveis de produção que priorizem a produção de alimentos saudáveis, a preservação do meio ambiente e a qualidade de vida no campo e nas cidades.

2. Doenças de parte aérea

As doenças da parte aérea ocorrem principalmente nas folhas, mas também podem ser observadas nos pecíolos, caules e inflorescências. Além de reduzirem a capacidade fotossintética das plantas, causam reflexos negativos na produtividade, na estética e na aceitabilidade do produto final pelo mercado.

Entre os fatores que favorecem as doenças da parte aérea destacam-se o plantio sucessivo de brássicas no mesmo local, desequilíbrios nutricionais, plantios adensados, irrigações excessivas e equívocos na adoção de medidas de controle.

2.1. Míldio

O míldio pode ocorrer durante as fases de sementeira, desenvolvimento vegetativo, floração e produção de sementes. Os danos causados pela doença variam em função da suscetibilidade da cultivar utilizada e das condições climáticas no decorrer do ciclo. A doença pode ocorrer em estufas, campos abertos e cultivos hidropônicos.

Etiologia

O míldio é causado por *Hyaloperonospora parasitica* (Pers.) Constant. (Sin. *Peronospora parasitica* (Pers.) Fr.) pertencente ao Reino Chromista, Filo Oomycota, Classe Peronosporae, Ordem Peronosporales e Família Peronosporaceae. Os esporângios são ovoides a elípticos (20 a 22 µm) sem a presença de papila, enquanto que os esporangióforos são agrupados, retos, longos e ramificados dicotomicamente. O patógeno pode produzir estruturas de resistência denominadas oósporos que podem perpetuá-lo no solo em períodos desfavoráveis a doença. *H. parasitica* caracteriza-se por ser um micro-organismo biotrófico, ou seja, para sobreviver e reproduzir ele necessita do hospedeiro vivo.

Hospedeiros

A doença é descrita nas culturas de repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata*), couve-manteiga (*Brassica oleracea* var. *acephala*), brócolis (*Brassica oleracea* var. *italica*), couve-de-bruxelas (*Brassica oleracea* var. *gemmifera*), couve-flor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*), couve-rabano (*Brassica oleracea* var. *gongylodes*), couve-chinesa (*Brassica rapa* subsp. *pekinensis*), pak-choi (*Brassica rapa* subsp. *chinensis*), nabo (*Brassica rapa* subsp. *rapa*), rúcula (*Eruca vesicaria* subsp. *sativa*), mostarda (*Brassica juncea*), canola (*Brassica napus*), rabanete (*Raphanus sativus*), agrião (*Nasturtium officinale*) e raiz-forte (*Armoracia rusticana*).

Sintomas

Na sementeira, o míldio inibe principalmente o crescimento das mudas tornando-as atrofiadas e inadequadas para o transplante. Em situações críticas, pode causar a morte de plântulas reduzindo de forma significativa o estande. A doença é observada inicialmente nos cotilédones e folhas basais, evoluindo posteriormente para as superiores. Os primeiros sintomas são caracterizados por manchas circulares, úmidas e cloróticas, que evoluem para lesões negras irregulares e necróticas (Figs. 1 e 2). Nesta fase, a doença é mais severa devido os tecidos dos cotilédones e folhas jovens serem altamente sensíveis, favorecendo o desenvolvimento de sintomas.



Figura 1: Míldio em folhas basais de mudas de repolho



Figura 2: Senescência foliar causada pelo míldio

No campo, a doença tende a ser menos severa devido a uma maior resistência dos tecidos maduros à infecção. Nesse estágio, as manchas foliares são castanhas, angulares, necróticas e quase sempre envoltas por um halo amarelado (Figs. 3 a 7). Nas inflorescências de brócolis e couve-flor, o míldio manifesta-se na forma de lesões deprimidas, úmidas e escuras que podem inviabilizar a floração e a produção de sementes. Em couve-flor, infecções sistêmicas iniciadas pelas raízes podem atingir o sistema vascular das plantas tornando-o escuro. Em couve-de-bruxelas, a doença é caracterizada por manchas amarelas ou negras que ocorrem nas gemas (“pequenos repolhos”) podendo comprometer várias camadas de folhas inutilizando-as para o consumo.



Figura 3: Míldio em folha de couve-flor.



Figura 4: Míldio na face inferior da folha de couve flor.



Figura 5: Sintoma de míldio em repolho no campo.



Figura 6: Míldio em folha de brócolis.



Figura 7: Míldio na face inferior da folha de brócolis.

Na sementeira e no campo, a presença de condições climáticas favoráveis permite a formação de frutificações branco-acinzentadas de *H. parasitica* (esporângios e esporangióforos) na face inferior das lesões (Figs. 8 e 9).

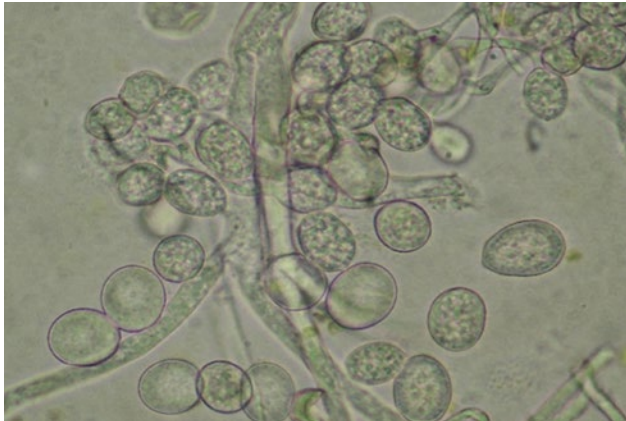


Figura 8: *Hyaloperonospora parasitica*



Figura 9: Aspecto da esporulação de *H. parasitica* em folha de brócolis.

Epidemiologia

O míldio é favorecido por alta umidade (>90%) e temperaturas que variam de 8 a 22 °C. Uma vez presente na área, na forma de oósporos ou associado a hospedeiros intermediários (plantas voluntárias ou invasoras suscetíveis), o patógeno originará esporângios que serão dispersos pela ação de ventos e respingos de água de chuvas e irrigação. Uma vez presentes na superfície do hospedeiro, a presença de umidade e temperatura favoráveis é fundamental para que ocorra a germinação, a penetração, o desenvolvimento de sintomas e a produção de inóculo para novos ciclos da doença. A doença é favorecida por plantios intensivos, adensados e realizados em áreas de baixada, sujeitas a neblina e formação de orvalho. Níveis excessivos de adubação nitrogenada podem tornar os tecidos foliares mais tenros e suscetíveis a doença.

Sementes, mudas, substratos, água, equipamentos de irrigação, ferramentas contaminadas e a ação de ventos e respingos de água de chuva e irrigação são os principais agentes de disseminação do patógeno.

Além das brássicas cultivadas, *H. parasitica* pode infectar plantas invasoras da mesma família como agrião-bravo (*Cardamine* sp.), mostarda-do-campo (*Brassica rapa* subsp. *campestris*, *Sinapis* sp.), mentruz (*Lepidium virginicum*) e nabiça (*Raphanus raphanistrum*).

Distribuição geográfica

O míldio tem ocorrência mundial, sendo encontrado na maioria dos países produtores de brássicas. No Brasil, a doença ocorre em todas regiões produtoras do Sul e Sudeste, sendo mais comum, no outono, inverno e início da primavera.

2.2. Mancha de Alternaria

A mancha de *Alternaria* causa danos estéticos que podem comprometer o rendimento e a qualidade das brássicas. A doença pode ocorrer em todas as fases de desenvolvimento da cultura, podendo ser observada na sementeira, durante o desenvolvimento da cultura no campo e na pós-colheita.

Etiologia

Alternaria brassicae (Berk.) Sacc.; *A. brassicicola* (Schwein.) Wiltshire; *A. japonica* Yoshii (*Sin. Alternaria raphani* J.W. Groves & Skolk) e *A. alternata* (Fr.) Keissl. pertencem ao Reino Fungi, Filo Ascomycota, Classe Dothideomycetes, Ordem Pleosporales e Família Pleoporaceae. Os conídios são isolados, retos ou curvos, castanhos, clavados ou com o corpo elipsoidal, afinando-se para a extremidade. Apresentam septos transversais, longitudinais e oblíquos. Os conidióforos se encontram isolados ou em grupo, retos ou curvos, algumas vezes geniculados, septados, com coloração castanha ou marrom. As quatro espécies diferem principalmente quanto as dimensões dos conídios. As espécies *A. brassicae* e *A. brassicicola* ocorrem de forma isolada ou em complexo na maioria das brássicas cultivadas, enquanto que *A. japonica* é mais comum em rabanete e nabo. *A. alternata* pode afetar a germinação de sementes, ocorrer em complexo com as outras espécies descritas e causar perdas na pós-colheita. *Alternaria* spp. são fungos necrotróficos, ou seja, além do hospedeiro podem sobreviver como saprófitas em restos de cultura, associados à matéria orgânica do solo, ou ainda, na forma de estruturas de resistência denominadas clamidósporos.

Hospedeiros

A doença é relatada nas culturas de repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata*), couve-manteiga (*Brassica oleracea* var. *acephala*), brócolis (*Brassica oleracea* var. *italica*), couve-de-bruxelas (*Brassica oleracea* var. *gemmifera*), couve-flor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*), couve-rabano (*Brassica oleracea* var. *gongylodes*), couve-chinesa (*Brassica rapa* subsp. *pekinensis*), pak-choi (*Brassica rapa* subsp. *chinensis*), nabo (*Brassica rapa* subsp. *rapa*), canola (*Brassica napus*), rúcula (*Eruca vesicaria* subsp. *sativa*), mostarda (*Brassica juncea*), rabanete (*Raphanus sativus*) e raiz-forte (*Armoracia rusticana*).

Sintomas

Durante a fase de sementeira, além de causar necroses nos cotilédones, a doença pode ocasionar redução da germinação, tombamento de plântulas, lesões em folhas primárias e queda no vigor das mudas. Em plantas em desenvolvimento e adultas, os sintomas são caracterizados por lesões foliares necróticas, circulares a ovaladas, com tamanho variável, envoltas ou não por halos amarelos, podendo ser facilmente identificadas pela presença de anéis concêntricos (Figs. 10 a 14). Esses sintomas são observados inicialmente nas folhas inferiores e, em seguida, evoluem para as superiores. Em condições climáticas favoráveis, as lesões podem ser recobertas por um crescimento negro aveludado, formado por conídios e conidióforos do fungo.



Figura 10: Mancha de *Alternaria* em repolho.



Figura 11: Mancha de *Alternaria* em couve-manteiga.



Figura 12: Mancha de *Alternaria* em couve-flor.



Figura 13: Mancha de *Alternaria* em brócolis.



Figura 14: Mancha de *Alternaria* em couve-chinesa.

Ataques severos da doença podem ocasionar também perfurações foliares, coalescimento de lesões, desfolha generalizada, assim como a presença de manchas necróticas escuras no caule, pecíolos e nas inflorescências de brócolis e couve-flor (Figs. 15 e 16).



Figura 15: Desfolha causada por mancha de *Alternaria* em couve-chinesa.



Figura 16: *Alternaria* spp. em couve-flor.

Em couve-de-bruxelas, a doença afeta principalmente as gemas (“pequenos repolhos”) causando manchas castanhas-escuras, concêntricas, que podem comprometer diretamente o aspecto visual e a qualidade das mesmas. Em condições em que a umidade não é suficiente para originar lesões concêntricas, a doença se manifesta na forma de pequenos pontos negros fuliginosos sobre a superfície foliar. Ataques durante as fases de florescimento e de formação de vagens podem comprometer a formação e a qualidade das sementes. Em algumas situações, lesões latentes podem se manifestar durante as fases de comercialização e armazenamento.

Epidemiologia

A doença é favorecida por temperaturas que variam de 20 a 30 °C e alta umidade relativa. Para que ocorra a infecção e o desenvolvimento da doença há a necessidade de, pelo menos, 9 horas de molhamento foliar e umidade relativa superior a 90%.

Plantas estressadas por déficit hídrico, por deficiência nutricional e ataque de nematoides tendem a ser mais suscetíveis à infecção. Quando as condições climáticas são favoráveis à doença, o fungo presente em hospedeiros doentes, associado a matéria orgânica ou proveniente da germinação de clamidósporos, esporula profusamente e é disseminado pelo campo pela ação de ventos ou respingos de água de chuva ou irrigação. Ao entrarem em contato com a superfície foliar de plantas suscetíveis, os conídios germinam e podem penetrar diretamente através da cutícula, pelos estômatos ou por ferimentos. A colonização dos tecidos ocorre rapidamente sendo os primeiros sintomas (pontos escuros) observados 48 a 72 horas após a inoculação.

Sementes contaminadas, mudas doentes, ação de ventos e respingos de água de chuva e irrigação são as principais vias de disseminação dos agentes causais dentro da cultura e a longas distâncias.

Além das brássicas cultivadas, as espécies de *Alternaria* citadas anteriormente podem infectar também plantas invasoras da família Brassicaceae como mostarda-do-campo (*Brassica* spp., *Sinapis* spp.), mentruz (*Lepidium virginicum*) e nabiça (*Raphanus raphanistrum*).

Distribuição geográfica

A mancha de *Alternaria* é uma doença típica de cultivos realizados em áreas tropicais e subtropicais. No entanto, na última década, a doença tem apresentado importância crescente em áreas temperadas da Europa, América do Norte e Ásia. Tal fato tem sido explicado por alguns pesquisadores como consequência das mudanças climáticas provocadas pelo aquecimento global. No Brasil, a doença ocorre em todo Centro-Sul, sendo mais comum na primavera e verão.

2.3. Ferrugem branca

A ferrugem branca é uma doença frequente em brássicas que afeta diretamente o potencial produtivo e a estética das plantas tornando-as inadequadas para o mercado. A doença pode ocorrer em campo aberto, estufas e cultivos hidropônicos.

Etiologia

Albugo candida (Pers. ex J.F. Gmel.) Roussel é um micro-organismo biotrófico pertencente ao Reino Chromista, Filo Oomycota, Classe Peronosporea, Ordem Albuginales e Família Albuginaceae. Possui esporangióforos longos, clavados, simples, hialinos com esporângios arredondados formados em cadeias. No interior dos esporângios formam-se zoósporos biflagelados que possuem a capacidade de nadar. Os oósporos são estruturas de resistência formadas no interior do tecido doente, que apresentam forma esférica e paredes espessas e resistentes. Permanecem no solo após a decomposição dos tecidos doentes.

Na literatura, são descritas pelo menos 17 raças fisiológicas de *A. candida* especializadas em brássicas cultivadas e invasoras.

Hospedeiros

A ferrugem branca é relatada nas culturas de repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata*), couve-manteiga (*Brassica oleracea* var. *acephala*), brócolis (*Brassica oleracea* var. *italica*), couve-de-bruxelas (*Brassica oleracea* var. *gemmifera*), couve-flor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*), couve-chinesa (*Brassica rapa* subsp. *pekinensis*), pak-choi (*Brassica rapa* subsp. *chinensis*) nabo (*Brassica rapa* subsp. *rapa*), canola (*Brassica napus* subsp. *oleifera*), rúcula (*Eruca vesicaria* subsp. *sativa*), mostarda (*Brassica juncea*), agrião (*Nasturtium officinale*) e rabanete (*Raphanus sativus*).

Sintomas

Nas folhas, os primeiros sintomas da doença são caracterizados por pequenas manchas amarelas, circulares, isoladas ou não, que podem ser observadas nas duas faces (Fig. 17).



Figura 17: Sintoma de ferrugem branca na face superior de couve-chinesa.

Ao evoluírem, elas tornam-se maiores podendo coalescer, enquanto que na face inferior formam-se pústulas brancas pulverulentas compostas por esporângios do patógeno (Figs. 18 e 19). Com o desenvolvimento das lesões, as folhas sofrem distorções, atrofias e apresentam pigmentação anormal. As folhas com grande número de lesões amarelecem, senescem e secam de forma prematura. Nos caules afetados aparecem intumescimentos localizados ou não e, em algumas situações, podem apresentar a proliferação de ramos laterais, que conferem as plantas um aspecto arbustivo. Nos órgãos florais, o fungo causa o aparecimento de distorções a nível dos pedicelos florais e hipertrofia de inflorescências, provocando a sua esterilidade. A doença pode afetar de forma significativa a produção de sementes.



Figura 18: Ferrugem branca na face inferior da folha de couve-chinesa.

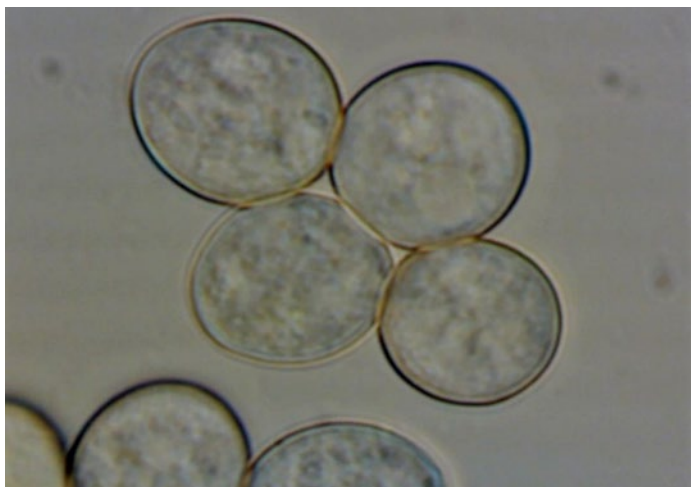


Figura 19: Esporângios de *Albugo candida*.

Epidemiologia

A doença é favorecida por clima ameno onde prevalecem temperaturas que variam de 10 a 20° C e alta umidade proporcionada principalmente pela ocorrência de neblina e orvalho. Ao germinarem, os oósporos presentes no solo originam esporângios que liberam os zoósporos que, através da água presente no solo, nadam, alcançam e infectam os hospedeiros. A presença de água na superfície das folhas é fundamental para a germinação e infecção dos esporângios e dos zoósporos.

As principais vias de sobrevivência do patógeno são as sementes, mudas e hospedeiros intermediários, sendo sua disseminação realizada principalmente através da ação de ventos e respingos de água de chuva e irrigação.

A. candida pode infectar também plantas invasoras como mostarda-do-campo (*Brassica* sp., *Sinapis* sp.), mentruz (*Lepidium* sp.) e nabiça (*Raphanus raphanistrum*).

Distribuição geográfica

A ferrugem branca apresenta uma ampla distribuição ocorrendo principalmente em áreas de clima temperado da Europa, América do Norte e Ásia. No Brasil, a doença ocorre principalmente nas regiões Sul e Sudeste, sendo mais comum no outono e inverno.

2.4. Oídio

O oídio é uma doença foliar que pode causar sérios danos estéticos em brássicas cultivadas em estufas, hidroponia e submetidas a irrigação localizada. Em campo aberto e períodos chuvosos, a doença ocorre em surtos relativamente leves e raramente prejudica o rendimento e a qualidade da produção.

Etiologia

Erysiphe polygoni DC e *E. cruciferarum* Opiz ex L. Junell são parasitas biotróficos que pertencem ao Reino Fungi, Filo Ascomycota, Classe Leotiomycetes, Ordem Erysiphales e Família Erysiphaceae. Possuem conídios elípticos, hialinos, produzidos em cadeias sobre conidióforos curtos e simples, que se disseminam com facilidade pela ação de ventos e respingos de água. Existem diferentes linhagens de *Erysiphe* spp. que podem apresentar vários graus de especialização para diferentes espécies de Brássica. Por exemplo, os isolados de nabo não afetam a couve-de-bruxelas.

Hospedeiros

O oídio é encontrado nas culturas de repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata*), couve-manteiga (*Brassica oleracea* var. *acephala*), couve-de-bruxelas (*Brassica oleracea* var. *gemmifera*), couve-flor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*), couve-chinesa (*Brassica rapa* subsp. *pekinensis*), pak-choi (*Brassica rapa* subsp. *chinensis*), nabo (*Brassica rapa* subsp. *rapa*), canola (*Brassica napus*), mostarda (*Brassica juncea*) e rabanete (*Raphanus sativus*).

Sintomas

Inicialmente, a doença é caracterizada pelo surgimento de pequenos crescimentos brancos ou branco-acinzentados sobre as superfícies superior e inferior de folhas, pecíolos, caules, gemas e inflorescências. Ao evoluírem, esses crescimentos coalescem formando uma massa pulverulenta composta por micélio, conídios e conidióforos do fungo. Posteriormente, os órgãos afetados tornam-se amarelados, retorcidos, enrolados e necrosados. Além de reduzir o crescimento, as plantas afetadas apresentam desfolha e distorções nas inflorescências (couve-flor e brócolis). As plantas afetadas raramente morrem, mas apresentam atrofias e desfolhas que as tornam impróprias para a comercialização.

Epidemiologia

O oídio é favorecido por ambientes de estufa, fluxo de ar restrito, ausência de água livre na superfície do hospedeiro (períodos secos), densa folhagem, índices de umidade de 50 a 70% e temperaturas que variam de 15 a 25 °C. Os conídios de *Erysiphe* spp. provenientes de mudas ou hospedeiros intermediários são facilmente disseminados pelo vento e, sob condições favoráveis, eles germinam e infectam plantas suscetíveis, através dos haustórios. Por se tratar de fungos que necessitam do hospedeiro vivo para sobreviver, as mudas, plantas voluntárias e hospedeiros intermediários são as suas principais fontes de inóculo no campo. *Erysiphe* spp. são fungos polípagos que podem infectar inúmeros gêneros botânicos, cultivados ou não.

Distribuição geográfica

O oídio é uma doença cosmopolita, sendo encontrada na maioria dos países produtores de brássicas. No Brasil, a doença é mais importante nas regiões Sul e Sudeste, sendo mais comum no outono, inverno e início da primavera.

2.5. Mancha de Cercospora

A mancha de *Cercospora* é uma doença foliar considerada secundária em nossas condições de cultivo. A doença pode causar a desfolha das plantas e afetar a estética do produto colhido.

Etiologia

As espécies *Cercospora brassicicola* Henn., *C. crucifearum* Ellis & Everh e *C. atrogriaceae* Ell. & Ev. descritas em brássicas pertencem ao Reino Fungi, Filo Ascomycota, Classe Dothideomycetes, Ordem Capnodiales e Família Mycosphaerellaceae. Possuem conídios hialinos, aciculares, retos a curvos, multisseptados indistintamente, subagudos no ápice e truncados na base. Os conidióforos são organizados em fascículo (2-18), apresentam coloração olivácea a marrom médio, uniforme em cor e largura, raramente ramificados e septados.

Hospedeiros

Cercospora brassicicola é relatada nas culturas de repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata*), couve-manteiga (*Brassica oleracea* var. *acephala*), couve-flor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*), couve-chinesa (*Brassica rapa* subsp. *pekinensis*), pak-choi (*Brassica rapa* subsp. *chinensis*), canola (*Brassica napus*) e mostarda (*Brassica juncea*). As espécies *C. crucifearum* e *C. atrogriaceae* são descritas apenas em rabanete (*Raphanus sativus*).

Sintomas

A doença caracteriza-se pelo desenvolvimento de lesões foliares e em ramos florais, com formato circular, coloração castanha pálida, com bordos escuros e envoltas ou não por halos amarelados. Pontuações negras podem ser observadas nas lesões e correspondem às frutificações do fungo. Afeta primeiramente as folhas basais da planta, evoluindo posteriormente para as superiores. Em algumas situações, a doença pode ocorrer em complexo com a mancha de *Alternaria*, podendo causar desfolha generalizada das plantas.

Epidemiologia

A mancha de *Cercospora* é favorecida pela alta umidade e temperaturas amenas (20 a 22°C). Os conídios, ao entrarem em contato com a superfície foliar, germinam e penetram através dos estômatos ou ferimentos, colonizando rapidamente os tecidos.

Cercospora spp. pode sobreviver por períodos variáveis em sementes, em plantas voluntárias e em plantas daninhas hospedeiras (*Raphanus* spp.). A disseminação ocorre principalmente através de mudas e sementes infectadas e pela ação de ventos e gotículas de água de chuva e irrigação.

Distribuição geográfica

A mancha de *Cercospora* é uma doença cosmopolita, sendo encontrada praticamente em todos os países produtores de brássicas. No Brasil, existem relatos da doença nas regiões produtoras do Centro-Sul.

2.6. Mancha anelar

No Brasil, a mancha anelar é uma doença considerada secundária. No entanto pode ser problemática em áreas onde predominam o cultivo intensivo de brássicas e as condições climáticas são propícias ao seu desenvolvimento. A desfolha prematura das plantas pode refletir de forma significativa sobre o rendimento e a qualidade do produto final.

Etiologia

Neopseudocercospora brassicae (Chevall.) Videira & Crous (Sin. *Mycosphaerella brassicicola* (Duby) Lindau), agente causal da mancha anelar, pertence ao Reino Fungi, Filo Ascomycota, Classe Dothideomycetes, Ordem Mycosphaerellales e Família Mycosphaerellaceae. Os pseudotécios são globosos e escuros com ostíolos apicais papilados. Os ascos são bitunicados e possuem 8 ascósporos bisseriados, hialinos, cilíndricos, arredondados nos extremos e não contraídos no septo. A fase assexual *Asteromella brassicae* (Chevall.) Boerema & Kesteren caracteriza-se por apresentar conídios unicelulares, hialinos, cilíndricos e produzidos em picnídios.

Hospedeiros

A mancha anelar é observada nas culturas de couve-de-bruxelas (*Brassica oleracea* var. *gemmifera*), couve-manteiga (*Brassica oleracea* var. *acephala*), repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata*), brócolis (*Brassica oleracea* var. *italica*), couve-flor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*), couve-rabano (*Brassica oleracea* var. *gongylodes*), couve-chinesa (*Brassica rapa* subsp. *Pekinensis*), pak-choi (*Brassica rapa* subsp. *chinensis*), rabanete (*Raphanus sativus*) e canola (*Brassica napus*).

Sintomas

A mancha anelar é caracterizada por manchas foliares arredondadas (diâmetro 0,1 a 1 cm), necróticas, acinzentadas ou marrom claras, concêntricas e envoltas ou não por um halo amarelado. Quando maduras apresentam corpos de frutificação negros denominados pseudotécios, que podem se desenvolver na face superior e inferior das lesões, conferindo um aspecto enegrecido. As manchas geralmente são numerosas e ao coalescerem causam a destruição completa de todo limbo foliar. A doença pode afetar também a nervura central das folhas, o caule e as vagens. Na produção de sementes, a doença afeta o rendimento, a qualidade e o potencial germinativo das sementes. Na sementeira, *N. brassicae* pode causar o tombamento de plântulas recém-emergidas, redução do estande e gerar mudas de qualidade inferior.

Epidemiologia

A doença é favorecida por períodos úmidos (>80%) e temperaturas que variam de 16 a 22 °C. Os primeiros sintomas da doença são observados 10 a 28 dias após a infecção.

A disseminação do fungo pode ser realizada através de sementes e mudas contaminadas, ação de ventos e respingos de água de chuva e irrigação.

N. brassicae pode sobreviver no solo em restos de culturas contaminados, em plantas voluntárias e brássicas invasoras (*Raphanus* spp. e *Sisymbrium officinale*).

Distribuição geográfica

A mancha anelar é descrita na Europa, América, Austrália e Ásia. No Brasil, a doença é relatada nos estados de São Paulo, Paraná, Espírito Santo e Rio Grande do Sul, sendo mais frequente no outono, inverno e início da primavera.

2.7. Mofo cinzento

O mofo cinzento em brássicas costuma ser mais problemático durante a fase de sementeira, causando tombamento e prejuízos na qualidade das mudas. A doença também pode ser observada em períodos chuvosos, culturas adensadas, cultivos hidropônicos e, em algumas situações, durante a comercialização e o armazenamento.

Etiologia

O fungo *Botrytis cinerea* Pers., agente causal do mofo cinzento, é um parasita facultativo que pertence ao Reino Fungi, Filo Ascomycota, Classe Leotiomycetes, Ordem Helotiales e Família Sclerotiniaceae. Produz abundante micélio acinzentado, composto por hifas e conidióforos ramificados que possuem no ápice conídios unicelulares, ovoides, incolores ou acinzentados. O fungo produz escleródios negros, duros e irregulares que possibilitam a sua sobrevivência por longos períodos sob condições adversas.

Hospedeiros

O mofo cinzento é relatado nas culturas de repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata*), couve-manteiga (*Brassica oleracea* var. *acephala*), brócolis (*Brassica oleracea* var. *italica*), couve-de-bruxelas (*Brassica oleracea* var. *gemmifera*), couve-flor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*), couve-chinesa (*Brassica rapa* subsp. *pekinensis*), nabo (*Brassica rapa* subsp. *rapa*), mostarda (*Brassica juncea*), canola (*Brassica napus*) e rabanete (*Raphanus sativus*).

Sintomas

Na fase de produção de mudas, a doença pode se manifestar causando o tombamento de plântulas ou o apodrecimento de plantas jovens nas fases de pré ou pós-transplante. Em plantas em desenvolvimento, ocorre o aparecimento de manchas concêntricas, úmidas e de coloração castanho escuras, localizadas principalmente nas folhas basais e externas. Posteriormente, elas evoluem para uma podridão mole, causando a desintegração completa do limbo foliar. Quando as condições climáticas são favoráveis para a doença, os tecidos afetados são recobertos por um crescimento micelial acinzentado típico formado por conídios e conidióforos do fungo. No campo, o mofo cinzento pode ocorrer associado a outras doenças como o mofo branco. Na pós-colheita, o patógeno pode causar danos significativos à estética de folhas de repolhos, couves e inflorescências de couve-flor e brócolis. As lesões são indefinidas, úmidas e podem apresentar coloração castanha (Fig. 20). Elas caracterizam-se por serem quase sempre latentes no campo, tornando-se visíveis em função das condições de alta umidade e temperatura amena durante o transporte, comercialização e armazenamento.



Figura 20: Mofo cinzento em couve-flor.

Epidemiologia

A doença é favorecida por períodos úmidos, dias nublados e chuvosos e temperaturas amenas que variam de 18 a 22 °C.

Os escleródios, produzidos em tecidos infectados ou mortos pela doença, são capazes de germinar produzindo hifas e conídios que, ao serem dispersos, são capazes de infectar hospedeiros suscetíveis e produzir inóculo para novos ciclos da doença. A disseminação de *B. cinerea* ocorre principalmente através de sementes e/ou mudas contaminadas e pela ação de correntes de ar e respingos de água de chuva ou irrigação.

Plantios adensados, desbalanço nutricional e a circulação inadequada de ar entre plantas e no interior das estufas criam condições altamente favoráveis para a evolução da doença.

B. cinerea é um fungo polífago capaz de infectar 596 gêneros de plantas vasculares representados por mais de 1.400 espécies cultivadas ou não.

Distribuição geográfica

O mofo cinzento é uma doença cosmopolita, sendo descrita em todos os países produtores de brássicas. No Brasil, a doença é relatada principalmente nas regiões Sul e Sudeste, sendo mais comum no outono, inverno e início da primavera.

2.8. Canela preta

A canela preta pode ser destrutiva em áreas onde o cultivo de brássicas é intensivo e prevaleçam condições de alta umidade e temperaturas amenas. A doença ocorre em todas as fases de desenvolvimento da cultura, podendo causar reduções significativas na produtividade e na qualidade do produto final.

Etiologia

Plenodomus lingam (Tode) Höhn (Sin. *Phoma lingam* (Tode) Dem.), agente causal da canela preta, pertence ao Reino Fungi, Filo Ascomycota, Classe Dothideomycetes, Ordem Pleoporales e Família Didymellaceae. Os conídios são hialinos, cilíndrico a elipsoidais, às vezes levemente curvos, com extremidades arredondadas e asseptados (0,8-2 x 1,5-6 µm.). Os picnídios são globosos a subglobosos, possuem coloração amarela, acastanhada ou preta; são imersos, subepidérmicos, separados, uniloculares (130-600 µm de diâmetro) e com um ostíolo subcircular a elíptico (8-35 µm de diâmetro). Os picnídios podem exalar um exsudato róseo composto por conídios do fungo.

P. lingam é a forma anamórfica de *Leptosphaeria maculans* Ces. & De Not.

Hospedeiros

A canela preta é descrita nas culturas de repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata*), couve (*Brassica oleracea* var. *acephala*), brócolis (*Brassica oleracea* var. *italica*), couve-de-bruxelas (*Brassica oleracea* var. *gemmifera*), couve-flor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*), couve-rabano (*Brassica oleracea* var. *gongylodes*), couve-chinesa (*Brassica rapa* subsp. *pekinensis*), pak-choi (*Brassica rapa* subsp. *chinensis*), canola (*Brassica napus*), nabo (*Brassica rapa* subsp. *rapa*), mostarda (*Brassica juncea*) e rabanete (*Raphanus sativus*).

Sintomas

Nos cotilédones e nas folhas, a doença manifesta-se através de lesões necróticas, irregulares de coloração castanho-acinzentadas (esbranquiçadas), com margens mais escuras, que ao coalescerem, causam o amarelecimento, a seca e a queda das folhas afetadas. Sob condições adequadas de temperatura e umidade, essas podem apresentar inúmeros pontos negros que são os picnídios. Os primeiros sintomas são observados primeiro nas folhas basais e depois evoluem para as superiores. Logo após invadir os tecidos foliares, o fungo atinge o tecido vascular e coloniza toda a planta, através dos pecíolos e caules. A fase sistêmica é intercelular e inicialmente assintomática. Em seguida, ocorre a invasão de células corticais ocorrendo a formação de cancras alongados

localizados na base do caule. Estes, ao se ampliarem, acabam por envolver e tornar o caule totalmente negro, culminando com o colapso e a morte da planta. Além desses sintomas, a doença pode causar morte súbita de mudas, podridão seca de raízes e comprometer a qualidade das sementes. O corte da raiz mostra o escurecimento interno dos tecidos lenhosos e uma podridão seca que pode alterar a estabilidade e também causar a morte das plantas.

Epidemiologia

A doença é favorecida por alta umidade (>80%) e temperaturas que variam de 15 a 25 °C. Além de sobreviver em plantas voluntárias, hospedeiros intermediários e sementes infectadas, o fungo pode permanecer viável em restos de cultura por 2 a 4 anos.

Os primeiros sintomas geralmente aparecem em 5 a 6 dia após a infecção, quando as temperaturas estão próximas do ideal de 20 °C. A presença de danos físicos ou ferimentos na superfície do hospedeiro, causados por pragas, pode facilitar a penetração do fungo.

A disseminação do patógeno ocorre principalmente através de semente e mudas infectadas, por respingos de água de chuva e irrigação e pela ação do vento.

Distribuição geográfica

A canela preta é relatada na maioria dos países onde se cultivam brássicas. No Brasil, a doença ocorre principalmente na região Sul, sendo mais frequente no outono e inverno.

3. Doenças do substrato e do solo

As doenças do solo afetam principalmente o sistema radicular, os vasos condutores e o caule das plantas causando falhas de germinação, murchas, cancrios, podridões, queda de vigor e a morte prematura de mudas e plantas em diferentes fases de desenvolvimento. São doenças que podem ser observadas em campo aberto, estufas e cultivo hidropônico.

Entre os fatores que favorecem as doenças de solo destacam-se, principalmente, o plantio sucessivo de espécies suscetíveis no mesmo local, solos compactados, baixa fertilidade, desequilíbrios nutricionais, alta capacidade de sobrevivência dos patógenos no solo através de atividade saprofítica ou através de estruturas de resistência (escleródios, oósporos e clamidósporos) e equívocos na adoção de medidas de controle.

3.1. Tombamento

O tombamento ocorre durante a fase de produção de mudas podendo ocorrer em pré e pós-emergência. A doença causa redução no estande e prejudica de forma direta o vigor e a qualidade das mudas. A severidade da doença geralmente está relacionada ao potencial de inóculo, umidade e densidade do substrato e do ambiente no interior das estufas (umidade e circulação do ar).

Hospedeiros

O tombamento afeta as culturas de repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata*), couve (*Brassica oleracea* var. *acephala*), brócolis (*Brassica oleracea* var. *italica*), couve-de-bruxelas (*Brassica oleracea* var. *gemmifera*), couve-flor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*), couve-rabano (*Brassica oleracea* var. *gongylodes*), couve-chinesa (*Brassica rapa* subsp. *pekinensis*), pak-choi (*Brassica rapa* subsp. *chinensis*) nabo (*Brassica rapa* subsp. *rapa*), canola (*Brassica napus* subsp. *oleifera*), colza (*Brassica rapa* subsp. *oleifera*), rúcula (*Eruca vesicaria* subsp. *sativa*), mostarda (*Brassica juncea*), rabanete (*Raphanus sativus*), agrião (*Nasturtium officinale*) e raiz-forte (*A Armoracia rusticana*).

Etiologia

Globisporangium spp. e *Pythium* spp. pertencem ao Reino Chromista, Filo Oomycota, Ordem Peronosporales e Família Pythiaceae. Apresentam parede celular com celulose e beta glucanas, micélio cenocítico, hifas ramificadas, esporangióforos, esporângios, zoósporos móveis e podem originar esporos de resistência denominados oósporos (de origem sexual) e clamidósporos. As principais espécies relatadas em brássicas são *Globisporangium debaryanum* (R.Hesse) Uzuhashi, Tojo & Kakish, *G. splendens* (Hans Braun) Uzuhashi, *G. ultimum* (Trow) Uzuhashi, Tojo & Kakish, *G. irregulare* (Buisman) Uzuhashi, Tojo & Kakish., *Globisporangium* sp. e *Pythium aphanidermatum* (Edson) Fitzp.

O gênero *Phytophthora* também pertence ao Reino Chromista, Filo Oomycota, Ordem Peronosporales e Família Peronosporaceae. Ele é composto por parasitas que podem causar podridão radicular em várias brássicas. Apresentam parede celular com celulose e beta glucanas, micélio cenocítico, hifas ramificadas, esporangióforos, esporângios de formato variável, zoósporos biflagelados móveis e podem originar esporos de resistência de origem sexual denominados oósporos. Entre as espécies patogênicas a brássicas destacam-se *Phytophthora cryptogea* Pethybr. & Laff., *P. megasperma* Drechsler e *Phytophthora* sp.

O gênero *Fusarium*, por sua vez, pertence ao Reino Fungi, Filo Ascomycota, Classe Sordariomycetes, Ordem Hypocreales e Família Nectriaceae. O fungo pode produzir conídios hialinos de dois tipos: macroconídios e microconídios. Os macroconídios geralmente são fusiformes, com as extremidades curvadas e com várias células, enquanto os microconídios são unicelulares e elípticos. Algumas espécies produzem clamidósporos que possuem parede espessa e atuam como estruturas de resistência. Possui micélio vigoroso cuja coloração pode variar do branco ao lilás. Entre as espécies descritas em brássicas destacam-se *Neocosmospora solani* L. Lombard & Crous (Sin. *Fusarium solani* (Mart.) Sacc.), *Fusarium avenaceum* (Fr.) Sacc. e *Fusarium* sp.

O fungo *Rhizoctonia solani* J.G. Kühn (*Thanatephorus cucumeris* (A.B. Frank) Donk) pertence ao Reino Fungi, Filo Basidiomycota, Classe Agaricomycetes, Ordem Cantharellales e Família Ceratobasidiaceae. O micélio é vigoroso, marrom escuro, possui hifas septadas, com a presença típica de ramificação lateral em ângulo reto e ausência de conídios. O fungo produz estruturas de resistência denominadas escleródios, que são irregulares, escuros e produzem hifas ao germinar.

Sintomas

A doença é caracterizada pelo apodrecimento de sementes, raízes e colos ocasionando falhas na germinação, estrangulamento, murcha e morte de plântulas e mudas (Fig. 21). Os sintomas geralmente são observados em reboleiras, provavelmente devido a uma maior concentração de inóculo em determinados setores da sementeira. Em algumas situações, o tombamento e morte de mudas pode ocorrer logo após o transplante no campo.



Figura 21: Tombamento em mudas de repolho.

Epidemiologia

A doença é favorecida por temperaturas que podem variar de 18 a 30 °C, excesso de umidade, sementeira adensada, solos e substratos pesados, pH baixo, ambientes pouco iluminados, úmidos e com baixa circulação de ar.

Os agentes causais do tombamento são, em geral, parasitas polívoros comuns em solo/substrato e ambientes úmidos. Eles podem ser facilmente disseminados por sementes, substratos, água, solo, substrato, bandejas, botas e ferramentas contaminadas.

Distribuição geográfica

O tombamento é uma doença de ocorrência mundial, sendo encontrada em todos os países produtores de brássicas. No Brasil, a doença ocorre o ano todo, podendo variar o agente causal, em função das condições climáticas. *Rhizoctonia solani* e *Phytophthora* spp. são favorecidos por temperaturas que variam de 18 a 22°C, enquanto que *Fusarium* spp., *Globisporangium* spp. e *P. aphanthermatum* acima de 23°C.

3.2. Murcha de *Fusarium*

A murcha de *Fusarium* afeta diretamente o vigor das plantas, reduz o número de plantas no campo e limita a qualidade da produção. A doença é problemática principalmente em áreas onde o cultivo de brássicas é intensivo e não rotacionado.

Hospedeiros

Fusarium oxysporum f. sp. *conglutinans* é relatado nas culturas de repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata*), couve (*Brassica oleracea* var. *acephala*), brócolis (*Brassica oleracea* var. *italica*), couve-de-bruxelas (*Brassica oleracea* var. *gemmifera*), couve-flor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*), couve-rabano (*Brassica oleracea* var. *gongylodes*), couve-chinesa (*Brassica rapa* subsp. *pekinensis*), canola (*Brassica napus* subsp. *oleifera*), colza (*Brassica rapa* subsp. *oleifera*), mostarda (*Brassica juncea*), rúcula (*Eruca sativa*), rabanete (*Raphanus sativus*) e agrião (*Nasturtium officinale*).

Fusarium oxysporum f. sp. *raphani* é patogênico a repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata*), couve-de-bruxelas (*Brassica oleracea* var. *gemmifera*), brócolis (*Brassica oleracea* var. *italica*), nabo (*Brassica rapa* subsp. *rapa*) e rabanete (*Raphanus sativus*).

Fusarium oxysporum f. sp. *rapae* é descrito em nabo (*Brassica rapa* subsp. *rapa*), komatsuna (*Brassica rapa* var. *perviridis*), narinosa (*Brassica rapa* subsp. *narinosa*) e pak-choi (*Brassica rapa* subsp. *chinensis*).

Etiologia

Fusarium oxysporum f. sp. *conglutinans* (Wollenw.) W.C. Snyder & H.N. Hansen, *F. oxysporum* f. *raphani* J.B. Kendr. & W.C. Snyder e *F. oxysporum* f. sp. *rapae* Enya, Togawa, Takeuchi & Arie pertencem ao Reino Fungi, Filo Ascomycota, Classe Sordariomycetes, Ordem Hypocreales e Família Nectriaceae. Apresentam micélio vigoroso branco a violeta, hifas septadas e produzem macro (2 a 4 septos) e microconídios (uni e bicelulares) hialinos, curvos e fusiformes. Originam estruturas de resistência denominadas clamidósporos que apresentam paredes espessas e lisas. Duas raças de *F. oxysporum* f. sp. *conglutinans* são capazes de infectar brássicas, sendo a raça 1 de ocorrência mundial, enquanto que a raça 2 tem sido reportada apenas nos Estados Unidos e Rússia.

Sintomas

A doença pode ocorrer em todas as fases de desenvolvimento da cultura, ou seja, desde a fase de produção de mudas até a de plantas adultas. No campo, as plantas infectadas apresentam primeiramente as folhas basais amareladas que evoluem progressivamente para as superiores. Em seguida, elas tornam-se retorcidas, sem brilho, marrons, secas e quebradiças. As plantas afetadas exibem o sistema vascular escurecido, perdem o vigor e apresentam quadro de murcha progressiva, seguida da morte de plantas (Fig. 22). Em algumas situações, as plantas permanecem vivas após a infecção, apresentando sintomas de atrofia e amarelecimento unilateral das folhas. Em sementeiras, a doença pode causar falhas na germinação, tombamento, queda de vigor e morte de plântulas e transplantes.



Figura 22: Escurecimento vascular causado por *Fusarium* sp. em rúcula.

Epidemiologia

A murcha de *Fusarium* é favorecida por temperaturas entre 25 e 30 °C, solos úmidos, compactos, ácidos e com baixos níveis de matéria orgânica. Em temperaturas inferiores a 20 °C, o desenvolvimento da doença tende a ser reduzido. O fungo inicia a infecção pelas raízes e, ao se desenvolver pelo sistema vascular, bloqueia a absorção de água e nutrientes gerando quadros de murchas progressiva e declínio das plantas. Por se tratar de um patógeno de solo, a doença geralmente ocorre em reboleiras.

As diferentes subespécies de *Fusarium oxysporum* geralmente são disseminadas através de sementes e mudas infectadas, substratos e bandejas contaminadas, água proveniente de áreas afetadas, solo infestado aderido as botas, implementos, ferramentas e rodas de tratores ou veículos. Os clamidósporos permitem que o patógeno sobreviva no solo por longos períodos, mesmo na ausência de hospedeiros.

Distribuição geográfica

A doença é cosmopolita, sendo encontrada em todos os continentes. No Brasil é observada principalmente nas regiões Sul e Sudeste, sendo mais comum no final da primavera e durante o verão.

3.3. Hérnia

A hérnia representa uma das doenças com maior potencial destrutivo e maior dificuldade de controle no cultivo de brássicas. Quando não manejada corretamente, a doença pode inviabilizar o cultivo econômico causando sérios prejuízos ao produtor, especialmente quando plantas jovens são infectadas.

Hospedeiros

A hérnia é descrita nas culturas de repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata*), couve (*Brassica oleracea* var. *acephala*), brócolis (*Brassica oleracea* var. *italica*), couve-de-bruxelas (*Brassica oleracea* var. *gemmifera*), couve-flor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*), couve-rabano (*Brassica oleracea* var. *gongylodes*), couve-chinesa (*Brassica rapa* subsp. *pekinensis*), pak-choi (*Brassica rapa* subsp. *chinensis*), nabo (*Brassica rapa* subsp. *rapa*), canola (*Brassica napus* subsp. *oleifera*), colza (*Brassica rapa* subsp. *oleifera*), rúcula (*Eruca vesicaria* subsp. *sativa*), mostarda (*Brassica juncea*), rabanete (*Raphanus sativus*), agrião (*Nasturtium officinale*) e raiz-forte (*A Armoracia rusticana*).

Etiologia

Plasmodiophora brassicae Woronin, agente causal da hérnia das brássicas, é um parasita biotrófico que pertence ao Reino Chromista, Filo Cercozoa, Classe Phytomycea, Ordem Plasmodiophorida e Família Plasmodiophoridae. Produz uma massa multinucleada, denominada plasmódio, que na fase reprodutiva origina zoosporângios, zoósporos e esporos de resistência. Trata-se de um micro-organismo taxonomicamente próximo dos protozoários, que necessita de raízes vivas do hospedeiro para que possa sobreviver e completar o seu ciclo de vida.

Sintomas

A doença afeta o sistema radicular, sendo caracterizada pela formação de galhas (tumores) que dificultam a absorção de água e nutrientes pela planta, causando sintomas reflexos como deficiência nutricional, subdesenvolvimento, amarelecimento, murcha progressiva e morte das plantas. As galhas são irregulares, brancas, sólidas e formam-se devido à multiplicação rápida e crescimento excessivo das células das raízes, induzidos pelo patógeno (Fig. 23). Posteriormente, elas tornam-se acastanhadas, com textura macia e esponjosas. Os danos às raízes podem variar em função da quantidade de inóculo no solo, das condições climáticas predominantes e do nível de resistência do hospedeiro ao patógeno.



Figura 23: Hérnia das brássicas.

Epidemiologia

Na presença de raízes de hospedeiros suscetíveis e condições climáticas favoráveis, os esporos de resistência presentes no solo germinam e produzem zoósporos que nadam na água livre e infectam os pelos radiculares. Em seguida, plasmódios são produzidos no interior das raízes e esses, por sua vez, originam os zoosporângios que liberam zoósporos secundários e que dão origem a novas infecções. A presença de plasmódios nas raízes faz com que as células se multipliquem de forma descontrolada e promovam a formação de galhas distorcidas. Os plasmódios maduros originam a formação de esporos de resistência, esféricos e com parede dupla, que são liberados no solo após a morte das galhas ou a invasão por organismos secundários. Os esporos de resistência do patógeno podem permanecer viáveis no solo por até 18 anos. A concentração do inóculo desempenha um papel importante na incidência e severidade da doença. Estudos indicaram que a expressão dos sintomas é dependente da presença de um potencial inicial de infecção de aproximadamente 1.000-10.000 esporos por grama de solo. Acima desse limite, o aumento da concentração de esporos pode gerar maior severidade da doença e perdas de rendimento.

A doença é favorecida por solos ácidos, frios (15 a 21 °C), úmidos (acima de 70 %), compactos, com baixos teores de matéria orgânica, cálcio e boro. Elevada umidade relativa do ar e temperaturas que variam de 12 a 25 °C também são condições que favorecem a doença. O cultivo sucessivo de brássicas em áreas infestadas pode elevar de forma significativa o potencial de inóculo, inviabilizando no futuro o cultivo econômico dessas culturas.

A disseminação do patógeno ocorre principalmente através de mudas doentes, água de irrigação contaminada e solo infestado aderido as botas, equipamentos, implementos, ferramentas e veículos.

Além das brássicas cultivadas, *P. brassicae* pode infectar plantas invasoras da mesma família como agrião-bravo (*Cardamine* sp.), mostarda-do-campo (*Brassica rapa* subsp. *campestris*., *Sinapis* sp.), rinchão (*Sisymbrium officinale*) e mentruz (*Lepidium virginicum*).

Distribuição geográfica

A hérnia é uma doença conhecida mundialmente, sendo frequente em áreas onde prevalecem temperaturas amenas e alta umidade. No Brasil, a doença é mais comum nas regiões Sul e Sudeste, sendo mais comum no inverno e na primavera.

3.4. Mofo branco

O mofo branco pode ser altamente destrutivo em áreas sujeitas a alta umidade, temperaturas amenas e intensamente cultivadas com espécies suscetíveis ao patógeno. Em áreas com altos níveis de infestação, a doença pode causar perdas que variam de 50 a 70 %.

Hospedeiros

O mofo branco ocorre nas culturas de repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata*), couve (*Brassica oleracea* var. *acephala*), brócolis (*Brassica oleracea* var. *italica*), couve-de-bruxelas (*Brassica oleracea* var. *gemmifera*), couve-flor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*), couve-rabano (*Brassica oleracea* var. *gongylodes*), couve-chinesa (*Brassica rapa* subsp. *pekinensis*), pak-choi (*Brassica rapa* subsp. *chinensis*), nabo (*Brassica rapa* subsp. *rapa*), canola (*Brassica napus* subsp. *oleifera*), colza (*Brassica rapa* subsp. *oleifera*), rúcula (*Eruca vesicaria* subsp. *sativa*), mostarda (*Brassica juncea*), rabanete (*Raphanus sativus*), agrião (*Nasturtium officinale*) e raiz-forte (*Armoracia rusticana*).

Etiologia

O fungo polífago *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary pertence ao Reino Fungi, Filo Ascomycota, Classe Leotiomycetes, Ordem Helotiales e Família Sclerotiniaceae. Possui micélio branco vigoroso e produz escleródios grandes (20-10 mm de diâmetro), inicialmente brancos e com o tempo se tornam negros, lisos e com formato arredondado. Os escleródios são estruturas do patógeno que podem permanecer viáveis no solo por 10 anos ou mais.

Sintomas

A doença afeta a base das plantas, causando o apodrecimento do caule e das folhas basais próximas ao solo. As plantas afetadas apresentam inicialmente sintoma de murcha progressiva, seguida de amarelecimento, redução no crescimento, colapso generalizado e morte. As lesões causadas pelo fungo apresentam aspecto úmido, coloração variada e quase sempre são recobertas por um denso micélio branco, onde se formam os escleródios negros (Figs. 24 e 25).



Figura 24: Mofo branco em repolho.



Figura 25: Escleródio de *Sclerotinia sclerotiorum* sobre repolho.

Em plantas de brócolis e couve-flor, a doença pode causar o apodrecimento generalizado das inflorescências (Fig. 26).



Figura 26: Mofo branco em couve-flor.

Epidemiologia

Os escleródios permanecem no solo por longos períodos e atuam como inóculo primário da doença. Eles podem germinar diretamente originando um denso micélio branco que coloniza a superfície do solo em busca de plantas suscetíveis ou originam os apotécios (germinação carpogênica). Os apotécios são corpos de frutificação que emergem do solo, onde são produzidos os ascósporos que, ao serem ejetados no ar e dispersos pelo vento, entram em contato com o hospedeiro e, em condições favoráveis, dão início às novas infecções.

O mofo branco é favorecido por períodos de alta umidade (>70 %) e temperaturas que variam de 12 a 22 °C, sendo mais severo após o fechamento da cultura. Solos ácidos, pesados e com baixos níveis de matéria orgânica também favorecem a doença. Para que os ascósporos possam germinar e infectar são necessários períodos mínimos de 23 horas de molhamento foliar.

A disseminação do patógeno pode ocorrer através de sementes, mudas, solos, substratos, bandejas, botas, ferramentas, tubos de irrigação, veículos e implementos contaminados.

No Brasil, o mofo branco, além das brássicas, é relatado em diversas espécies das famílias Asteraceae (alface, escarola, chicória, entre outras), Aliaceae (cebola, cebolinha, entre outras), Solanaceae (batata, tomate, pimentão, entre outras), Apiaceae (cenoura, salsa, entre outras), Cucurbitaceae (pepino, melão, entre outras), Fabaceae (feijão-vagem, ervilha-torta). A doença pode afetar também plantas invasoras como: amendoim-bravo (*Euphorbia hetrophylla*); caruru (*Amaranthus deflexus*), corda-de-viola (*Ipomeae nil*); poia-do-campo (*Borreria alata*); fazendeiro (*Galinsoga parviflora*); guanxuma (*Sida rhombifolia*); picão-preto (*Bidens pilosa*), maria-mole (*Senecio brasiliensis*), nabiça (*Raphanus raphanistrum*) e agrião-bravo (*Cardamine* sp.).

Distribuição geográfica

O mofo branco em brássicas é uma doença mundialmente conhecida, sendo descrita em todos continentes. No Brasil, a doença ocorre principalmente nas regiões Sul e Sudeste, sendo mais comum no inverno.

3.5 Rizoctoniose

A rizoctoniose é uma doença frequente em áreas intensamente cultivadas. Pode causar o tombamento de plântulas, a morte de transplantes e também o apodrecimento em plantas adultas no campo.

Hospedeiros

A rizoctoniose ocorre nas culturas de repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata*), couve (*Brassica oleracea* var. *acephala*), brócolis (*Brassica oleracea* var. *italica*), couve-de-bruxelas (*Brassica oleracea* var. *gemmifera*), couve-flor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*), couve-rabano (*Brassica oleracea* var. *gongylodes*), couve-chinesa (*Brassica rapa* subsp. *pekinensis*), pak-choi (*Brassica rapa* subsp. *chinensis*), nabo (*Brassica rapa* subsp. *rapa*), rúcula (*Eruca vesicaria* subsp. *sativa*), mostarda (*Brassica juncea*), rabanete (*Raphanus sativus*), agrião (*Nasturtium officinale*) e raiz-forte (*A Armoracia rusticana*).

Etiologia

O fungo polífago *Rhizoctonia solani* J.G. Kühn pertence ao Reino Fungi, Filo Basidiomycota, Classe Agaricomycetes, Ordem Cantharellales e Família Ceratobasidiaceae. Possui hifas septadas, micélio castanho-escuro, com a presença de ramificação lateral em ângulo reto (Fig. 27), ausência de conídios e pode produzir escleródios pequenos, irregulares, brancos a castanhos. O grupo de anastomose AG2-1 é relatado como específico para brássicas. O grupo AG-4 também afeta brássicas, porém possui uma gama de hospedeiro mais ampla e tende a ser menos agressivo do que os isolados AG 2-1.

Rhizoctonia solani é a forma anamórfica de *Thanatephorus cucumeris* (A.B. Frank) Donk.

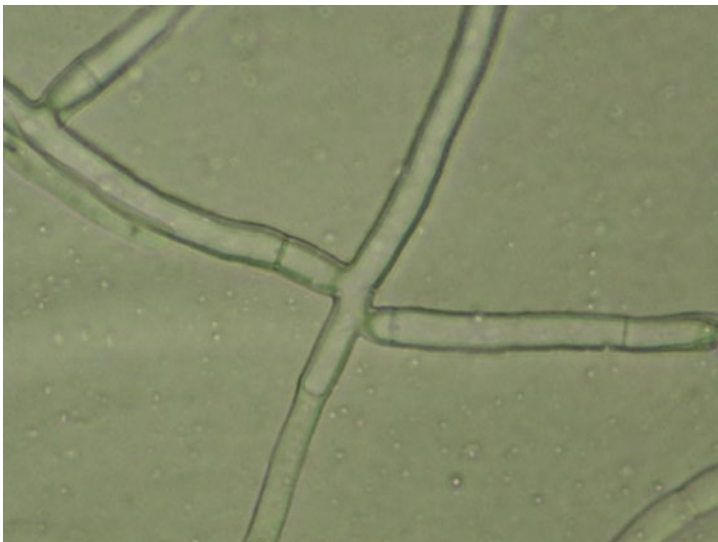


Figura 27: *Rhizoctonia solani*.

Sintomas

Nas fases de sementeira e transplante, a doença é caracterizada pelo apodrecimento de sementes, raízes e colos, ocasionando falhas na germinação, apodrecimento de raízes, tombamento, murcha progressiva e a morte de plântulas e mudas. Em plantas adultas, a doença é caracterizada pelo apodrecimento de raízes e de folhas basais próximas ao solo. Inicialmente, os tecidos afetados tornam-se úmidos, amarelados e, em seguida, apresentam necroses castanhas de tamanhos variados (Figs. 28 e 29). Em situações críticas, a doença pode causar o apodrecimento de cabeças de repolho e inflorescências de brócolis e couve-flor. A rizoctoniose favorece a penetração de patógenos secundários, em especial, bactérias que podem causar o declínio e o apodrecimento generalizado da planta afetada.



Figura 28: Rizoctoniose afetando a base de plantas de repolho.



Figura 29: Lesões internas causadas por *Rhizoctonia solani* em repolho.

Epidemiologia

A doença causa perdas consideráveis em períodos de umidade elevada (>80%) e temperaturas na faixa de 20 a 25°C. O fungo pode sobreviver no solo associado a matéria orgânica ou na forma de escleródios, que são estruturas de resistência que podem perpetuar o fungo no solo por longos períodos. A doença é favorecida por solos úmidos, ácidos e compactados.

Quando as condições são favoráveis à doença, os escleródios e o micélio presente no solo germinam, crescem e, ao encontrarem plantas suscetíveis, iniciam o processo de infecção por tecidos próximos ao solo. A penetração pode ser direta nos tecidos ou através de estômatos e ferimentos pré-existentes. Os primeiros sintomas podem aparecer 48 a 72 horas após a inoculação. O fechamento da cultura favorece a doença por dificultar a circulação de ar e a dissipação da umidade na base das plantas.

R. solani pode ser disseminado por sementes, mudas, substrato, solo, água, bandejas, botas, ferramentas e equipamentos contaminados.

Além de grandes culturas (soja, feijão, girassol etc.) e hortaliças (Asteráceas, Aliáceas Solanáceas, Apiáceas e Cucurbitáceas), a doença pode ser encontrada associada a plantas invasoras como amendoim-bravo (*Euphorbia heterophylla*), caruru (*Amaranthus deflexus*), corda-de-viola (*Ipomea* sp.), poaia-do-campo; fazendeiro (*Galinsoga parviflora*), guanxuma (*Sida rhombifolia*), picão-preto (*Bidens pilosa*), maria mole (*Senecio brasiliensis*), dentre outras.

Distribuição geográfica

A rizoctoniose é uma doença mundialmente conhecida, sendo descrita em todos continentes. No Brasil, a doença ocorre principalmente nas regiões Sul e Sudeste, sendo mais comum em áreas onde prevalecem temperaturas amenas e alta umidade.

3.6. Podridão radicular

A podridão radicular é uma doença muito comum em cultivos hidropônicos de brássicas folhosas. A doença pode se espalhar rapidamente por todo sistema de produção, causando sérios prejuízos ao produtor. Em algumas situações, a doença pode ocorrer em solos úmidos e intensamente cultivados.

Hospedeiros

A podridão radicular ocorre principalmente nos cultivos de rúcula (*Eruca vesicaria* subsp. *sativa*), mostarda (*Brassica juncea*) e agrião (*Nasturtium officinale*).

Etiologia

Pythium aphanidermatum (Edson) Fitzp; *Globisporangium debaryanum* (R. Hesse) Uzuhashi, Tojo & Kakish e *G. ultimum* (Trow) Uzuhashi, Tojo & Kakish. pertencem ao Reino Chromista, Filo Oomycota, Ordem Peronosporales e Família Pythiaceae. Tratam-se de parasitas facultativos que podem causar podridão radicular em um grande número de hospedeiros. Apresentam parede celular com celulose e beta glucanas, micélio cenocítico, hifas ramificadas, esporangióforos, esporângios, zoósporos biflagelados móveis e podem originar esporos de resistência de origem sexual denominados oósporos.

Sintomas

As plantas afetadas apresentam redução do crescimento, amarelecimento das folhas externas, escurecimento e apodrecimento do sistema radicular, murcha progressiva e morte de plantas. Em culturas cultivadas no solo, a doença manifesta-se através de uma podridão escura, úmida, viscosa que afeta o colo da planta e as folhas inferiores.

Epidemiologia

A doença é favorecida por temperaturas que variam de 18 a 30 °C e alta umidade. Além de sistemas hidropônicos, a doença pode ocorrer em solos pesados, ácidos e úmidos.

A infecção primária pode surgir através de oósporos ou micélio associados a matéria orgânica, veiculados pela água de irrigação ou presentes no sistema hidropônico. Eles podem gerar esporângios que, por sua vez, originam os zoósporos que são esporos móveis capazes de nadar através da solução nutritiva e infectar as raízes de hospedeiros suscetíveis. No solo, a infecção quase sempre se inicia através de inóculo pré-existente.

Pythium aphanidermatum e *Globisporangium* spp. podem ser disseminados através de água, mudas, sementes, solo, substrato, bandejas, ferramentas e equipamentos contaminados.

Distribuição geográfica

A podridão radicular é conhecida mundialmente, sendo descrita na maioria das regiões onde prevalecem o cultivo protegido de brássicas e os sistemas hidropônicos. No Brasil, a doença pode ocorrer principalmente em áreas onde prevalecem temperaturas amenas e alta umidade durante o ciclo da cultura.

4. Manejo

O manejo de doenças causadas por fungos e chromistas em brássicas deve ser baseado no planejamento e na integração de diferentes medidas e estratégias de controle com o objetivo de reduzir ao máximo o nível de dano das doenças de forma eficiente, econômica e sustentável.

4.1. Controle cultural

O controle cultural visa proporcionar condições ideais para que o cultivo de brássicas alcance o melhor desenvolvimento e expresse todo seu potencial produtivo. A adoção das boas práticas agrícolas, o planejamento detalhado e a execução adequada de cada etapa do processo produtivo são fundamentais e podem contribuir de forma decisiva na redução do impacto negativo de doenças causadas por fungos e chromistas.

Escolha do local de plantio

Ao escolher uma área para o cultivo de brássicas deve-se analisar o seu histórico, verificar as doenças mais comuns na região e avaliar as condições climáticas que as favorecem. Sempre que possível, optar por campos livres de patógenos, principalmente os de solo, que, por possuírem estruturas de resistência (escleródios, clamidósporos), podem permanecer viáveis por longos períodos nas áreas de cultivo.

Deve-se evitar o plantio em áreas de baixada, sujeitas ao acúmulo de umidade e baixa circulação de ar. Esses locais são mais vulneráveis a ocorrência de nevoeiros, acúmulo de água no solo e a lenta dissipação do orvalho, o que pode favorecer o desenvolvimento de várias doenças.

O plantio deve ser realizado preferencialmente em áreas com alta luminosidade, ventiladas e bem drenadas. Em locais expostos a ventos excessivos, recomenda-se a utilização de quebra-ventos com o objetivo de evitar microferimentos na folhagem que possam ser portas de entrada para patógenos.

Para impedir a disseminação de patógenos entre campos, recomenda-se evitar a instalação de novos cultivos próximos a campos em pleno desenvolvimento ou em final de ciclo.

Época de plantio

Sabe-se que as condições climáticas interferem diretamente na ocorrência de doenças. Tal fato, faz com que cada uma ocorra com maior intensidade em determinadas épocas do ano. Nesse sentido, sempre que possível, deve-se adequar o planejamento da produção de forma a realizar o plantio em épocas menos favoráveis a ocorrência das doenças mais problemáticas para a região de interesse.

Sementes e mudas

As sementes e mudas são importantes veículos de disseminação de fungos e cromistas em brássicas (Tabela 1). O uso de sementes certificadas, tratadas com fungicidas ou produtos biológicos e mudas sadias, é de suma importância para a obtenção de cultivos com baixos níveis de doença e alto potencial produtivo. Além disso, é uma das medidas mais efetivas para evitar a entrada de novas doenças na propriedade, no estado ou no país.

Utilizar sempre mudas em pleno desenvolvimento, vigorosas e livres de qualquer doença. Evitar o plantio de mudas “velhas”, pois o comprometimento do sistema radicular pode originar plantas menos desenvolvidas e mais sensíveis a doenças.

A aquisição de mudas no mercado deve priorizar viveiristas idôneos que adotem critérios técnicos e fitossanitários rigorosos.

Para a produção de mudas sadias devem ser adotadas medidas de controle rígidas como uso de substrato leve e livre de patógenos; evitar excessos de adubação nitrogenada; realizar tratamentos fitossanitários criteriosos; empregar água de irrigação de boa qualidade; evitar irrigações excessivas (manter o teor de água do substrato abaixo dos 70%); eliminar e destruir plântulas e mudas doentes; eliminar hospedeiros alternativos de doenças nas proximidades da área de produção (estufas), optar pelo uso de bancadas com malhas abertas para reduzir o nível de umidade; utilizar lavagem e desinfestação de estufas, bancadas, bandejas, ferramentas e botas com formaldeído a 4% ou hipoclorito de sódio a 5%.

Tabela 1: Fungos e chromistas transmitidos por meio das sementes de brássicas.

Hospedeiros	Patógenos
Repolho, couve, brócoli, couve-chinesa, couve-flor, pak-choi, canola, colza e rabanete	<i>Hyaloperonospora parasitica</i>
	<i>Albugo candida</i>
	<i>Cercospora brassicicola</i>
	<i>Cercospora atrogriseae</i>
	<i>Alternaria brassicicola</i>
	<i>Alternaria brassicae</i>
	<i>Alternaria raphani</i>
	<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>conglutinans</i>
	<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>raphanin</i>
	<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>rapae</i>
	<i>Rhizoctonia solani</i>
	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>
	<i>Plenodomus lingam</i>
<i>Plasmodiophora brassicae</i>	
<i>Neopseudocercospora brassicae</i>	

Preparo adequado do solo

Em áreas que adotam o preparo convencional do solo, deve-se evitar a formação de áreas de compactação que possam dificultar o escoamento de água e venham a favorecer a ocorrência de patógenos pelo acúmulo de umidade nas camadas superficiais do solo. A eliminação de possíveis “pés de grade” pode aumentar a permeabilidade do solo e contribuir para a redução de doenças como o mofo branco, a murcha de *Fusarium* e a rizoctoniose.

Espaçamento entre plantas

O acúmulo de umidade na superfície das folhas associado à baixa circulação de ar entre as plantas são fatores que favorecem o desenvolvimento da maioria das doenças em brássicas. Assim sendo, em épocas muito favoráveis, deve-se evitar a adoção de plantios adensados com o objetivo de evitar o acúmulo de umidade nas folhas, na base das plantas e na superfície do solo.

Cobertura do solo

A cobertura do solo com palhada ou com plástico contribui para a redução de doenças, pois propiciam um microclima menos favorável ao desenvolvimento de patógenos e dificultam a sua disseminação por reduzir o impacto das gotas de água na superfície do solo.

Cuidados no transplante

O transplante das mudas deve ser realizado de forma cuidadosa com o objetivo de evitar ferimentos na parte aérea e no sistema radicular que possam servir de portas de entrada para patógenos.

Adubação e calagem

A nutrição das plantas deve ser equilibrada e realizada com base na análise de solo e tecidos foliares visando à obtenção de plantas vigorosas, sadias e com alto potencial produtivo.

Solos e substratos ácidos favorecem a ocorrência de doenças de solo como o tombamento, a hérnia, a murcha de *Fusarium*, o mofo branco, a podridão radicular e a rizoctoniose. A correção do pH a 6,0-6,5 é fundamental para o manejo dessas doenças. No caso da hérnia, pH acima de 7,2 e níveis adequados de cálcio disponíveis no solo podem contribuir de forma significativa no controle da doença em situações onde há baixo inóculo no solo. No entanto, esse aumento de pH pode reduzir a disponibilidade de Fósforo, Manganês, Zinco, Ferro e Cobre, que podem ser supridos através de adubação foliar.

Níveis elevados de Nitrogênio originam tecidos mais tenros e sensíveis a doenças, como o míldio e o mofo cinzento. Por outro lado, baixos níveis de nitrogênio, magnésio e matéria orgânica favorecem a senilidade precoce de folhas mais velhas e, conseqüentemente, as tornam mais suscetíveis à mancha de *Alternaria*.

Registrados como fertilizantes, os fosfitos, além de fonte de nutrientes, podem atuar inibindo oomicetos (ação fungicida) e estimular a produção de fitoalexinas, compostos capazes de induzir resistência nas plantas tratadas.

A utilização do silício contribui para o bom desenvolvimento das plantas, incluindo o aumento na produtividade e maior resistência a estresses bióticos e abióticos. O silício atua tornando as paredes celulares mais resistentes e ativando os mecanismos de defesa da planta, com a produção de compostos fenólicos, lignina e fitoalexinas.

A adição de matéria orgânica no solo favorece o desenvolvimento de uma microflora benéfica que, ao competir por alimento e espaço, reduz a população de patógenos. A adubação verde consiste no plantio e incorporação de gramíneas ou leguminosas em sistema de rotação, em campo aberto e estufas, com os objetivos de fixar nitrogênio (leguminosas), melhorar a estrutura física do solo e reciclar nutrientes. O uso de esterco também é uma alternativa para incorporar nutrientes e melhorar as propriedades do solo. Neste caso, deve-se priorizar o emprego de material curtido e de origem conhecida para evitar a introdução de patógenos na área de cultivo. Entre os patógenos que podem ser disseminados através do esterco não curtido de forma adequada destacam-se *Fusarium* spp., *P. brassicae*, *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* e *Pectobacterium carotovorum* subsp. *carotovorum*.

Rotação de culturas

Deve-se evitar o plantio sucessivo de gêneros botânicos semelhantes e suscetíveis a um mesmo patógeno na mesma área de cultivo. A rotação de culturas, por no mínimo três a quatro anos, é de suma importância para reduzir o potencial de inóculo de doenças foliares. Para doenças de solo, esse período pode variar de dois a dez anos, devido a presença de estruturas de resistência que podem perpetuar o patógeno na área por longos períodos. O cultivo sucessivo de hospedeiros suscetíveis, em uma mesma área, pode fazer com que o potencial de inóculo de um determinado patógeno aumente a ponto de inviabilizar o seu cultivo econômico. A hérnia, a murcha de *Fusarium*, o mofo branco e a rizoctoniose são exemplos típicos dessa problemática no cultivo intensivo de brássicas. Por outro lado, o cultivo de espécies não hospedeiras reduz a quantidade de inóculo na área. Quanto maior for o grau de infestação em determinada área, maior deve ser o período de rotação. Deve-se optar sempre por uma cultura econômica ou adubo verde que não seja hospedeira dos patógenos que se queira reduzir o potencial de inóculo na área.

Irrigação controlada

As regas devem ser realizadas de forma racional de forma a evitar excessos ou a falta de água que possa causar estresse às plantas, tornando-as mais suscetíveis a ocorrência de doenças.

Evitar longos períodos de molhamento foliar é fundamental para o manejo de doenças foliares em brássicas. Para tanto, devem-se evitar irrigações noturnas ou em finais de tarde, assim como a redução do tempo e a frequência das regas em períodos favoráveis a doenças.

Recomenda-se que as regas sejam equilibradas de forma a evitar que o excesso de água escorra pela superfície do solo e amplie a contaminação da área.

A adoção de irrigação localizada pode ser um importante aliado no manejo da maioria das doenças da parte aérea, por reduzir o tempo de molhamento foliar e reduzir a disseminação de inóculo na cultura. Entretanto, essa modalidade pode favorecer o desenvolvimento dos oídios, exatamente por reduzir a umidade na superfície foliar.

A qualidade de água de irrigação também é determinante para o manejo de doenças fúngicas, uma vez que muitos patógenos podem ser disseminados pela água. Os reservatórios utilizados para irrigação não devem receber o escoamento de água de campos infestados. Quando não for possível, a água de irrigação deve ser retirada da superfície, pois os esporos e estruturas de resistência de patógenos tendem a permanecer no fundo dos reservatórios. A cloração pode ser utilizada por se tratar de um método efetivo para o tratamento de contaminação biológica da água principalmente em sistemas hidropônicos.

Tratos culturais

Os tratos culturais durante todo o ciclo da cultura, colheita e pós-colheita devem ser cuidadosos de forma a evitar ferimentos nas plantas que possam servir de portas de entrada de patógenos. A realização das operações de cultivo em campos livres de doenças antes dos infestados evita a disseminação de doenças por toda propriedade.

Fontes de inóculo

A redução de fontes de inóculo é fundamental para o manejo de doenças. Nesse sentido, recomenda-se a eliminação e incorporação de restos culturais e resíduos de pós-colheita para sua rápida decomposição. Indica-se, ainda, a eliminação de plantas voluntárias e hospedeiros alternativos (gêneros *Brassica*, *Raphanus* e *Sinapsis*) no interior e nas proximidades do cultivo (campo aberto e estufas).

Controle de plantas invasoras

A eliminação criteriosa de invasoras é recomendável, pois além de concorrerem por espaço, luz, água e nutrientes, elas dificultam a dissipação da umidade e a circulação de ar de interior da folhagem; condições altamente favoráveis ao desenvolvimento de doenças foliares e do solo. Populações elevadas de invasoras também podem reduzir a cobertura foliar dos fungicidas ocasionando falhas no controle.

Cultivo protegido

Além de maior durabilidade, o uso de lonas anti-UV em estufas pode dificultar e/ou impedir a esporulação dos fungos *Botrytis cinerea*, *Alternaria* spp. e *Cercospora* spp., reduzindo o inóculo no interior das estufas. O manejo correto das cortinas e o uso de ventiladores são muito importantes para favorecer a circulação de ar no interior dos túneis evitando o acúmulo de umidade excessiva na superfície das folhas e do solo. A limpeza completa, a eliminação de restos culturais e a desinfestação entre diferentes ciclos de produção são fundamentais para a redução de inóculo em futuros ciclos de produção.

Plantio direto

Define-se Sistema de Plantio Direto de Hortaliças (SPDH) como um sistema de manejo sustentável do solo e da água, com objetivo de alcançar a expressão máxima do potencial genético e produtivo dos cultivos hortícolas.

O SPDH está baseado em três princípios básicos: o revolvimento localizado do solo, a diversificação de espécies pela rotação de culturas e a inclusão de espécies para produção de palhada para cobertura permanente do solo. O emprego dessa técnica tem crescido de forma significativa em algumas regiões produtoras, sendo utilizada com sucesso no cultivo de brássicas (repolho, brócolis, couve-flor, couve-chinesa etc.).

O sistema visa prevenir e reverter processos de degradação do solo com benefícios como:

- Contenção de processos erosivos;
- Regulação térmica do solo proporcionada pela palhada;
- Aumento da permeabilidade e umidade do solo de forma equilibrada;
- Economia de água em culturas irrigadas;
- Incremento nos teores de matéria orgânica e aumento da microflora benéfica do solo;
- Menor disseminação de patógenos pelo não revolvimento do solo; diminuição do escoamento de água superficial; redução do impacto de respingos de água de chuva e irrigação na superfície do solo.

Medidas de higiene

O uso de medidas sanitárias como lavar e desinfestar rotineiramente as mãos, luvas, ferramentas, implementos agrícolas, tubos de irrigação, veículos, botas e caixas de colheita são fundamentais para evitar a entrada e a disseminação de patógenos na propriedade.

Mapeamento de áreas infestadas

Para doenças de solo o mapeamento de áreas infestadas visa restringir a movimentação de máquinas e pessoas desses campos para áreas livres de patógenos na propriedade.

Vistoria

A inspeção constante da área cultivada durante todo o processo produtivo facilita a identificação de possíveis focos de doença e agiliza a tomada de decisões.

4.2. Controle genético

O controle genético é caracterizado pela incompatibilidade, em maior ou menor grau, entre o patógeno e hospedeiro impedindo ou dificultando o estabelecimento e o desenvolvimento da doença. O uso de cultivares resistentes ou tolerantes é muito importante especialmente para os patógenos que não são controlados de forma eficiente por medidas convencionais de controle. Essa modalidade representa o método mais eficiente, econômico e abrangente, porém é restrito, uma vez que nem sempre é viável aliar estética, produtividade e exigências de mercado a elevados níveis de resistência.

A resistência de uma cultivar ou híbrido pode variar em função das raças do patógeno, das condições climáticas e do estado nutricional das plantas.

A consulta periódica a catálogos de empresas de sementes, além de trazer informações sobre as novas introduções, pode auxiliar e direcionar a escolha dos materiais mais indicados para cada necessidade.

4.3. Controle físico

O controle físico de doenças em brássicas utiliza principalmente o calor com o objetivo de diminuir ou eliminar o inóculo inicial em sementes ou no solo, reduzindo o desenvolvimento da doença.

Termoterapia

A termoterapia consiste na utilização de água, vapor arejado ou calor seco, com temperaturas que podem variar de 47 a 60 °C, por tempo variável, com o objetivo de eliminar fungos fitopatogênicos internos ou externos transmitidos principalmente por sementes (Tabela 2). Entre os fatores que devem ser considerados para a adoção de temperaturas e tempo de tratamento destacam-se: idade e teor de umidade do material tratado, vigor, tamanho e suscetibilidade do material. O tratamento requer um rigoroso controle de temperatura e tempo de exposição para evitar danos às sementes. A metodologia é inócua ao meio ambiente, porém pode ser deletéria ao material tratado.

Tabela 2: Métodos, temperaturas e tempo para o tratamento de sementes de brássicas visando controle de fungos fitopatogênicos.

Brássicas	Patógenos	Métodos	Temperaturas	Tempos
repolho couve-chinesa	<i>Alternaria</i> spp.	Água quente	50 °C	20 min
couve-flor brócolis	<i>Alternaria brassicae</i>	Vapor arejado	56 °C	30 min

Fonte: Adaptado de Machado; Souza (2009).

Calor úmido

Um método de controle de doenças de solo utilizado em cultivo protegido é a desinfestação por meio de calor úmido visando à eliminação de patógenos, plantas daninhas e pragas. De modo geral, são necessárias temperaturas de 60 a 72 °C e períodos mínimos de 30 minutos de tratamento. O solo é coberto por uma lona e o vapor, produzido por uma caldeira, é injetado, promovendo o aquecimento do solo. Entre os aspectos negativos do uso intenso dessa prática destacam-se: a eliminação da microflora benéfica do solo, liberação de sais de amônia e manganês altamente fitotóxicos às plantas, alteração das propriedades físicas do solo/substrato e alto custo.

Solarização

A solarização consiste na utilização da energia solar para o controle de patógenos presentes no solo ou substrato. No cultivo de brássicas, a técnica é indicada para os gêneros *Fusarium*, *Sclerotinia*, *Globisporagium* (Sin. *Pythium*) e *Rhizoctonia*. A técnica consiste na cobertura do solo infestado com plástico de polietileno transparente (50 a 150 micras) de modo que a radiação,

ao atravessar o plástico, promove o aquecimento do solo eliminando ou reduzindo a população de fungos e cromistas. O tratamento deve ser prévio ao plantio e o solo deve estar preferencialmente úmido para a aplicação da lona plástica. A profundidade de penetração do calor no solo e sua eficácia dependem da incidência de raios solares no período e do tempo de solarização que deve ser de 30 a 60 dias.

Os fitopatógenos termotolerantes como *Plasmodiophora brassicae*, agente causal da hérnia, possuem resistência a temperaturas elevadas e, portanto, não são consistentemente controlados pelo emprego da solarização. Nesse caso, a eficiência do processo pode ser potencializada quando associado à incorporação prévia de matéria orgânica ou materiais vegetais (brássicas, mamona, eucalipto) ao solo, antes do início do tratamento. O calor proporcionado pela solarização, além de inativar estruturas de resistências de patógenos presentes no solo, pode acelerar o processo de decomposição dos resíduos orgânicos no solo, promovendo maior temperatura no solo e a liberação de substâncias naturais que podem apresentar ação biofungicida.

Além de promover cultivos mais vigorosos e saudáveis, a solarização favorece a elevação do nível de nutrientes (N, Ca e Mg), contribui para a restauração da microflora e melhora a estrutura física do solo, melhorando a sua aeração e a permeabilidade.

Para evitar possíveis vácuos biológicos no solo, após a aplicação de calor úmido e solarização, recomenda-se a adoção da recolonização do solo desinfestado com a incorporação de matéria orgânica livre de patógenos associada a formulações de *Trichoderma* spp.

4.4. Controle biológico

O controle biológico de doenças caracteriza-se pela intervenção de micro-organismos não patogênicos de forma a limitar a ação do patógeno ou aumentar a resistência do hospedeiro. Os mecanismos de ação utilizados por agentes de controle biológico no controle de patógenos de plantas são a competição, a antibiose, o parasitismo e a indução de resistência. Na competição, o antagonista e o patógeno disputam o mesmo alimento e espaço para sobreviver, dificultando ou impedindo que as estruturas de infecção do patógeno entrem em contato com a planta, evitando o início da doença. Na antibiose, o antagonista produz uma ou mais substâncias que inibem o crescimento ou a reprodução do patógeno no ambiente ou na planta. No parasitismo, o antagonista se alimenta do fitopatógeno, tornando-o mais fraco ou até mesmo causando a sua morte. Na indução de resistência, o agente biológico induz o hospedeiro a produzir fitoalexinas que o torna capaz de reagir ao patógeno.

Em brássicas, o uso de formulações de *Trichoderma* spp. aplicadas preventivamente nas sementes, no substrato, no solo ou pulverizado em mudas e transplantes podem reduzir de forma significativa a incidência e a severidade de doenças de solo causadas por patógenos dos gêneros *Fusarium*, *Sclerotinia*, *Globisporagium*, *Rhizoctonia*, *Pythium* e *Plasmodiophora*. Além de controlar patógenos, esses micro-organismos são capazes de incrementar o crescimento das plantas (parte aérea e sistema radicular) permitindo aumentos significativos no rendimento e na resistência a estresses causados por fatores edafoclimáticos desfavoráveis. Para a maioria das linhagens de *Trichoderma* comercializadas no Brasil, a temperatura ideal de crescimento é de 25 ± 2 °C; umidade de $60\pm 10\%$, pH entre 4,5-5,5 e concentração de matéria orgânica acima de 2%.

Recentemente, foram introduzidas no mercado formulações de biofungicidas à base de *Bacillus pumilus* e *Bacillus subtilis*, que aplicadas preventivamente podem reduzir a severidade de *Alternaria* spp. e *Rhizoctonia solani* em várias culturas. De forma semelhante, também foram disponibilizados produtos com *Bacillus amyloliquefaciens* isolado e em mistura com *Trichoderma* spp. para o controle de rizoctoniose e mofo branco.

Segundo a literatura, *Bacillus velezensis*, *Bacillus amyloliquefaciens*, *Streptomyces olivochromogenes*, *Microbispora rosea* e *Acremonium alternatum* possuem elevado potencial para futuros programas de manejo integrado de *P. brassicae*,

4.5. Controle químico

A inexistência de genótipos comerciais resistentes a doenças muitas vezes torna necessário o uso de fungicidas para o manejo de doenças em brássicas. Eles devem ser utilizados dentro de programas integrados de manejo, podendo ser usados no tratamento de sementes, em pulverizações foliares e, em alguns casos, em regas de sementeiras e mudas (Tabela 3).

Tabela 3: Ingredientes ativos com registro para o controle de doenças causadas por fungos e chromistas em brássicas.

Cultura	Doença	Ingrediente ativo*
Agrião	podridão radicular	dimetomorfe
	mofo branco	fluazinam, boscalida
	mancha de <i>Alternaria</i>	fluxapirroxade, piraclostrobina
	mancha de <i>Cercospora</i>	fluxapirroxade, piraclostrobina, azoxistrobina, difenoconazol
	míldio	mandipropamida, metalaxil-M

Cultura	Doença	Ingrediente ativo*
Couve	mancha de <i>Alternaria</i>	mancozebe, tebuconazol, trifloxistrobina, oxiclureto de cobre, fluxapirroxade, piraclostrobina
	míldio	mancozebe, fluopicolide, propamocarbe, mandipropamida, azoxistrobina, oxatiapiprolim, cimoxanil, famoxadona, metalaxil-M, clorotalonil, oxiclureto de cobre
Couve-flor	mancha de <i>Alternaria</i>	mancozebe, difenoconazol, azoxistrobina, tebuconazol, trifloxistrobina, fluxapirroxade, piraclostrobina, oxiclureto de cobre
	míldio	mancozebe, azoxistrobina, fluopicolide, propamocarbe, mandipropamida, oxiclureto de cobre, cimoxanil, famoxadona, oxatiapiprolim, metalaxil-M
	hérnia	ciazofamida
Brócolis	mancha de <i>Alternaria</i>	mancozebe, tebuconazol, trifloxistrobina, fluxapirroxade, azoxistrobina, oxiclureto de cobre
	míldio	mancozebe, fluopicolide, propamocarbe, azoxistronina, mandipropamida, cimoxanil, famoxadona, metalaxil-M, oxatiapiprolim, clorotalonil, hidróxido de cobre
	hérnia	ciazofamida
Mostarda	mancha de <i>Alternaria</i>	tebuconazol, trifloxistrobina, fluxapirroxade, piraclostrobina, azoxistrobina, difenoconazol
	mancha de <i>Cercospora</i>	boscalida, axoxistrobina
	míldio	dimetomorfe, mandipropamida, metalaxil-M
	podridão radicular	dimetomorfe
Couve-de-bruxelas	mancha de <i>Alternaria</i>	tebuconazol, azoxistrobina, trifloxistrobina, fluxapirroxade, piraclostrobina, difenoconazol
	míldio	axoxistrobina, mandipropamida, oxatiapiprolim, famoxadona
Couve-chinesa	míldio	fluopicolide, metalaxil-M, propamocarbe, cimoxanil, famoxadona, oxatiapiprolim, azoxistrobina, mandipropamida
	hérnia	ciazofamida
	mancha de <i>Alternaria</i>	tebuconazol, trifloxistrobina, fluxapirroxade, piraclostrobina

Cultura	Doença	Ingrediente ativo*
Repolho	mancha de <i>Alternaria</i>	mancozebe, tebuconazol, trifloxistrobina, oxiclreto de cobre, fluxapiroxade, piraclostrobina
	míldio	mancozebe, fluopicolide, propamocarbe, metalaxil-M, clorotalonil, oxiclreto de cobre, cimoxani, oxatiapiprolim, famoxadona, mandipropamida
	hérnia	ciazofamida
	rizoctoniose	dimetomorfe, piraclostrobina
Rúcula	podridão radicular	dimetomorfe
	mofo branco	fluazinam, boscalida
	mancha de <i>Alternaria</i>	fluxapiroxade, piraclostrobina, azoxistrobina, difenoconazol
	mancha de <i>Cercospora</i>	azoxistrobina, difenoconazol
	mofo cinzento	boscalida
	murcha de <i>Fusarium</i>	tiabendazol, carboxina
	míldio	mandipropamida, metalaxil-M
Rabanete	mancha de <i>Alternaria</i>	fluxapiroxade, flutriafol, piraclostrobina, azoxistrobina, difenoconazol, tebuconazol, trifloxistrobina, clorotalonil, boscalida, cresoxim metílico, hidróxido de cobre

*Ingredientes ativos registrados isolados ou em mistura para o controle de doenças em brássicas. AGROFIT. Outubro, 2023.

O histórico de ocorrência de doenças associado a medidas de controle preventivas e ao monitoramento das condições climáticas permitem que os fungicidas sejam aplicados, cada vez mais, com maior efetividade e segurança.

O uso de produtos registrados deve seguir todas as recomendações do fabricante quanto à dose, volume, momento da aplicação, periodicidade e número de pulverizações, intervalo de segurança, uso de equipamento de proteção individual (EPI), armazenamento e descarte de embalagens etc.

Para evitar a ocorrência de resistência, recomenda-se que produtos com mecanismos de ação específicos sejam utilizados de forma alternada ou formulados com produtos multissítios; 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.

A tecnologia de aplicação de fungicidas é fator importante no sucesso do controle químico. A má qualidade na aplicação dos produtos pode comprometer e limitar seriamente a eficácia dos fungicidas. Fatores como

umidade relativa do ar, tipo de bicos, volume de aplicação, pressão, altura de barra, velocidade, rotação do motor, regulagem, calibração e manutenção dos equipamentos devem ser considerados com o objetivo de proporcionar cobertura adequada da superfície foliar e da parte interna da folhagem.

A cerosidade da folha das brássicas, muitas vezes, torna necessário o uso de espalhantes adesivos para que haja uma melhor cobertura da folhagem e se alcance maiores períodos de proteção e melhores resultados de controle.

4.6. Sistemas orgânicos

Os sistemas de produção orgânica de brássicas são caracterizados pela adoção de técnicas ecológicas com objetivos voltados para a qualidade, versatilidade da produção, desenvolvimento socioeconômico e preservação do meio ambiente.

Além dos métodos de controle cultural, biológico, físico, genético e das práticas culturais abordadas anteriormente, alguns sistemas de produção orgânica permitem a aplicação de caldas, leite cru, extratos e biofertilizantes para o manejo de doença causadas por fungos e chromistas.

A calda bordalesa (sulfato de cobre + cal virgem diluídos em água) é um fungicida indicado para o controle de mildios, alternarioses, cercosporioses e doenças bacterianas. O produto pode ser encontrado no comércio ou pode ser preparado na propriedade. A sua aplicação deve ser preventiva ou logo após o aparecimento dos primeiros sintomas. A calda tem baixa toxicidade, no entanto, recomenda-se o uso de equipamentos de proteção individual para a sua aplicação. O seu uso deve ser moderado, sendo recomendado em momentos críticos para evitar que haja acúmulo de cobre no solo.

A calda sulfocálcica (enxofre + cal virgem) é um fungicida à base de enxofre em pó e cal virgem, utilizado para o controle de oídios e manchas foliares. Para a sua aplicação deve-se observar os mesmos critérios recomendados para a calda bordalesa.

A calda Viçosa (sulfato de cobre + cal virgem + nutrientes) também pode ser utilizada para o manejo de manchas foliares e para a adubação das plantas, pois possuem micronutrientes (boro, zinco) e macronutrientes (cálcio e magnésio) na sua composição.

Além da dosagem correta, recomenda-se que as aplicações das caldas anteriormente citadas sejam realizadas com critério, uma vez que podem ser fitotóxicas em culturas jovens e quando aplicadas em períodos de pleno sol e alta temperatura.

O leite de vaca cru utilizado nas concentrações de 5,0 a 10% é eficiente no controle de oídios em várias brássicas. As aplicações devem ser realizadas a intervalos de 7 dias após o aparecimento dos primeiros sintomas.

Recentemente, têm sido introduzidos no mercado produtos à base de extrato de *Melaleuca alternifolia* para o controle de mancha de *Alternaria* nas culturas de repolho, couve-de-bruxelas, couve-flor, brócolis e couve-chinesa.

A utilização de biofertilizantes, além de fornecer macro e micronutrientes para as plantas, é considerado um método alternativo de controle de doenças e representa uma opção econômica e de baixo impacto ambiental. São produtos obtidos a partir da fermentação aeróbia ou anaeróbia de material orgânico de origem animal e vegetal em meio líquido, em um equipamento chamado biodigestor. Tais produtos possuem uma complexa comunidade microbiana composta por bactérias, fungos leveduriformes e filamentosos e actinomicetos. Possuem também, grande quantidade de metabólitos produzidos por esses micro-organismos. O controle das doenças pode ser resultado tanto da ação direta dos micro-organismos e metabólitos sobre os patógenos, como da ação indireta através da ativação do sistema de defesa do hospedeiro. Os biofertilizantes podem ser aplicados nas plantas através de pulverizações foliares, tratamento de sementes, regas ou até mesmo como solução nutritiva em cultivos hidropônicos.

5. Literatura consultada

AGRIOS, G.N. **Plant Pathology**. 5. ed. San Diego: Academic Press, 2005.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. AGROFIT. Brasília, 2003. Disponível em: http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 08 out. 2023.

AUER, S.; MÜLLER, J. L. Biological control of clubroot (*Plasmodiophora brassicae*) by the endophytic fungus *Acremonium alternatum*. **Journal of Endocytobiosis and Cell Research**, Tübingen, v. 26, p.43-49, 2015.

CAMPANHOLA, C.; BETTIOL, W. (ed.). **Métodos alternativos de controle fitossanitário**. São Paulo: EMBRAPA, 2003.

CHEAH, L.H.; PAGE, B.B.C. Trichoderma spp. for potential biocontrol of clubroot of vegetable brassicas. **Proceedings of the NZ Plant Protection Conference 50th**. Auckland: New Zealand Plant Protection Society, 1997. p.150-153.

EMBRAPA-Recursos Genéticos e Biotecnologia. **Fungos relacionados em plantas no Brasil**. Disponível em: <http://pragawall.cenargen.embrapa.br/aiqweb/michtml/fgbanco01.asp>. Acesso em: 08 jul. 2021.

ENYA, J.; TOGAWA, M.; TAKEUCHI, T.; YOSHIDA, S.; TSUSHIMA, S.; ARIE, T.; SAKAI, T. Biological and phylogenetic characterization of *Fusarium oxysporum* complex, which causes yellows on *Brassica* spp., and proposal of *F. oxysporum* f. sp. *rapae*, a novel forma specialis pathogenic on *B. rapa* in Japan. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 98, p.475-483, 2008.

GARIBALDI, A.; GILARDI, G.; GULLINO, M.L. Evidence for an expanded host range of *Fusarium oxysporum* f.sp.*raphani*. **Phytoparasitica**, Bet Dagan, v.34, p.115-121, 2006. <https://doi.org/10.1007/BF02981311>

INDEX FUNGORUM. Indexfungorum.org/Names/Names.asp. Acesso em: 08 mai. 2023.

KOIKE, S.T.; GLADDERS, P.; PAULUS, A.O. **Vegetable Diseases: a colour handbook**. St. Paul: APS. 2007.

LUCON, C.M.M.; CHAVES, A.L.R.; BACIRELI, S. **Trichoderma: o que é, para que serve e como usar corretamente na lavoura**. São Paulo: Instituto Biológico, 2014. Disponível em: <http://www.biologico.sp.gov.br/uploads/files/pdf/cartilhas/trichoderma.pdf>. Acesso em: 24 ago. 2021.

MACHADO, J.C.; SOUZA, R.M. Tratamento de Sementes de Hortaliças para controle de patógenos: princípios e aplicações. In: NASCIMENTO, W. N. (org.). **Tecnologia de Sementes de Hortaliças**. Brasília, DF: EMBRAPA Hortaliças, 2009. p.247-272.

MACHADO, J.C. **Tratamento de sementes no controle de doenças**. Lavras: UFLA, 2000.

MARINGONI, A.C.; SILVA JR., T.A.F. Doenças das Brássicas. In: AMORIM L; REZENDE J.A.M. BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L.E.A; (ed.). **Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. 5. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2016. p.165-173.

MELO, R.A.C.; MADEIRA, N. R.; LIMA C.E.P. **Produção de brássicas em sistema plantio direto**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2016. (Circular Técnica, 151).

MICOBANK Database. <http://www.mycobank.org>. Acesso em: 08 jul. 2021.

PATRÍCIO, F.R.A; SINIGAGLIA, C. É tempo de solarizar. **Infobibos: informações tecnológicas**, Campinas, 2008. Disponível em: http://www.infobibos.com/Artigos/2008_1/solarizacao/index.htm. Acesso em: 15 set. 2021.

RIMMER, S.R.; SHATTUCK, V.I.; BUCHWALDT, L. (ed.). **Compendium of brassica diseases**. St. Paul: APS Press, 2007.

TEVERSON, D. **Brassica diseases**. Coventry: AHDB Horticulture, 2020. Disponível em: https://projectbluearchive.blob.core.windows.net/media/Default/Horticulture/BrassicaDiseasesGuide1719_200428_WEB.pdf. Acesso em: 18 jun. 2021.

TÖFOLI, J.G.; DOMINGUES, R.J. **Alternaria spp. em oleráceas: sintomas, etiologia, manejo e fungicidas**. O Biológico, São Paulo, v.77, n.1, p.21-34, 2015.

TÖFOLI, J.G.; DOMINGUES, R.J. **Doenças fúngicas em brássicas**. São Paulo: Instituto Biológico, 2015. (Programade Sanidade em Agricultura Familiar - PROSAF).

TÖFOLI, J. G.; DOMINGUES R. J.; FERRARI, J.T. (coord.). Cultura-Brássicas. In: **Guia de Sanidade Vegetal**. São Paulo: Instituto Biológico, 2020. Disponível em: http://www.sica.bio.br/guiabiologico/busca_culturas_resultado_ok.php?Id=234&Vlt=3. Acesso em: 18 jul. 2022.

TÖFOLI, J. G.; DOMINGUES R. J. Brássicas: resposta ampla. **Cultivar: hortaliças e frutas**, Pelotas, n. 127, p.26-28, 2021.

TÖFOLI, J. G.; DOMINGUES R. J. Brássicas: rápido e destrutivo. **Cultivar: hortaliças e frutas**, Pelotas, n. 132, p.30-33, 2022.

ZHU M.L; HE Y.W.; LI Y.; REN T.R.; LIU H.; HUANG J.B.; JIANG D.H.; HSIANG T.; ZHENG L. Two New Biocontrol Agents Against Clubroot Caused by *Plasmodiophora brassicae*. **Frontiers in Microbiology**, Lausanne, v.10:3099, 2019. doi: 10.3389/fmicb.2019.03099.

Zhu M, He Y, Li Y, Ren T, Liu H, Huang J, Jiang D, Hsiang T, Zheng L. Two New Biocontrol Agents Against Clubroot Caused by *Plasmodiophora brassicae*. **Frontiers in Microbiology**, Lausanne, 2020 Jan 21;10:3099. doi: 10.3389/fmicb.2019.03099. PMID: 32038545.

DOENÇAS CAUSADAS POR VÍRUS

Alexandre Levi Rodrigues Chaves
Agatha Mota de Oliveira
Cátia Jacira Martins Moura
Leilane Karam Rodrigues
Addolorata Colariccio
Elliot Watanabe Kitajima
Marcelo Eiras

Dr. Alexandre Levi Rodrigues Chaves

Pesquisador Científico do Instituto Biológico (IB), Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal (CPSV), Laboratório de Fitovirologia e Fisiopatologia e Fisiopatologia (LFF).
ORCID 0000-0002-5580-0932
e-mail: alexandre.chaves@sp.gov.br

MsC. Agatha Mota de Oliveira

Doutoranda do Programa de Pós-graduação do Instituto Biológico (IB), Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal (CPSV), Laboratório de Fitovirologia e Fisiopatologia e Fisiopatologia (LFF).
ORCID 0009-0009-0726-7000
e-mail: agatha15_89@hotmail.com

MsC. Cátia Jacira Martins Moura

Doutoranda do Programa de Pós-graduação do Instituto Biológico (IB), Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal (CPSV), Laboratório de Fitovirologia e Fisiopatologia e Fisiopatologia (LFF).
ORCID 0009-0006-7720-7677
e-mail: catiaaleixo@yahoo.com.br

Dr. Leilane Karam Rodrigues

Assistente Técnico de Pesquisa da Destak. ORCID 0000-0001-6492-6505
e-mail: leilane.karam@gmail.com

Dr. Addolorata Colariccio

Pesquisador Científico do Instituto Biológico (IB), Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal (CPSV), Laboratório de Fitovirologia e Fisiopatologia e Fisiopatologia (LFF).
ORCID 0000-0002-4948-1664
e-mail: addolorata.colariccio@sp.gov.br

Dr. Elliot Watanabe Kitajima

Professor Visitante da Universidade de São Paulo (USP), Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” (ESALQ), Departamento de Fitopatologia e Nematologia (DFN), Laboratório de Microscopia Eletrônica (LME).
ORCID 0000-0002-9138-2918
e-mail: ewkitaji@usp.br

Dr. Marcelo Eiras

Pesquisador Científico do Instituto Biológico (IB), Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal (CPSV), Laboratório de Fitovirologia e Fisiopatologia e Fisiopatologia (LFF).
ORCID 0000-0001-7901-9107
e-mail: marcelo.eiras@sp.gov.br



1. Introdução

O Brasil é um dos grandes produtores mundiais de olerícolas, com destaque para as brássicas, denominação genérica às espécies e variedades de Brassicaceae: *Brassica oleracea* var. *acephala* (couve-de-folha ou couve-manteiga); *B. oleracea* var. *italica* (brócolis); *B. oleracea* var. *capitata* (repolho); *B. oleracea* var. *botrytis* (couve-flor); *B. oleracea* var. *gemmifera* (couve-de-bruxelas); *B. oleracea* var. *trunchuda* (couve-tronchuda); *B. oleracea* var. *gongyloides* (couve-rábano); *B. rapa* subsp. *pekinensis* (couve-chinesa); *B. rapa* (nabo); *B. juncea* (mostarda-de-folha); *B. napus* (canola); *Armoracia rusticana* (raiz-forte); *Nasturtium officinale* (agrião); *Eruca sativa* (rúcula) e *Raphanus sativus* (nabo-forrageiro e rabanete). Nos últimos anos, a produção brasileira de brássicas atingiu cerca de 200.000 toneladas anuais, gerando mais de 59 milhões de dólares em receita bruta. Os cinturões verdes dos municípios de São Paulo e Curitiba, juntamente a algumas regiões no sul do estado de Minas Gerais, representam as três regiões produtoras de brássicas mais importantes do Brasil, em volume produzido e área cultivada, respondendo por mais de 60% da produção nacional.

No entanto, essa produção pode ser limitada devido a fatores abióticos e bióticos, que afetam tanto o rendimento quanto a qualidade das plantas e de seus produtos, que são comercializados para consumo *in natura* como folhas (agrião, couve-chinesa, couve-de-folha, repolho, rúcula), inflorescências (brócolis e couve-flor) e raízes (nabo, rabanete e raiz-forte), e destinados à indústria (canola, mostarda e raiz-forte). Dentre os fatores bióticos, em função dos plantios intensivos e da constante sobreposição de sistemas de cultivo, há uma série de doenças, causadas por fungos, bactérias, fitoplasmas, nematoides e vírus, que acometem as brássicas. Dos vírus descritos em brássicas, no mundo, os principais são: cauliflower mosaic virus, CaMV (*Caulimovirus*); cucumber mosaic virus, CMV (*Cucumovirus*); radish mosaic virus, RaMV (*Comovirus*); ribgrass mosaic virus, RMV (*Tobamovirus*); turnip crinkle virus, TCV (*Carumovirus*); turnip mosaic virus, TuMV (*Potyvirus*); turnip yellow mosaic virus, TYMV (*Tymovirus*); e turnip yellows virus, TuYV (*Polerovirus*).

Desses vírus, no Brasil, o CaMV e o TuMV se destacam pela ocorrência e importância, além do cole latent virus, CoLV (*Carlavirus*), um vírus que até o presente momento só foi relatado no Brasil, são frequentemente identificados em infecções simples ou mistas em diferentes espécies e variedades de brássicas. Além disso, em 2021, dois vírus foram relatados pela primeira vez no Brasil: o TuYV e um novo carlavírus, o cole mild mosaic virus (CoMMV). Neste capítulo, será dada ênfase a esses vírus, abordando detalhes da classificação e taxonomia, histórico, aspectos biológicos e moleculares da transmissão, hospedeiros, sintomas, ocorrência, epidemiologia e estratégias para o manejo e controle.

2. Descrição dos agentes causadores das doenças

2.1 Turnip mosaic virus – TuMV (vírus do mosaico do nabo)

Turnip mosaic virus é uma espécie pertencente ao gênero *Potyvirus*, família *Potyviridae*, ordem *Patatavirales*, classe *Stelpaviricetes*, filo *Pisuviricota*, reino *Orthornavirae*, domínio *Riboviria* (<https://talk.ictvonline.org/taxonomy>).

As partículas do turnip mosaic virus (TuMV) são alongadas e flexuosas, com cerca de 750 nm de comprimento. Seu genoma é constituído por um RNA de fita simples (positivo), com aproximadamente 9.800 nucleotídeos, com duas fases abertas de leitura (*Open Reading Frame*, ORF), que codificam uma poliproteína (345 kDa), a qual é clivada, dando origem a dez proteínas virais (P1, HC-Pro, P3, 6K1, CI, 6K2, VPg, Pro, Nib e CP), e uma pequena proteína, PIPO (25 kDa). O TuMV, assim como outros potyvírus, induz alterações intracelulares características observadas somente ao microscópio eletrônico de transmissão, como a formação de inclusões do tipo cata-ventos, agregados laminares e túbulos no citoplasma das células infectadas (Figs. 1, A, B, C).

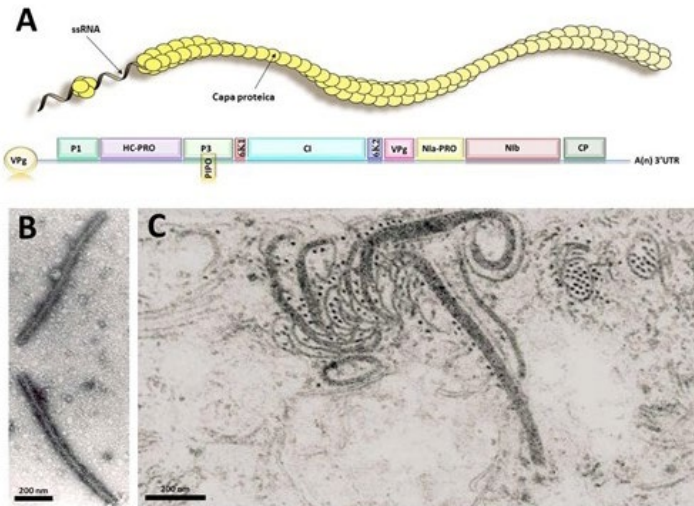


Figura 1: (A) Desenho esquemático da partícula alongada e flexuosa do turnip mosaic virus (TuMV) com as subunidades proteicas (esferas amarelas) envolvendo o RNA genômico (fita cinza), e abaixo o esquema da organização genômica do TuMV com as onze proteínas virais (P1, HC-Pro, P3, 6K1, CI, 6K2, VPg, Pro, Nib, CP e PIPO) que são expressas e processadas após a tradução da poliproteína. (B) Micrografia eletrônica de transmissão evidenciando partículas do TuMV com cerca de 750 nm decoradas com anticorpos específicos contra a capa proteica (CP) do TuMV; (C) Micrografia eletrônica de transmissão exibindo inclusões laminares, túbulos e cataventos no citoplasma de célula de folha de raiz-forte (*Armoracia rusticana*) infectada por um isolado do TuMV (As micrografias eletrônicas foram reproduzidas, com autorização, do artigo de autoria de Eiras, M. *et al.* Fitopatologia Brasileira, v.32, n.2., p.167, 2007).

Transmissão

Na natureza, o TuMV é transmitido por mais de 80 espécies de afídeos, incluindo *Brevicoryne brassicae*, espécie oligófaga que coloniza brássicas, e espécies polífagas como *Aphis gossypii* e *Myzus persicae*. A transmissão do TuMV por afídeos vetores é classificada como não circulativa / não persistente (estiletar). Isso significa que o vírus não circula no corpo do inseto, e que os tempos para aquisição e transmissão das partículas virais ocorrem em questão de segundos a minutos, durante as picadas de prova (sondagens), realizadas nas células da epiderme e/ou do parênquima foliar. Portanto, os afídeos não precisam colonizar as plantas para que ocorra a transmissão do vírus. É importante lembrar que o aparelho bucal dos afídeos é do tipo sugador e composto por dois estiletes, que funcionam como “seringas”, injetando saliva e sugando o conteúdo celular, onde as partículas do TuMV se acumulam. Nas picadas de prova, para alcançar e provar o conteúdo celular, os estiletes dos afídeos rompem a parede celular (composta por celulose, hemicelulose e pectina), porém, mantêm as células lesionadas vivas e funcionais, permitindo que o vírus, caso tenha sido inoculado, inicie o processo infeccioso. As partículas do TuMV ficam aderidas à porção distal (ponta) dos estiletes dos afídeos, estando o inseto apto a transmitir o vírus logo após a aquisição durante a sondagem da planta hospedeira infectada. A transmissão do TuMV por afídeos, assim como a de outros potyvírus, requer a participação da proteína auxiliar (HC-Pro) e da cápside (CP) para a sua máxima eficiência. Experimentalmente, o TuMV também pode ser transmitido por inoculação mecânica, por meio da fricção de extrato vegetal, obtido de uma planta infectada, sobre a superfície de folhas de plantas saudáveis. A transmissão por sementes ainda não foi confirmada, apesar da detecção do TuMV em sementes de nabiça (*R. raphanistrum*), nabo (*B. rapa*) e mostarda (*B. juncea*) já tenha sido relatada na literatura.

Gama de hospedeiros e variabilidade genética dos isolados de TuMV

O TuMV possui uma ampla gama de hospedeiros, podendo infectar mais de 300 espécies de plantas pertencentes a 43 famílias de dicotiledôneas, incluindo Aizoaceae, Amaranthaceae, Asteraceae, Brassicaceae, Cucurbitaceae, Fabaceae, Solanaceae, além de espécies de monocotiledôneas como Orchidaceae. O TuMV pode infectar espécies de Brassicaceae, comerciais ou da vegetação espontânea, sendo que os sintomas induzidos podem variar de acordo com as interações das espécies ou variedades de brássicas, as estirpes do vírus e os fatores ambientais.

O TuMV é o único potyvírus que infecta brássicas. Porém, além de brássicas, outros hospedeiros de importância econômica também são susceptíveis como alface (*Lactuca sativa*, Asteraceae), acelga (*Beta vulgaris*, Ama-

ranthaceae), espinafre (*Tetragonia tetragonoides*, Aizoaceae), petúnia (*Petunia* sp., Solanaceae) e zínia (*Zinnia* sp., Asteraceae). Devido à sua variabilidade genética, que tem reflexo na gama de hospedeiras e indução de sintomas, os isolados de TuMV são classificados em diferentes estirpes ou patotipos. Em 1996, foi proposta uma classificação do TuMV em 12 patotipos, de acordo com a reação de linhagens de *B. napus* (Rape S6, Rape R4, Swede 165 e Swede S1), que possuem genes de resistência distintos para cada patotipo do vírus, quando inoculadas mecanicamente com diferentes isolados do vírus. Com essa classificação, observou-se que 78% dos isolados de TuMV, que ocorriam no mundo, pertenciam aos patotipos 1, 3 ou 4. No Brasil, a partir do ano 2000, amostragens de espécies de brássisas comerciais e da vegetação espontânea que coabitavam áreas de produção intensiva situadas nas regiões Sudeste, Sul, Centro-Oeste e Nordeste revelaram somente a ocorrência do patotipo 1. Além da patotipagem, os isolados de TuMV também são classificados quanto aos tipos de hospedeiros: [BR]-host, quando o isolado é capaz de infectar sistemicamente tanto espécies do gênero *Brassica* quanto espécies de *Raphanus*; e [B]-host, quando é capaz de infectar *Brassica* sistemicamente, mas não infecta *Raphanus*.

Nos últimos anos, com os avanços da genômica, os isolados de TuMV também têm sido agrupados em linhagens filogenéticas: basal-B (subgrupos basal-B1 e basal-B2), basal-BR, Asian-BR, world-B (subgrupos world-B1, world-B2 e world-B3), Iranian (subgrupos Iranian-1 e Iranian-2) e OM. Em um trabalho recente, o grupo do Laboratório de Fitovirologia e Fisiopatologia do Instituto Biológico observou que isolados brasileiros de TuMV se agruparam nos clados world-B (subgrupos world-B2 e world-B3) e basal-BR, sendo que neste último, houve a formação um clado composto exclusivamente por isolados brasileiros (*Brazilian subgroup*). Nesse trabalho, por meio de análises filogenéticas e de recombinação, os autores sugeriram que os isolados brasileiros de TuMV, muito provavelmente, tiveram uma origem europeia.

Distribuição geográfica

A primeira evidência de infecção por TuMV foi relatada no ano de 1862, na França, em goivo (*Matthiola incana*, Brassicaceae), causando sintoma de quebra de coloração das pétalas. No entanto, a primeira descrição do TuMV ocorreu décadas depois, nos Estados Unidos, em 1921, em *Brassica rapa*. Na Europa, o vírus foi relatado pela primeira vez, em 1935, infectando *B. oleracea*, no Reino Unido. No Brasil, o TuMV foi relatado pela primeira vez, em 1972, em plantações comerciais de couve-de-folha (*B. oleracea* var. *acephala*) no estado de São Paulo.

Acredita-se, com base em análises filogenéticas, que os isolados de TuMV que infectam brássicas originaram-se de um potyvírus ancestral que infectava orquídeas e que passou a infectar brássicas. Esse evento ocorreu, provavelmente, na Alemanha, tendo o vírus se espalhado para a Ásia Menor por volta

de 700 anos atrás. Os primeiros isolados de TuMV que infectaram brássicas na Europa tiveram origem no grupo basal-B da Ásia Menor. Os isolados do grupo world-B, encontrados na Grécia, Irã e Turquia, devem ter se originado mais tarde. Essa disseminação, muito provavelmente, foi facilitada há 500 anos por meio do comércio marítimo intercontinental. Acredita-se também que a região que compreende a Grécia, Irã e Turquia pode ter sido o centro de emergência e dispersão do TuMV para o resto do mundo. O grupo basal-BR, que inclui o clado que abriga diversos isolados brasileiros de TuMV, pode ter se originado na Itália, uma vez que as atividades agrícolas no Brasil se devem às constantes migrações de europeus, muitos deles vindos de Portugal e Itália, que introduziram muitas das hortaliças cultivadas, incluindo as brássicas.

Atualmente, o TuMV encontra-se amplamente distribuído, ocorrendo em regiões de clima temperado, tropical e subtropical da África, Ásia, Oriente Médio, Europa, Oceania e Américas. No Brasil, já foi descrito em espécies de brássicas e outras hospedeiras nos estados do Ceará, Espírito Santo, Goiás, Minas Gerais, Paraná, Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul, São Paulo e no Distrito Federal (Tabela 1).

Tabela 1: Relatos da ocorrência do turnip mosaic virus (TuMV) no Brasil*

Hospedeira	Estado	Referências
<i>Armoracia rusticana</i> (raiz-forte)	SP	Eiras <i>et al.</i> (2007)
<i>Beta vulgaris</i> (acelga)	SP	Ribeiro-Junior <i>et al.</i> (2018b)
<i>Brassica carinata</i> (couve-da-Etiópia)	MG	Rodrigues <i>et al.</i> (1995)
<i>Brassica napus</i> (canola)	PR	Barbosa <i>et al.</i> (2000)
		Costa <i>et al.</i> (1972)
		De Ávila <i>et al.</i> (1980)
<i>Brassica oleracea</i> (brócolis, couve-comum, couve-manteiga, couve-flor, repolho)	DF, MG, PR, SP	Lima <i>et al.</i> (1984)
		Colariccio <i>et al.</i> (2000)
		Rodrigues <i>et al.</i> (2021)
<i>Brassica rapa</i> (mostarda, couve-chinesa e pak-choi)	CE, GO, PR, SP	Lima <i>et al.</i> (1984)
		Rodrigues <i>et al.</i> (2021)

Hospedeira	Estado	Referências
<i>Eruca sativa</i> (rúcula)	PR, SP	Lima <i>et al.</i> (1984) Ribeiro-Junior <i>et al.</i> (2018a)
<i>Lactuca sativa</i> (alface)	SP	Ribeiro-Junior <i>et al.</i> (2018b)
<i>Nasturtium officinale</i> (agrião)	ES	Costa <i>et al.</i> (2010)
<i>Nasturtium sativum</i> (agrião-d'água)	RJ	Boari <i>et al.</i> (2002)
<i>Raphanus raphanistrum</i> (nabiça)	MG, PR, RS, SP	Costa (1974) Rodrigues <i>et al.</i> (2021)
<i>Raphanus sativus</i> (rabanete)	PR, SP	Lima <i>et al.</i> (1984) Rodrigues <i>et al.</i> (2021)
<i>Sinapis alba</i> (mostarda-branca)	PR, RJ	Kitajima <i>et al.</i> (1984) Lima <i>et al.</i> (1984)
<i>Spinacia oleracea</i> (espinafre)	PR	Lima <i>et al.</i> (1984)
<i>Tropaeolum majus</i> (capuchinha)	DF, SP	Amaral <i>et al.</i> (2001) Duarte <i>et al.</i> (2014)

*Modificado e atualizado de Rodrigues (2019); Siglas dos estados brasileiros onde os isolados de TuMV foram relatados: CE – Ceará; DF – Distrito Federal; ES – Espírito Santo; GO – Goiás; MG – Minas Gerais; PR – Paraná; RJ – Rio de Janeiro; RS – Rio Grande do Sul; SP – São Paulo.

Sintomas, danos e perdas

Em brássicas, os sintomas foliares mais comuns induzidos pelo TuMV envolvem clareamento de nervuras, mosaico, bolhas, mosaico acompanhando as nervuras (*vein banding*), distorção, manchas, anéis e pontos cloróticos e necróticos. O vírus pode causar redução do tamanho e deformações severas da planta, causando necrose e comprometendo a formação da cabeça em plantas de repolho, que podem ter redução de 20 vezes do peso normal, além de redução do volume e tamanho das inflorescências em brócolis e couve-flor.

O TuMV pode reduzir a concentração de antocianina das pétalas, induzindo quebra de coloração, estrias e manchas nas flores. Isolados severos podem induzir nanismo, necrose, má formação do meristema e, ocasionalmente, a morte da planta. Nas raízes, o TuMV pode induzir descoloração e necrose levando a planta à morte. Muitas vezes, porém, as infecções transcorrem de maneira assintomática, o que pode facilitar a manutenção e dispersão do vírus nos campos de produção devido à ação dos afídeos vetores e a sua disseminação regional e até mundial por meio do intercâmbio de plantas e mudas infectadas. No Brasil, perdas de mais de 60% da produção, devido a infecções pelo TuMV, foram observadas em couve-chinesa, no estado de São Paulo. No Brasil, constatou-se que, em raiz-forte, além da indução de anéis cloróticos e mosaico foliar, o TuMV foi responsável pela redução do sistema radicular que, indiretamente, interferiu no volume de matéria prima necessária para a extração de peroxidase em escala industrial. Os principais sintomas induzidos por isolados do TuMV em brássicas podem ser observados nas Figuras 2 A, B, C, D, E, F, G.

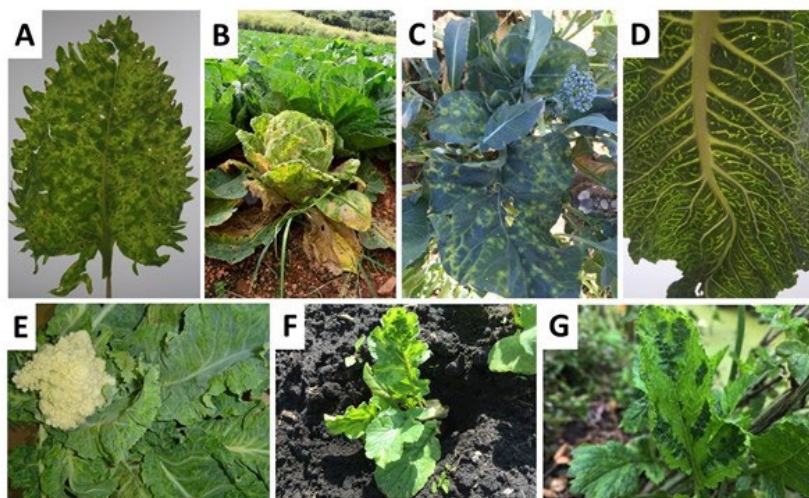


Figura 2: Sintomas induzidos pelo turnip mosaic virus (TuMV) em espécies de Brassicaceae: (A) anéis cloróticos e mosaico em folha de raiz-forte (*Armoracia rusticana*); (B) mosaico, amarelecimento, necrose e subdesenvolvimento em couve-chinesa (*Brassica rapa* subsp. *pekinensis*); (C) manchas cloróticas, amarelecimento e mosaico acompanhando as nervuras em brócolis (*B. oleracea* var. *italica*); (D e E) clareamento das nervuras, mosaico e distorção foliar em couve-flor (*B. oleracea* var. *botrytis*); (F) mosaico, bolhas e distorção foliar em rabanete (*Raphanus sativus*); (G) mosaico, bolhas e distorção foliar em nabiça (*R. raphanistrum*).

Manejo e controle

Devido ao modo de transmissão não persistente, o controle químico dos afídeos vetores, por meio do uso de inseticidas, não é recomendado para

o controle do TuMV, a menos que as populações desses insetos atinjam níveis muito altos. Algumas espécies de afídeos como *Brevicoryne brassicae* (pulgão-da-couve), *Myzus persicae* (pulgão-verde) e *Lipaphis eryzimi* (pulgão-do-nabo) colonizam espécies de brássicas, atuando como pragas dessas culturas, por causarem danos econômicos. Como esses afídeos podem transmitir o TuMV, nesse caso, recomenda-se o controle com inseticidas (registrados para as respectivas culturas), o que deverá reduzir as populações desses insetos, com consequente redução da transmissão do TuMV e de outros vírus de brássicas, como será discutido mais adiante.

De modo geral, foram selecionadas 10 medidas preventivas que podem ser adotadas para o manejo e controle do TuMV: (i) utilização de variedades tolerantes ou resistentes (quando disponíveis); (ii) remoção de plantas cultivadas que estejam com sintomas suspeitos ou sabidamente infectadas, e remoção dos potenciais reservatórios do vírus no campo, principalmente espécies de brássicas da vegetação espontânea (mostarda-branca, nabiça e nabo-forrageiro) e hospedeiras facultativas (espécies cultivadas remanescentes de canteiros abandonados); (iii) otimização das práticas culturais que promovam um desenvolvimento adequado e rápido das plantas como a utilização de sementes certificadas com alto vigor de germinação e adubação equilibrada respeitando as recomendações baseadas nas análises de solo; (iv) alterações nas épocas de plantio, evitando coincidir com os períodos de maiores revoadas dos afídeos vetores; (v) evitar plantios novos próximos a safras mais antigas, principalmente de espécies suscetíveis ao TuMV; (vi) evitar plantios novos na direção do vento predominante de um cultivo mais velho que tenha plantas sabidamente infectadas; (vii) utilizar barreiras físicas (quebra-vento) formadas com espécies de plantas não pertencentes à família Brassicaceae para controle da migração dos afídeos e consequente entrada e dispersão do TuMV nos canteiros cultivados; (viii) verificar a sanidade das plantas no viveiro e remover, o quanto antes, qualquer muda que tenha sintomas suspeitos ou que esteja infectada; (ix) ter muito cuidado ao manusear mudas infectadas e ao transplantar mudas para o campo, procurando lavar com frequência as mãos com água e sabão; (x) após a colheita, destruir (queima) todas as plantas, folhas e detritos vegetais que restaram no campo.

Nos últimos anos, diversos estudos têm sido direcionados para a identificação e mapeamento de genes de resistência ao TuMV em espécies de brássicas. Alguns genes de resistência foram identificados e mapeados em variedades de *B. juncea*, *B. napus* e *B. rapa*, incluindo genes dominantes [*TuMV Resistance in Brassica* (*TuRB01*, *TuRB01b*, *TuRB03*, *TuRB04*, *TuRB05*, *TuRB07*, *TuRBJU01*, *TuRBCH01*, *TuRBCS01*)], que conferem resistência específica a alguns patótipos, e outros [*recessive TuMV resistance* (*retr01*, recessivo) e *Conditional TuMV resistance 01* (*ConTR01*, dominante)], que juntos conferem resistência de amplo espectro aos patótipos 1, 3, 4, 7, 8,

9 e 12. O gene de resistência monogênico e recessivo denominado *recessive TuMV resistance 02 (retr02)* foi mapeado física e geneticamente na linhagem resistente BP8407 de couve-chinesa (*B. rapa* ssp. *pekinensis*), sendo atribuída uma resistência extrema ao TuMV quanto à presença de famílias de genes associados aos fatores de início da tradução de eucariontes (*eukaryotic initiation factor, eIF*), uma vez que o TuMV utiliza *eIF4E* e sua isoforma *eIF(iso)4E* para a sua replicação.

Na ausência de variedades de brássicas resistentes, o controle do vírus torna-se muito difícil. Portanto, a eliminação de plantas hospedeiras alternativas, tanto brássicas da vegetação espontânea como brássicas cultivadas (remanescentes de canteiros abandonados), dentro ou nas adjacências dos campos de produção, é uma prática recomendada para reduzir as fontes de inóculo. É importante que essas plantas sejam removidas manualmente, e em seguida destruídas (queima), ou que essas plantas sejam eliminadas pela aplicação de herbicidas sistêmicos. Nesse sentido, uma atenção especial deve ser dada à nabiça (*R. raphanistrum*), que já foi descrita como reservatório do TuMV, no Brasil e em outros países. Além disso, no Brasil, os afídeos *Brevicoryne brassicae*, *Macrosiphum euphorbiae* e *Myzus persicae*, que podem atuar como vetores do TuMV, estabelecem, no campo, interação com essa espécie da vegetação espontânea, o que evidencia o papel importante dessa planta na manutenção da pressão de inóculo no campo e, conseqüentemente, na epidemiologia do vírus. Esse conhecimento implica em uma necessidade de monitoramento e controle das populações de nabiça nos sistemas de produção de brássicas. Em um levantamento recente, observou-se a presença de plantas sintomáticas e assintomáticas de nabiça em todos os campos de produção de brássicas visitados nos estados de Minas Gerais, Paraná e São Paulo. Essa espécie invasora, originária da Europa, é comum nas regiões Sudeste, Sul e Centro-Oeste do Brasil e, devido à produção de grandes quantidades de sementes viáveis, tende a infestar extensas áreas. Muitas dessas plantas exibem sintomas de mosaico, bolhas e deformação foliar e podem estar infectadas pelo TuMV (Figs. 3 A, B, C) ou CaMV (ver detalhes adiante), o que sugere um papel importante na epidemiologia desses vírus. É importante lembrar que muitas das infecções virais em plantas daninhas transcorrem sem expressão de sintomas perceptíveis, o que faz com que as taxas de infecção e as incidências do vírus sejam frequentemente subestimadas.



Figura 3: Plantas de nabiça (*Raphanus raphanistrum*), hospedeiras alternativas e reservatórios do turnip mosaic virus (TuMV) nos campos de produção: (A) mosaico foliar e quebra de coloração e deformação das pétalas de nabiça induzidos pelo TuMV; (B) Presença constante de plantas de nabiça em campos de produção de brássicas em Ibiúna, no estado de São Paulo (SP); (C) Detalhe de uma folha de nabiça com mosaico induzido pelo TuMV, em uma área de produção de hortaliças em Biritiba Mirim, SP.

2.2. Cauliflower mosaic virus – CaMV (vírus do mosaico da couve-flor)

Cauliflower mosaic virus é a espécie tipo do gênero *Caulimovirus*, família *Caulimoviridae*, ordem *Ortervirales*, classe *Revtraviricetes*, filo *Artverviricota*, reino *Pararnavirae*, domínio *Riboviria* (<https://talk.ictvonline.org/>).

Em 2011, Scholthof e colaboradores incluíram o cauliflower mosaic virus (CaMV) em uma lista dos 10 vírus de plantas mais importantes tanto no aspecto econômico quanto acadêmico (científico), pois além de causar doenças em espécies de brássicas cultivadas, vem sendo empregado como modelo para estudos básicos de genômica referentes à replicação, transcrição e tradução do DNA. O emprego do promotor 35S (presente no genoma do CaMV) representa um marco na biotecnologia de plantas, abrindo o caminho para os avanços na transgenia. Outras aplicações, devido à sua peculiar estratégia de replicação, também levaram ao emprego de seu genoma (ou parte dele) em outras abordagens biotecnológicas.

O CaMV possui partículas isométricas com 50 nm de diâmetro e genoma constituído por um DNA circular de fita dupla, com aproximadamente oito mil pares de bases, que codifica as proteínas virais: P1, associada ao movimento do vírus célula a célula; P2 e P3, relacionadas à transmissão do CaMV por afídeos; P4, precursor da proteína da capa (CP); P5, poliproteína precursora da protease viral, transcriptase reversa viral e ribonuclease H; P6, proteína do corpo de inclusão/transativadora de tradução (Figs. 4A, C). O CaMV é encontrado no núcleo das células hospedeiras na forma de um mini cromossomo, que corresponde ao DNA viral superenovelado e envolvido por histonas (proteínas nucleares da célula hospedeira). O CaMV utiliza estratégia de replicação baseada na síntese do DNA viral a partir da retrotranscrição de um RNA pré-genômico e, por isso, é incluído no “supergrupo” dos pararetrovírus (endogenous plant pararetrovirus, EPRV), que diferem dos verdadeiros retrovírus, uma vez que integram seu genoma ou parte dele no genoma da planta hospedeira. Após a entrada em uma célula vegetal hospedeira, a partícula do CaMV migra para o núcleo, onde ocorre a decapsidação (perda da capa proteica). O DNA viral é transcrito por dois promotores (19S e 35S) em dois RNAs mensageiros (mRNAs), que codificam as sete proteínas virais. A tradução do mRNA 19S resulta na síntese da proteína Tav (P6), um fator de tradução, que forma agregados citoplasmáticos virais denominados de fábricas de vírus (virus factory) (Fig. 4B), onde ocorre a tradução das demais proteínas virais: MP, proteína de movimento, que possibilita o movimento das partículas virais célula a célula (via plasmodesmas); Atf, componente auxiliar associado à transmissão por afídeos; Vap, proteína associada ao capsídeo viral; CP, capa proteica; Pol, proteína associada com a replicação, que possui motivos de protease, transcriptase reversa e RNase; P7, proteína codificada pela ORF 7 com função desconhecida. A síntese de moléculas de DNA de polaridade negativa é iniciada por um RNA transportador de metionina (tRNA^{met}) do citoplasma da célula hospedeira (Figs. 4 A, B, C).

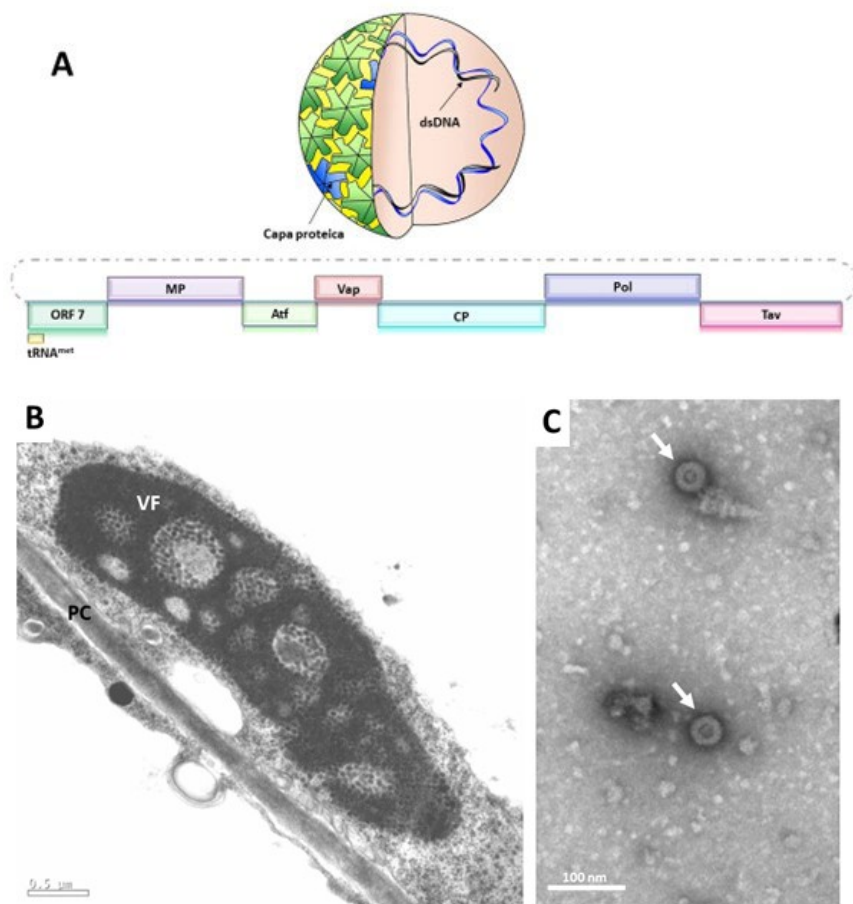


Figura 4: (A) Esquema da partícula isométrica do cauliflower mosaic virus (CaMV) formada por subunidades proteicas do capsídeo (capa proteica, CP), que envolve o material genético, constituído por um DNA de dupla fita (dsDNA) com descontinuidades, e da organização genômica com as proteínas virais que são traduzidas pelas sete ORFs (genes virais): ORF 1 – codifica a proteína de movimento (MP); ORF 2 – codifica um componente auxiliar associado à transmissão por afídeos (Atf); ORF 3 – codifica proteína associada ao capsídeo do vírus (Vap); ORF 4 – codifica a capa proteica, CP; ORF 5 – codifica a polimerase viral, com domínios de proteases, transcriptase reversa e RNase (Pol); ORF 6 – codifica o fator de ativação da tradução (Tav); ORF 7 – codifica uma proteína com função desconhecida. A síntese de DNA de fita de sentido negativo é iniciada por um RNA transportador de metionina (tRNA^{met}) do citoplasma da célula hospedeira. (B) Micrografia eletrônica de transmissão de corte de tecido foliar de mostarda (*Brassica rapa*) infectada experimentalmente com um isolado do CaMV, onde se observam agregados eletro densos, que correspondem às fábricas de vírus (*virus factory*, VF) no citoplasma da célula infectada e parede celular (PC); (C) partículas isométricas com cerca de 50 nm de diâmetro (setas brancas), típicas do CaMV, observadas ao microscópio eletrônico de transmissão em preparação de contraste negativo de extrato foliar (*leaf-dip*) de nabiça infectada pelo CaMV.

Transmissão

O CaMV é transmitido por mais de 20 espécies de afídeos, incluindo *Aphis fabae*, *Myzus persicae* e *Brevicoryne brassicae*, de modo não circulativo (o vírus não circula no corpo do inseto). A aquisição do CaMV pelos afídeos pode ocorrer em células da epiderme e parênquima por meio das picadas de prova (transmissão não circulativa/não persistente), ou no tecido vascular (floema), durante o processo de alimentação desses insetos (transmissão não circulativa/semipersistente). Porém, a eficiência de transmissão aumenta quando as partículas virais são adquiridas no tecido vascular. Observou-se, em testes de transmissão experimental, que *A. fabae*, quando submetido a períodos de acesso à aquisição (PAA) e períodos de acesso à inoculação (PAI) de 1 h, foi capaz de transmitir um isolado de CaMV com uma eficiência de 12,5%, indicando que essa espécie de afídeo necessita de mais tempo na planta para transmitir o vírus, característica do modo de transmissão semi-persistente. Ao contrário, *B. brassicae* foi capaz de transmitir um isolado de CaMV com PAA e PAI de 10 minutos ou 1 hora, o que caracteriza a transmissão bimodal, em que o vírus pode ser transmitido de modo não persistente ou semipersistente. Independentemente do modo de transmissão, esses resultados sugerem que essas espécies de afídeos devem ter relevância na epidemiologia do CaMV. Além da transmissão por afídeos, o CaMV é transmitido, experimentalmente, por inoculação mecânica. O CaMV também pode ser transmitido mecanicamente pela seiva de planta infectada por meio das mãos ou ferramentas de corte contaminadas. Demonstrou-se também que partículas do CaMV podem permanecer por horas em superfícies como portas, telefones e luvas. O vírus não é transmitido por sementes.

Gama de hospedeiros e sintomas

Ao contrário do TuMV, o CaMV tem uma gama de hospedeiros restrita, constituída quase que exclusivamente por espécies de Brassicaceae. Há, porém, em condições experimentais, isolados do vírus capazes de infectar solanáceas (*Datura stramonium* e *Nicotiana* spp.). O CaMV infecta brássicas de importância econômica pertencentes ao segmento das olerícolas (couve-de-folha, couve-flor, couve-rábano, brócolis, couve-chinesa, mostarda, rúcula e agrião), ornamentais (goivo e petúnia) e oleaginosas (canola), além de espécies da vegetação espontânea (nabiça e mostarda-branca), induzindo sintomas que podem levar a danos com consequentes perdas econômicas. No Brasil, infecções naturais do CaMV com outros vírus, principalmente com o TuMV e o CoLV, têm sido observadas com relativa frequência.

Dependendo da estirpe viral, genética do hospedeiro e condições ambientais, os sintomas induzidos pelo CaMV podem variar. De modo geral,

isolados de CaMV induzem clareamento de nervuras, clorose, mosaico, manchas e deformações das folhas, além de redução do porte e vigor da planta (Figs. 5 A, B, C, D). Esses sintomas variam de leves a extremamente severos dependendo da estirpe do vírus, do estágio de desenvolvimento da planta no momento da infecção (mudas são mais suscetíveis e os sintomas expressos na planta adulta são mais severos), da genética e condições ecológicas (ambientais) que a planta hospedeira é submetida como estresse hídrico, amplitude de temperatura e deficiência nutricional.

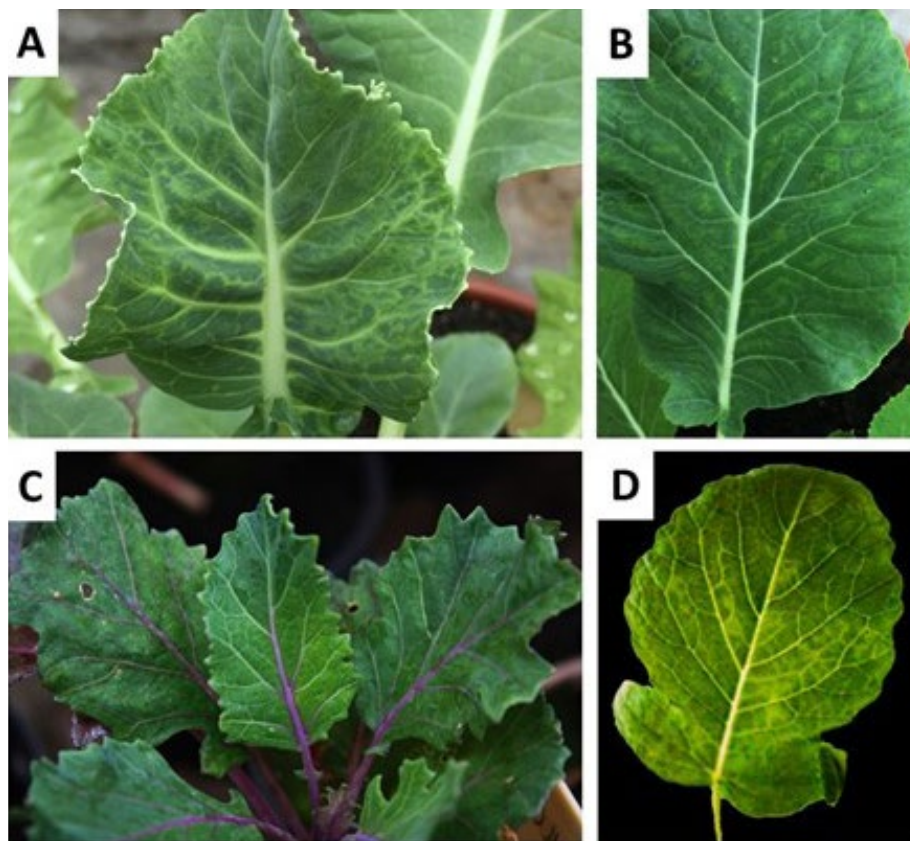


Figura 5: Sintomas induzidos pelo cauliflower mosaic virus (CaMV): (A) mosaico e deformação foliar em couve-flor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*); (B) clareamento de nervuras e mosaico em couve-de-folha (*B. oleracea* var. *acephala*); (C) clareamento de nervuras e mosaico em couve-rábano (*B. oleracea* var. *gongylodes*); (D) amarelecimento e mosaico em folha de nabíça (*Raphanus raphanistrum*).

Distribuição geográfica

O CaMV apresenta ampla distribuição mundial, causando danos a diversas espécies/variedades de brássicas cultivadas com consequentes perdas na produção. No Brasil, supostas ocorrências do CaMV em brássicas cultivadas, baseadas somente na observação de sintomas, foram relatados desde 1963. Porém, o CaMV foi identificado pela primeira vez por Kitajima e colaboradores, em 1965, por meio da observação de sintoma de faixa-das-nervuras em folhas de couve-de-folha coletadas em áreas de cultivos localizadas no estado de São Paulo associada a experimentos biológicos de inoculação mecânica com a reprodução dos sintomas em plantas sadias de brássicas e observações de partículas virais ao microscópio eletrônico de transmissão. O vírus foi posteriormente identificado em outras espécies de brássicas nos estados do Paraná, Espírito Santo e Distrito Federal. No Rio Grande do Sul, o CaMV foi identificado em plantas ornamentais de goivo (*Matthiola incana*, Brassicaceae). Em 1992, um isolado obtido de couve-flor, procedente do município de Venda Nova, Espírito Santo, foi o primeiro CaMV caracterizado molecularmente no Brasil. Plantas de petúnia exibindo sintomas foliares de faixa-das-nervuras, mosaico e bolhas, procedentes do município de Gramado, RS, estavam coinfectadas por tymovírus e caulimovírus, ambos identificados por microscopia eletrônica de transmissão. Esse caulimovírus foi, inicialmente, identificado como petunia vein banding virus e, posteriormente, por sorologia como sendo um isolado do CaMV. Mais recentemente, em 2019, o CaMV foi identificado em plantas de nabiça nos estados de Goiás e Paraná. Três caulimovírus (não identificados em nível de espécie) também foram relatados, em São Paulo, em acelga (*Beta vulgaris*) e goiabeira (*Psidium guajava*) e, no Rio de Janeiro, em hibisco (*Hibisco rosa-sinensis*) (Tabela 2).

Tabela 2: Relatos da ocorrência do cauliflower mosaic virus (CaMV) no Brasil.

Hospedeira	Estado	Referências
<i>Brassica napus</i> (canola)	PR	Barbosa <i>et al.</i> (1995)
<i>Brassica rapa</i> (couve-chinesa e nabo)	PR, SP	Lima <i>et al.</i> (1984) Rodrigues <i>et al.</i> (2019)
<i>Brassica oleracea</i> (brócolis, couve-de-folha, couve-flor)	DF, ES, PR, SP	Tokeshi <i>et al.</i> (1963) Kitajima <i>et al.</i> (1965) Lima <i>et al.</i> (1984) Cupertino <i>et al.</i> (1986) Costa <i>et al.</i> (1991) Zerbini <i>et al.</i> (1992) Rodrigues <i>et al.</i> (2019)

Hospedeira	Estado	Referências
<i>Matthiola incana</i> (goivo)	RS	Siqueira & Dionelo (1973)
<i>Nasturtium officinale</i> (agrião)	PR	Lima <i>et al.</i> (1984)
<i>Petunia hybrida</i> (petúnia)	RS	Alexandre <i>et al.</i> (1993; 1997a; 1997b)
<i>Raphanus raphanistrum</i> (nabiça)	GO, PR	Rodrigues <i>et al.</i> (2019)
<i>Sinapsis alba</i> (mostarda-branca)	PR	Lima <i>et al.</i> (1984)
<i>Beta vulgaris</i> (acelga) ¹	SP	Chagas <i>et al.</i> (1999)

¹*Caulimovirus* não identificado.

Siglas dos estados brasileiros onde os isolados de CaMV foram relatados: DF – Distrito Federal; ES – Espírito Santo; PR – Paraná; SP – São Paulo.

Manejo e controle

A transmissão do CaMV por afídeos é bimodal, ou seja, o vírus pode ser transmitido de modo semipersistente ou não persistente (durante as picadas de prova). Portanto, o controle dos afídeos com a aplicação de inseticidas nem sempre é eficiente no controle da dispersão do CaMV nas áreas de cultivo. A eliminação de plantas infectadas e de brássicas da vegetação espontânea (nabiças, nabos e mostardas selvagens), que podem servir como fonte de inóculo dentro ou nas adjacências dos campos de produção, é uma prática recomendada. Pode-se remover manualmente e destruir (queima) o material vegetal, ou promover a aplicação de herbicidas sistêmicos, reduzindo ou eliminando assim as fontes de inóculo (reservatório) do CaMV e a manutenção de colônias de afídeos vetores. A desinfecção de ferramentas, equipamentos e implementos agrícolas, que possam entrar em contato com as plantas, reduz as chances de infecção. Uma das estratégias para minimizar a infecção por CaMV é evitar o contato dos afídeos com as mudas, que são muito suscetíveis à infecção. É recomendado que os viveiros de mudas sejam isolados e distantes de áreas de produção de brássicas e sejam providos de tela antiafídeos. No campo, barreiras físicas por meio do plantio de gramíneas ao redor dos canteiros de cultivo pode ser uma alternativa para minimizar as infecções, uma vez que os afídeos virulíferos, ao pousarem nessas plantas, presentes nas bordaduras, realizarão as picadas de prova e perderão as partículas virais.

2.3. Cole latent virus – CoLV (vírus latente da couve) e Cole mild mosaic virus – CoMMV (vírus do mosaico brando da couve)

Cole latent virus é uma espécie pertencente ao gênero *Carlavirus*, subfamília *Quinvirinae*, família *Betaflexiviridae*, ordem *Tymovirales*, classe *Alsuviricetes*, filo *Kitrinoviricota*, reino *Orthornavirae*, domínio *Riboviria* (<https://talk.ictvonline.org/taxonomy>). O cole mild mosaic virus (CoMMV) foi caracterizado recentemente e deverá ser incluído como pertencente a uma nova espécie do gênero *Carlavirus*. É importante destacar que tanto o CoLV quanto o CoMMV são carlavírus descritos infectando brássicas somente no Brasil.

As partículas do cole latent virus (CoLV) e do CoMMV possuem morfologia alongada e flexuosa com cerca de 650 nm de comprimento (Figs. 6B e 7A). Os genomas desses vírus são constituídos por um RNA de fita simples de polaridade positiva com cerca de 8,5 kb e cauda poliadenilada no terminal 3'. Possuem seis fases abertas de leitura (ORF) que codificam as proteínas virais. A ORF 1 codifica a replicase viral, proteína com 223 kDa com domínios de metiltransferase (Mtr), protease do tipo papaína (*papain-like protease*, P-pro), helicase (Hel) e RNA polimerase dependente de RNA (RdRp). As ORFs 2, 3 e 4, que formam o triplo bloco gênico (TGB), codificam as proteínas de movimento (MP) do vírus. A ORF 5 codifica a capa proteica (CP) do vírus, e a ORF 6 uma proteína rica em cisteína, com motivos de ligação a RNA (*RNA binding protein*, RBP) com atividade associada à supressão de silenciamento gênico. As ORFs do terminal 3' são traduzidas por dois RNAs subgenômicos (sgRNA) de 1,3 kb e 2,6 kb (Fig. 7B). O CoLV e o CoMMV, assim como muitos outros carlavírus, induzem inclusões típicas no citoplasma das células infectadas (Fig. 6A)

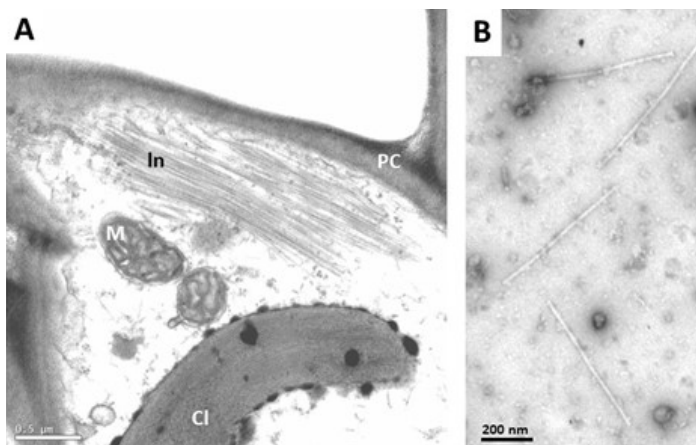


Figura 6: (A) Micrografia eletrônica de transmissão de corte ultrafino de folha de couve exibindo inclusão de agregados de partículas alongadas flexuosas (In) no citoplasma de célula infectada pelo cole latent virus (CoLV), (M) Mitocôndrios, (Cl) Cloroplasto e (PC) Parede Celular; (B) Micrografia eletrônica de transmissão de preparações do tipo *leaf-dip* de extrato de folha de couve infectada pelo CoLV, onde podem ser observadas partículas alongadas e flexuosas com cerca de 650 nm.

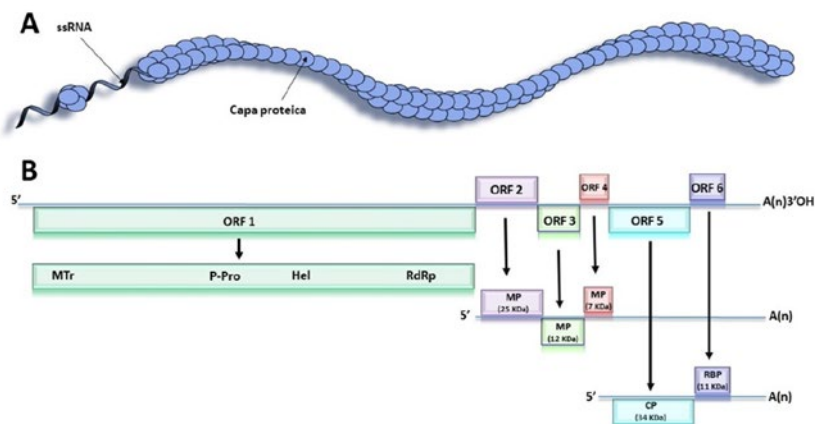


Figura 7: (A) Desenho esquemático da partícula alongada e flexuosa do cole latent virus (CoLV) e do cole mild mosaic virus (CoMMV) com as subunidades proteicas (esferas azuis), que formam a capa proteica (CP), envolvendo a molécula de RNA de fita simples (fita preta); (B) organização genômica do CoLV e do CoMMV com as seis fases abertas de leitura (ORF), e as proteínas virais expressas: ORF 1 – codifica a replicase do vírus, com motivos de metilttransferase (MTr), protease do tipo papaína (P-pro), helicase (Hel) e RNA polimerase dependente de RNA (RdRp); ORF 2, 3 e 4 (triplo bloco gênico, TGB), que codificam as três proteínas associadas ao movimento do vírus (MP); ORF 5, que codifica a capa proteica (CP); ORF 6, que codifica uma proteína de ligação a RNA (*RNA binding protein*, RBP). As ORFs do terminal 3' são traduzidas por dois RNAs subgenômicos de 1,3 kb e 2,6 kb. No terminal 3' do RNA está representada a cauda de poliadenilação, A_(n) (Figura adaptada da dissertação de Mestrado de OLIVEIRA, A.M., 2019).

Transmissão

O CoLV e o CoMMV são transmitidos por afídeos de modo não persistente (durante as picadas de prova). Até o momento, apenas as espécies de afídeos recorrentes em áreas de cultivo de brássicas (*B. brassicae*, *L. eresymi* e *M. persicae*) foram relatadas como potenciais vetores. Experimentalmente, esses vírus podem ser transmitidos por inoculação mecânica para espécies/variedades de brássicas e para uma gama bastante restrita de espécies de plantas indicadoras pertencentes às famílias Amaranthaceae e Solanaceae.

Sintomas

A gama de hospedeiros do CoLV e do CoMMV é a mesma. Porém, apesar de induzirem sintomas similares nas hospedeiras, isolados de CoMMV, normalmente, induzem sintomas mais severos. Experimentalmente, um isolado de CoMMV foi capaz de induzir mosaico em couve-flor ‘Juliana’ e em couve-rábano branca, enquanto plantas inoculadas com um isolado de CoLV permaneceram assintomáticas. Em couve-de-folha e couve-flor, o CoLV e o CoMMV podem induzir clareamento de nervuras e mosaico (Figs. 8 A, B), sintomas normalmente brandos, quase imperceptíveis. As infecções por esses vírus, nessas hospedeiras, também podem transcorrer sem a indução de qualquer tipo de sintoma (latência) e, conseqüentemente, não causar danos que levem a perdas econômicas. Experimentalmente, algumas espécies de plantas indicadoras, como *Chenopodium quinoa* e *C. giganteum* (Amaranthaceae), quando desafiadas com isolados do CoLV e do CoMMV expressam, nas folhas inoculadas, lesões na forma de pontos ou manchas cloróticas e/ou necróticas. Em *Nicotiana megalosiphon* (Solanaceae) induzem sintomas de mosaico, bolhas e deformação foliar sistêmicos.

O fato desses carlavírus, frequentemente, não induzirem sintomas perceptíveis nas brássicas cultivadas propicia a manutenção da pressão de inóculo no campo, facilitando a sua dispersão, que é realizada por afídeos vetores. Coinfecções do CoLV e CoMMV com o CaMV e o TuMV têm sido constatadas em campos de produção de brássicas, no Brasil. Porém, ainda não se sabe se há sinergismo com relação à severidade ou atenuação da expressão dos sintomas nessas coinfecções.

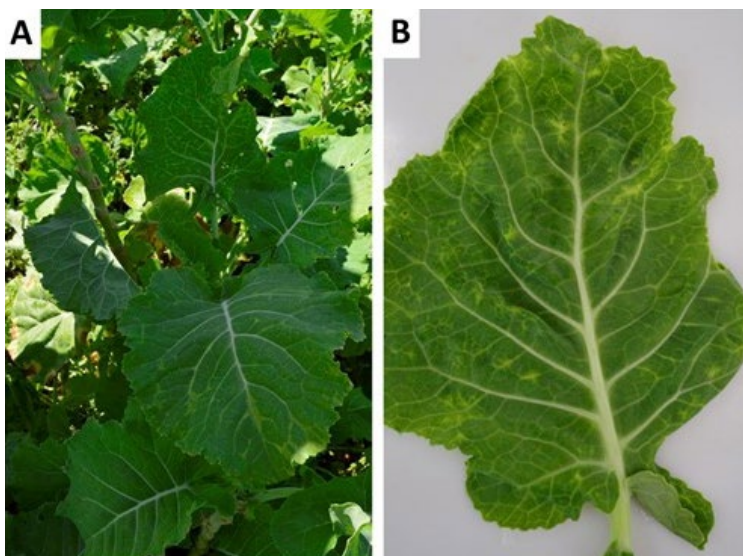


Figura 8: Sintomas induzidos pelo cole latent virus (CoLV) e cole mild mosaic virus (CoMMV) em couve-de-folha (*Brassica oleracea* var. *acephala*): (A) clareamento de nervuras e mosaico foliar induzidos pelo CoLV; (B) clareamento de nervuras e mosaico amarelo acompanhando as nervuras induzidos pelo CoMMV.

Ocorrência

O CoLV foi relatado, até o momento, somente no Brasil em couve-manteiga, couve-flor e raiz-forte, em áreas de cultivo situadas nos estados de Alagoas, Minas Gerais, Goiás, São Paulo e Distrito Federal. O CoMMV foi identificado e caracterizado, recentemente, em plantas de couve no Brasil em São Paulo, Goiás e Paraná. Porém, em análises de sequenciamento em larga escala, realizadas a partir de plantas de brássicas na China, a presença do genoma completo desse vírus foi identificada, apresentando elevada porcentagem de identidade com o isolado brasileiro (Prof. Pat Heslop-Harrison, Universidade de Leicester, Reino Unido, comunicação pessoal).

Manejo e controle

A transmissão e dispersão do CoLV e do CoMMV, no campo, é realizada exclusivamente por afídeos de maneira não persistente, assim como foi descrito para o TuMV. Isso significa que os afídeos não necessitam colonizar as plantas, dificultando o controle por meio do uso de inseticidas. Entretanto, algumas espécies de afídeos como pulgão-da-couve (*Brevicoryne brassicae*), pulgão-verde (*Myzus persicae*) e o pugão-do-nabo (*Lipaphis eryzimi*), além de serem potenciais vetores do CoLV e do CoMMV, assim como do TuMV e do CaMV, colonizam brássicas e podem também ser consideradas pragas, causando danos

às plantas e acentuando as perdas econômicas. Portanto, especificamente nesses casos, quando as populações desses afídeos atingem níveis de dano, recomenda-se o controle com aplicação de inseticidas (registrados para as culturas), a fim de reduzir as populações e, conseqüentemente, impedir o aumento dos níveis de transmissão dos vírus. Além do controle dos afídeos, a eliminação de espécies de brássicas cultivadas e da vegetação espontânea, em geral, é uma prática de manejo recomendada para reduzir os possíveis reservatórios do vírus e colônias de afídeos vetores no campo, uma vez que não há variedades resistentes aos carlavírus que infectam brássicas. Outras práticas agrônômicas recomendadas para o manejo e controle de pragas e doenças também são importantes para o manejo e controle dos carlavírus: (i) rotação de culturas; (ii) plantio de espécies de plantas (cana-de-açúcar, capim-elefante, milho, entre outras) para servirem de barreiras físicas ao redor dos cultivos; (iii) monitoramento constante das populações de afídeos vetores e fontes de inóculo do vírus; (iv) destruição de restos de cultura.

2.4. Turnip yellows virus - TuYV (vírus do amarelecimento do nabo)

Turnip yellows virus pertence ao gênero *Polerovirus*, família *Solemoviridae*, ordem *Sobelivirales*, classe *Pisoniviricetes*, filo *Pisuviricota*, reino *Orthornavirae*, domínio *Riboviria* (<https://talk.ictvonline.org/>).

O turnip yellows virus (TuYV) possui partículas com morfologia isométrica não envelopada com cerca de 25 nm de diâmetro, e seu genoma é constituído por uma molécula de RNA de fita simples de sentido positivo (+ssRNA) com 5300 a 6000 nucleotídeos. Ao terminal 5' do RNA viral se liga uma proteína VPg. O TuYV, assim como outros polerovírus, não possui cauda de poliadenilação no terminal 3'. Seu genoma apresenta seis ORFs, que traduzem as proteínas virais: P0, associada à supressão de silenciamento de RNA; P1 e P2, proteínas associadas à replicação; P3a, responsável pelo movimento sistêmico; P3, proteína principal da cápside viral, requerida para a infecção, movimento e transmissão por afídeos; P4, proteína de movimento; P5, proteína menor da cápside (relacionada à indução de sintomas); e P6, proteína de função desconhecida (Fig. 9).

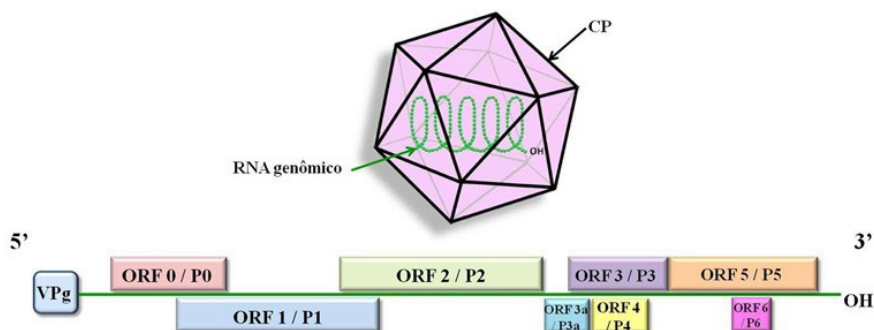


Figura 9: Desenho esquemático da partícula isométrica, não envelopada, do turnip yellows virus (TuYV) evidenciando a capa proteica (CP) que envolve uma molécula de RNA fita simples sentido positivo (fita verde). Na parte inferior da Figura encontra-se representada a organização genômica do TuYV constituída por seis ORFs responsáveis pela tradução das proteínas virais associadas à supressão de silenciamento de RNA (P0); replicação (P1 e P2); movimento sistêmico (P3a); formação da cápside viral “maior” responsável pela infecção, movimento sistêmico na hospedeira e transmissão por afídeos (P3); movimento (P4); formação da cápside viral “menor” relacionada à indução de sintomas (P5); e proteína de função desconhecida (P6). Ao terminal 5', do RNA viral, se liga uma proteína VPg e, assim como os demais polerovírus, o terminal 3' não possui cauda de poliadenilação.

A gama de hospedeiras do TuYV envolve espécies de plantas cultivadas e da vegetação espontânea pertencentes à família Brassicaceae. Porém, algumas espécies de plantas das famílias Asteraceae, Amaranthaceae e Fabaceae também podem ser suscetíveis ao vírus. O TuYV é um vírus que se restringe às células do floema das plantas infectadas, e é transmitido por afídeos de maneira circulativa não propagativa, ou seja, o vírus (após a aquisição) circula, mas não se replica no corpo do inseto vetor. Tanto a aquisição como a transmissão das partículas virais ocorrem somente quando o afídeo atinge os vasos do floema. Isso significa que para que a transmissão ocorra, os afídeos vetores devem colonizar as plantas hospedeiras do vírus. Diversas espécies de afídeos já foram descritas como vetores do TuYV: *Acyrtosiphon pisum*, *Aphis gossypii*, *Aulacorthum circumflexum*, *Aulacorthum solani*, *Brachycorynella asparagi*, *Brevicoryne brassicae*, *Cavariella aegopodii*, *Macrosiphoniella sanborni*, *Macrosiphum albifrons*, *Macrosiphum euphorbiae*, *Myzus nicotianae*, *Myzus persicae*, *Nasonovia ribisnigri*, *Pentatrichopus fragaefolii*, *Rhopalosiphum maidis*, *Rhopalosiphum padi* e *Sitobion avenae*. Porém, *Myzus persicae* é considerada a espécie mais importante com eficiência de transmissão que pode ultrapassar os 70%. O vírus não é transmitido mecanicamente e tampouco através das sementes.

Distribuição geográfica

Registros do TuYV são recorrentes, principalmente na Europa (Alemanha, Áustria, Espanha, França, Reino Unido, República Tcheca e Sérvia). Porém, o vírus ocorre também na América do Norte (Estados Unidos), Ásia (China), Oceania (Austrália e Nova Zelândia) e Oriente Médio (Irã). No Brasil, a ocorrência do TuYV foi relatada pela primeira vez, recentemente, em 2021, infectando naturalmente plantas de repolho ‘Esmeralda 235’, nos municípios de Araucária, Paraná e Ibiúna, São Paulo (GREER *et al.*, 2021). As plantas de repolho infectadas apresentavam sintomas de clorose das folhas baixas com simultâneo avermelhamento de suas bordas (Fig. 10).



Figura 10: Sintomas de clorose e avermelhamento das bordas das folhas baixas de repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata*) infectado por um isolado brasileiro do turnip yellows virus (TuYV).

Danos e perdas econômicas

Em países da Europa, há relatos do TuYV causando quebras de produção de mais de 46% em plantações de canola e mais de 65% em outras espécies e variedades de brássicas cultivadas, principalmente brócolis, couve-flor e repolho. Em repolho, além de induzir sintomas foliares, é responsável por causar reduções de 15 a 20% do peso médio da cabeça. No Brasil, devido à detecção recente da ocorrência do TuYV, ainda não é possível mensurar o seu potencial em causar danos e consequentes perdas econômicas em cultivos de brássicas. Porém, devido à prática da monocultura intensiva de espécies, subspecies e variedades de brássicas, nos principais cinturões-verdes do Brasil, associada à ocorrência frequente e generalizada da maioria das espécies de afídeos relatados como vetores, os riscos de prejuízos ao desenvolvimento desse segmento das olerícolas devem ser considerados.

Métodos de controle

Devido ao modo de transmissão circulativo, o controle químico dos afídeos vetores é uma abordagem que pode ser recomendada, e vem sendo utilizada com sucesso nos países de clima temperado. Essa é uma estratégia eficiente para limitar o impacto no rendimento e produção das espécies de brássicas comerciais. Na Europa, inseticidas de aplicação foliar, constituídos por moléculas de piretroides como princípio ativo, apresentaram uma eficiência entre 65 e 86% no controle da dispersão do TuYV por afídeos em áreas cultivadas. No entanto, restrições ao uso de inseticidas vêm sendo observadas devido ao risco do desenvolvimento de resistência das populações de afídeos. Outras medidas de controle podem ser importantes para evitar danos e perdas mais graves: (i) manejo e controle de espécies de plantas da vegetação espontânea que podem atuar como reservatório dos afídeos e do vírus; (ii) identificação e remoção de plantas cultivadas infectadas com vírus, que podem atuar como fontes de inóculo secundário; (iii) rotação de culturas, intercalando cultivos de brássicas com espécies de outras famílias botânicas que o vírus não é capaz de infectar, a fim de reduzir a pressão de inóculo; e (iv) monitoramento constante das populações de afídeos que ao atingir níveis críticos podem indicar a necessidade de controle.

3. Ameaça constante: outros vírus que infectam brássicas descritos no Brasil

No Brasil, além do CaMV, CoLV, CoMMV, TuMV e TuYV, abordados em detalhe neste capítulo, há relatos esporádicos de outros vírus infectando brássicas. Em 1960, o tobacco necrosis virus (TNV, *Alphanecrovirus*) foi isolado de couve assintomática, em condição de casa de vegetação, no Instituto Agrônomo, em Campinas, SP. Em 1974, no estado de São Paulo, o beet western yellows virus (BWYV) foi relatado em nabiça com base nos sintomas de amarelecimento e clorose marginal e transmissão experimental por *Myzus persicae* (simulação da transmissão de modo persistente). Em 1979, no município de Limeira, SP, um isolado do brocolis necrotic yellow nucleorhabdovirus (BNYV, *Nucleorhabdovirus*) foi identificado em plantas de nabiça (*Raphanus* spp.) exibindo sintoma de amarelecimento. Em 1995, o cucumber mosaic virus (CMV, *Cucumovirus*) foi identificado, juntamente como o CaMV e o TuMV, em plantas de canola com mosaico foliar no estado do Paraná. Mais recentemente, em 2016, no município de Mauá da Serra, PR, o tomato chlorosis virus (ToCV, *Crinivirus*) foi detectado em plantas de nabiça (*Raphanus* spp.) e rúcula com sintomas de clorose internerval nas folhas baixas. Recentemente, por meio de sequenciamento de próxima geração, o genoma completo do Brassica napus RNA virus 1 (BnRV1, *Waikavirus*) foi identificado em plantas de couve-chinesa oriundas de Bragança Paulista, SP (dados não publicados).

Além dos vírus relatados em brássicas no Brasil, merecem atenção aqueles vírus e viroides que já foram relatados em brássicas em outros países e que também ocorrem em outras espécies e famílias de plantas no Brasil. Um exemplo é o citrus exocortis viroid (CEVd), que foi detectado infectando nabo (*Raphanus sativus*) em Valencia, Espanha, mas sem induzir sintomas e em concentrações extremamente baixas nas plantas, fato que sugere que plantas dessa espécie de brássica podem atuar como reservatório desse viroide.

4. Conclusões Finais

Perspectivas para o manejo e controle dos vírus de brássicas

Brassicaceae é considerada uma das famílias mais importantes do ponto de vista econômico, com destaque para a produção de olerícolas (agrião, brócolis, couve-chinesa, couve-de-folha, couve-flor, rabanete, repolho, rúcula), oleaginosas (canola) e aromáticas (mostarda e raiz-forte). Além disso, algumas espécies são cultivadas como plantas ornamentais, como o repolho ornamental (*B. oleracea*), goivo (*M. incana*) e o alisso (*Lobularia maritima*), e outras são utilizadas em sistemas de rotação de cultura para melhoria das condições físicas do solo (nabo-forrageiro, *Raphanus sativus*). Há também as espécies de brássicas da vegetação espontânea, como as mostardas selvagens (*B. rapa*, *Rapistrum rugosum*, *Sinapis alba*, *S. arvensis*), o agrião-bravo (*Cardamine bonariensis*), o mastruço (*Coronopus didymus*), o mentruz (*Lepidium* spp.) e a nabiça (*Raphanus raphanistrum*). Cultivadas ou não, todas as espécies e variedades de brássicas podem ser infectadas pelos principais vírus que ocorrem no Brasil e, em maior ou menor grau, causam danos e perdas econômicas para os agricultores. Além disso, muitas dessas espécies, principalmente as plantas da vegetação espontânea, desempenham um papel importante como reservatório tanto para os vírus como também para os afídeos vetores.

Os vírus, por serem parasitas intracelulares obrigatórios, estabelecem uma relação íntima com seus hospedeiros, o que dificulta a adoção de medidas de controle baseadas em tratamentos curativos. Portanto, a prevenção é a regra para o manejo e controle efetivos das viroses. O manejo adequado é sempre recomendado por envolver a adoção de práticas fitossanitárias dentro e no entorno dos campos de produção, visando à fuga das épocas de plantio que coincidam com os períodos das maiores revoadas dos afídeos, bem como a eliminação de plantas infectadas e das possíveis hospedeiras do vírus e dos afídeos vetores (Figs. 11 A, B). O controle químico, com uso de inseticida direcionado aos afídeos vetores, não é prática recomendada para os vírus transmitidos de modo não persistente, uma vez que a transmissão ocorre logo após sua aquisição, antes que o inseticida faça efeito sobre o afídeo. Além disso, de-

terminados inseticidas promovem um aumento nas taxas de disseminação dos vírus, por causar alteração no comportamento dos afídeos, que passam a realizar um número maior de picadas de prova. Esse conhecimento é importante para a preconização de manejo da cultura a fim de minimizar a dispersão dos vírus relatados em brássicas no Brasil. O uso de inseticidas (principalmente os não seletivos) também pode reduzir ou até mesmo eliminar as populações de inimigos naturais, favorecendo o aumento das populações de afídeos e outras pragas. No entanto, vale ressaltar que, nas épocas em que as populações de afídeos aumentam significativamente, o controle químico preventivo pode ser uma prática recomendada.

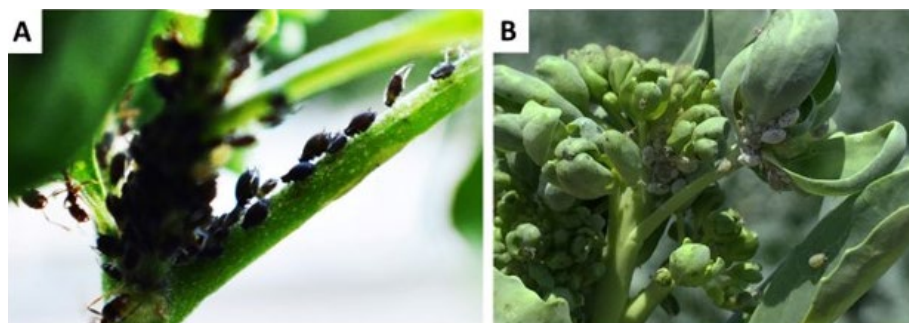


Figura 11: Colônias de afídeos (pulgões) vetores de vírus observadas em áreas de cultivos de brássicas no estado de São Paulo: (A) *Aphis* sp., um dos principais gêneros de afídeos vetores formando colônia em uma espécie de solanácea da vegetação espontânea; (B) Colônia de *Brevicoryne brassicae* (espécie oligófaga) se desenvolvendo na inflorescência de uma planta de brócolis (*Brassica oleracea* var. *italica*).

Para se conseguir um controle efetivo das viroses e de suas epidemias, deve-se ter um amplo conhecimento do(s) patossistema(s) e levar em consideração uma série de fatores interconectados, que envolvem as plantas cultivadas e as plantas da vegetação espontânea (hospedeiros dos vírus e dos vetores), os vírus (patógenos), os afídeos (vetores), os fatores ambientais e as práticas agrícolas (ações do homem). No caso das viroses das brássicas, a complexidade dos patossistemas pode ser representada didaticamente em um hexaedro dos diversos componentes associados às viroses (Fig. 12). Nesse sentido, é importante que nos campos de produção haja um monitoramento constante das populações de afídeos, das plantas da vegetação espontânea, das plantas (cultivadas ou não) que apresentam sintomas (possivelmente infectadas), e que se tomem todos os cuidados e medidas preventivas para evitar a entrada e a disseminação dos vírus na propriedade.

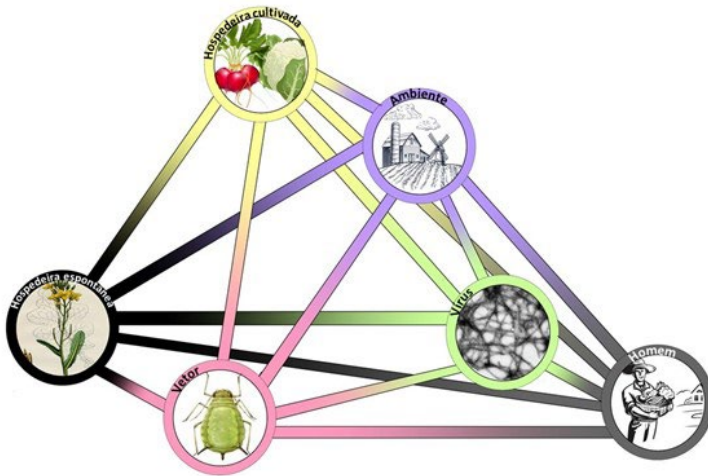


Figura 12: Hexaedro representativo das principais inter-relações que influenciam o estabelecimento das viroses de brássicas em um agroecossistema (mais detalhes no texto).

Recentemente, na epidemiologia das viroses, foi introduzida a hipótese da manipulação do vetor (*vector manipulation hypothesis*), em que os vírus de plantas podem: (i) modular a composição de aminoácidos da seiva do hospedeiro; (ii) interferir na sinalização molecular e nas vias associadas aos mecanismos de defesa das plantas; (iii) interferir na liberação de compostos voláteis atraentes aos afídeos; (iv) incrementar os sintomas de amarelecimento das folhas, o que pode favorecer atração, crescimento, reprodução e colonização da planta hospedeira pelos insetos vetores. Além disso, aumentos nas taxas de transmissão do CaMV e TuMV se devem a mudanças na fisiologia da planta hospedeira, que pode desencadear um efeito no comportamento do vírus. Esse conceito, “comportamento de percepção do vírus” (*perceptive viral behaviour*), foi demonstrado para alguns vírus de plantas transmitidos de modo não circulativo, como o CaMV e o TuMV, trazendo a noção de que os vírus podem “perceber”, de alguma forma, a atividade alimentar dos pulgões, bem como estresses abióticos, com uma imediata e reversível capacidade de produzir formas transmissíveis ou provocar uma realocação do vírus na célula. A reação predispõe a planta infectada à aquisição e transmissão mais eficientes dos afídeos vetores. Esse fenômeno foi designado “ativação da transmissão” (*Transmission Activation, TA*) e pode ser desencadeada por estresses abióticos, incluindo temperatura, CO₂, e estresse hídrico, com efeitos importantes nas taxas de transmissão dos vírus. Há evidências de que plantas infectadas submetidas à seca podem ter a transmissão do vírus facilitada, e que esse efeito é independente de outros fatores como atração de vetores e modificação de sua aptidão.

5. Agradecimentos

Gostaríamos de fazer um agradecimento especial à Dra. Katia Regiane Brunelli-Braga, pesquisadora da Sakata Seed Sudamerica, à Dra. Renata Faier Calegario, docente da Universidade Federal do Paraná, e ao Dr. John A. Walsh, professor da Universidade de Warwick, Reino Unido, pela colaboração na coleta de amostras e nos trabalhos desenvolvidos para a identificação e caracterização de vírus em brássicas recorrentes no Brasil. Externamos também nossos mais profundos agradecimentos aos produtores de brássicas, principalmente do estado de São Paulo, em especial aos senhores Hiro Harano (Biritiba Mirim) e Jorge Ito (Ibiúna) por disponibilizarem as suas propriedades para a realização de experimentos de campo e coletas de dados. Agradecemos à bióloga Alyne de Fátima Ramos (Instituto Biológico) e aos estudantes, bolsistas de iniciação científica do CNPq, Anna Caroline S. C. Nascimento, Lucas Araújo de Oliveira, Maria José de Oliveira, Virginia Vieira Santos Silva, Sávio Sanção de Moura e Wallison Bezerra de Jesus, pelo auxílio valioso no desenvolvimento das pesquisas realizadas no Laboratório de Fitovirologia e Fisiopatologia (LFF). As pesquisas realizadas no LFF foram financiadas pela Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP), por meio dos Processos: 2014/22594-2; 2015/50076-9; 2017/50334-3 (coordenados pelo Pesquisador Científico Marcelo Eiras) e 2018/17287-4 (coordenado pelo Pesquisador Científico Alexandre Levi Rodrigues Chaves). Parte dos estudos também foram financiados pela Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES - Brasil - Código de Financiamento 001). Marcelo Eiras e Elliot Watanabe Kitajima são bolsistas de produtividade em pesquisa do CNPq. Agatha Mota de Oliveira foi bolsista de doutorado da FAPESP (proc. 2019/06853-1), e Cátia Jacira Martins Moura foi bolsista de doutorado da CAPES (proc. 88882.444229/2019-01).

6. Literatura consultada

ALEXANDRE, M.A. V.; RIVAS, E.B.; DUARTE, L.M.L.; CHAGAS, C. M.; CARDOSO, C. R. Presença de um possível caulimovirus em *Petunia hybrida*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.19, p.48, 1993.

ALEXANDRE, M.A.V.; CHAGAS, C.M.; BARRADAS, M.M. Identificação de um Tymovirus em *Petunia x Hybrida* Vilm. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.22, p. 330, 1997a.

ALEXANDRE, M.A.V.; RIVAS, E.B.; DUARTE, L.M.L.; CHAGAS, C.M.; BARRADAS, M.M. Some properties of a Tymovirus found in *Petunia x Hybrida* vilm. Double infected. **Virus Reviews & Research**, Rio de Janeiro, v.2, p. 189, 1997b.

AMACK, S.C.; ANTUNES, M.S. CaMV35S promoter – A plant biology and biotechnology workhorse in the era of synthetic biology. **Current in Plant Biology**, Amsterdam, v.24, 100179, 2020.

AMARAL, P.P.R.; RESENDE, R.O.; NAGATA, T. Biological and genomic characteristics of a potyvirus isolated from *Tropaeolum majus* in Brazil. In: ENCONTRO NACIONAL DE VIROLOGIA, 12., 2001, Caldas Novas. **Resumos...**Caldas Novas: SBV, 2001. p. 151.

AMBROZEVÍCIUS, L.P.; CARVALHO, M.G.; ARÊDES, E.M.; ZERBINI, F.M. A aquisição do CaMV-ES por *Brevicoryne brassicae* é bimodal. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.22, p.330, 1997.

BARBOSA, C. J.; LEITE, R.M.V.B. C.; CARDOSO, R. M. L.; OLIVEIRA, M.A.R. Levantamento de virose em canola no Paraná. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.20, p.286, 1995.

BARBOSA, C.J.; LEITE, R.M.V.B.; CARDOSO, R.M.L.; OLIVEIRA, M.A.R. Identificação do vírus do mosaico do pepino e do mosaico do nabo em canola no Paraná. **Biotemas**, Florianópolis, v.13, n.1, p.161-168, 2000.

BAK, A.; EMERSON, J.B. Cauliflower mosaic virus (CaMV) biology, management, and relevance to GM plant detection for sustainable organic agriculture. **Frontiers in Sustainable Food Systems**, Lausanne, v.4, p.1-8, 2020.

BOARI, A.J.; FIGUEIRA, A.R.; SANTOS, R.C.; SILVA, O.A. Agrião d'água (*Nasturtium sativum*) naturalmente infectada por um potyvirus. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.27, p. S200, 2002.

BOITEUX, L.S.; FONSECA, M.E.N.; REIS, A. COSTA, A.F.; FONTES, M.G.; GONZÁLEZ-ARCOS, M. Wild radish (*Raphanus* spp.) and garden rocket (*Eruca sativa*) as new Brassicaceae hosts of *Tomato chlorosis virus* in South America. **Plant Disease**, Saint Paul, v.100, n.5, p. 1027, 2016.

BELINTANI, P.; GASPAR, J.O.; TARGON, M.L.P.N.; MACHADO, M.A. Evidence supporting the recognition of Cole latent virus as a distinct Carlavirus. **Journal of Phytopathology**, Hoboken, v.150, n.6, p.330-333, 2002.

BELINTANI, P.; GASPAR, J.O. Coat protein and RNAs of *Cole latent virus* are not present within chloroplasts of *Chenopodium quinoa* infected cells. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.28, n.1, p.84-88, 2003.

CHAGAS, C.M.; COLARICCIO, A.; EIRAS, M. Ultrastructural detection of double viral infection in swiss chard (*Beta vulgaris* var. Cichla). **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.24, p.466, 1999.

CHAVES, A.L.R.; EIRAS, M.; RODRIGUES, L.K. Vegetação espontânea. **Cultivar: hortaliças e frutas**, Pelotas, n.116, p.8-11, 2019.

COLARICCIO, A.; CHAVES, A.L.R.; EIRAS, M.; FRANGIONI, D.S.S.; CHAGAS, C.M. Identificação dos tipos I e II do *Turnip mosaic virus* em couve através de hospedeiras diferenciais. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.26, n.4, p.455-459, 2000.

COSTA, A.S. Rabanete selvagem invasora de vegetação espontânea fonte de vírus de crucíferas. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.9, p.47, 1974.

COSTA, H.; VENTURA, J.A.; JADÃO, A.S.; REZENDE, J.A.M.; MELLO, A.P.O.A. First report of *Turnip mosaic virus* on watercress in Brazil. **Plant Disease**, Saint Paul, v.94, n.8, p. 1066, 2010.

COSTA, H.; ZERBINI, F.M.; VENTURA, J. A.; CARVALHO, M. G. Vírus do mosaico da couve-flor (CaMV) na região serrana do Espírito Santo. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.16, 28, 1991.

CUPERTINO, F.P.; KITAJIMA, E. W.; COSTA, C.L. Mosaico da couve-flor em brócolis no Distrito Federal. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.11, p.394, 1986.

DE ÁVILA A.C.; LIN, M.T.; KITAJIMA, E.W.; CUPERTINO, F.P.; COSTA, C.L. Caracterização de um isolado do vírus do mosaico do nabo de couve-manteiga (*Brassica oleraceae* var. *acephala*). **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 5, p. 311-328, 1980.

DRUCKER, M.; THEN, C. Transmission activation in non-circulative virus transmission: a general concept? **Current Opinion in Virology**, Amsterdam, v.15, p.63-8, 2015.

DUARTE, L.M.L.; ALEXANDRE, M.A.V.; CHAVES, A.L.R.; CANTELI, A.R.A.; RAMOS, A.F.; HARAKAVA, R. First report of turnip mosaic virus on *Tropaeolum majus* in Brazil. **Journal of Plant Pathology**, Pisa, v.96, n.3, p.609, 2014.

EIRAS, M.; CHAVES, A.L.R.; COLARICCIO, A.; CHAGAS, C.M. First Report of *Turnip mosaic virus* in horseradish in Brazil. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.32, n.2, p.165, 2007.

EIRAS, M.; CHAVES, A.L.R.; COLARICCIO, A.; HARAKAVA, R.; CHAGAS, C.M. Primeiro relato do *Cole latent virus* em raiz-forte. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v.33 (supl.), p. S290, 2008.

EIRAS, M.; CHAVES, A.L.R.; OLIVEIRA, A.M.; MOURA, C.J.M.; RODRIGUES, L.K.; SILVA, V.V.S. Vírus: como deixar a produção livre deles? **Revista Campo & Negócios**, Uberlândia, v.176, p.56-57, 2020.

EIRAS, M.; DIANESE, E.C.; PEREIRA-CARVALHO, R.C. Resistência genética de plantas a vírus. In: DALLAGNOL, L. J (org.) **Resistência genética de plantas a patógenos**. Pelotas: Editora UFPel, 2018. p. 296-358.

FAGOAGA, C.; DURÁN-VILA, N. Naturally occurring variants of citrus exocortis viroid in vegetable crops. **Plant Pathology**, Oxford, v.45, n.1, p.45-53, 1996.

FINGU-MABOLA, J.C.; FRANCIS, F. Aphid–plant–phytovirus pathosystems: influencing factors from vector behaviour to virus spread. **Agriculture**, Basel, v.11, n.6, p.502, 2021.

FLASINSKI, S.; CASSIDY, B.G. Potyvirus aphid transmission requires helper component and homologous coat protein for maximal efficiency. **Archives of Virology**, Wien, v.143, n.11, p.2159-172, 1998.

GARDNER, M.W.; KENDRICK, J. B. Turnip Mosaic. **Journal Agricultural Research**, Punjab, v.22, p.123-124, 1921.

GIBBS, A.J.; HAJIZADEH, M.; OHSHIMA, K.; JONES, R.A.C. The Potyviruses: an evolutionary synthesis is emerging. **Viruses**, Basel, v.12, n.2, p.132, 2020.

GIBBS, A.J.; NGUYEN, H.D.; OHSHIMA, K. The ‘emergence’ of *turnip mosaic virus* was probably a ‘gene-for-quasi-gene’ event. **Current Opinion in Virology**, Amsterdam, v.10, p. 20-26, 2015.

GONG, J.; JU, H.K.; KIM, I.H.; SEO, E.Y.; CHO, I.S.; HU, W.X.; HAN, J.Y.; KIM, J.K.; CHOI, S.R.; LIM, Y.P.; HAMMOND, J.; LIM, H.S. Sequence variations among 17 new radish isolates of *Turnip mosaic virus* showing differential pathogenicity and infectivity in *Nicotiana benthamiana*, *Brassica rapa*, and *Raphanus sativus*. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 109, n.5, p. 904-912, 2019.

GREER, S.F.; NEWBERT, M.J.; RODRIGUES, L.K.; OLIVEIRA, A.M.; CHAVES, A.L.R.; CALEGARIO, R.F.; BARKER, G.C.; EIRAS, M.; WALSH, J.A. First report of turnip yellows virus in Brazil. **New Disease Reports**, York, v.44, n.2: e12045, 2021.

GUERRET, M.G.C.; NYALUGWE, E.P.; MAINA, S.; BRABETTI, M.J.; VANN LEUR, J.A.G.; JONES, R.A.C. Biological and molecular properties of Turnip mosaic virus (TuMV) strain breaks TuMV resistance in *Brassica napus*. **Plant Disease**, Saint Paul, v.101, n.5, p. 674-683, 2017.

HAAS, M.; BUREAU, M.; GELDREICH, A.; YOT, P.; KELLER, M. Cauliflower mosaic virus: still in the news. **Molecular Plant Pathology**, Oxford, v.3, n. 6, p.419-429, 2002.

HOHN, T. Caulimoviruses Molecular Biology. In: MAHY, B.W.J.; VAN REGENMORTEL, M.H.V. (ed.). **Encyclopedia of Virology**. 3th ed. San Diego: Academic Press, 2008. p.464-469.

HULL, R. **Plant Virology**. 5th ed. San Diego: Academic Press, 2014.

INSTITUTO DE ECONOMIA AGRÍCOLA. **Estatísticas da produção paulista, 2019**. Disponível em: http://ciagri.iea.sp.gov.br/nia1/subjetiva.aspx?cod_sis=1&idioma=1. Acesso em: 17 nov. 2021.

JEGER, M.J. The epidemiology of plant virus disease: towards a new synthesis. **Plants**, Basel, v.9, n.12, p.1768, 2020.

JENNER, C.E.; WALSH, J.A. Pathotypic variation in *Turnip mosaic virus* with special reference to European isolates. **Plant Pathology**, Oxford, v.45, n.5, p.848-856, 1996.

JENNER, C.E.; NELLIST, C.F.; BARKER, G.C.; WALSH, J.A. *Turnip mosaic virus* (TuMV) is able to use alleles of both eIF4E and eIF(iso)4E from multiple loci of the diploid *Brassica rapa*. **Molecular Plant Microbe Interactions**, Saint Paul, v.23, n.11, p.1498–1505, 2010.

KAWAKUBO, S.; GAO, F.; LI, S.; TAN, Z.; HUANG, Y. K.; ADKAR-PURUSHOTHAMA, C.R.; GURIKAR, C.; MANEECHOAT, P.; CHIEMSOMBAT, P.; AYE, S. S.; FURUYA, N.; SHEVCHENKO, O.; ŠPAK, J.; ŠKORIĆ, D.; HO, S.; OHSHIMA, K. Genomic analysis of the brassica pathogen turnip mosaic potyvirus reveals its spread along the former trade routes of the Silk Road. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, Washington, v.118, n.12, p. e2021221118, 2021.

KITAJIMA, E.W. An annotated list of plant viruses and viroids described in Brazil (1926-2018). **Biota Neotropica**, Campinas, v.20, n.2, p.e20190932, 2020.

KITAJIMA, E.W.; CAMARGO, I.J.B.; COSTA, A.S. Morfologia e aspectos intracelulares do vírus latente da couve. **Bragantia**, Piracicaba, v.29, p.181-190, 1970.

KITAJIMA, E.W.; OLIVEIRA, A. R.; COSTA, A. S. Ocorrência de vírus esférico causando faixa amarela das nervuras da couve em São Paulo. **Bragantia**, Piracicaba, v. 24, p.219-229, 1965.

KITAJIMA, E.W.; RIBEIRO, R.L.D.; LIN, M.T.; RIBEIRO, M.I.S.D.; KIMURA, O.; COSTA, C.L.; PIMENTEL, J.P. Lista comentada de vírus e organismos do tipo micoplasma em plantas cultivadas e silvestres do Estado do Rio de Janeiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.9, p.607-625, 1984.

KORKMAZ, S.; TOMITAKA, Y.; ONDER, S.; OHSHIMA, K. Occurrence and molecular characterization of Turkish isolates of *Turnip mosaic virus*. **Plant Pathology**, Oxford, v. 57, n.6, p.1155-1162, 2008.

LEBEAU, F. J; WALKER, J. C. Turnip mosaic viruses. **Journal Agricultural Research**, Punjab, v.70, p.347-364, 1945.

LI, G.; LV, H.; ZHANG, S.; ZHANG, S.; LI, F.; ZHANG, H.; QIAN, W.; FANG, Z.; SUN, R. TuMV management for brassica crops through host resistance: retrospect and prospects. **Plant Pathology**, Oxford, v.68, n.6, p.1035–1044, 2019.

LIMA, M.L.R.Z.C.; LIMA NETO, V.C.; SOUZA, V.B.V.; HAMERSCHMIDT, E.; GLOOR, S. Incidência de viroses em plantações de olerícolas na região metropolitana de Curitiba. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.9, p.403, 1984. Resumos.

MADEIRA, N.R.; REIFSCHEIDER, F.J.B.; GIORDANO, L.B. Contribuição portuguesa à produção e ao consumo de hortaliças no Brasil: uma revisão histórica. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.26, n.4, p.428-432, 2008.

MAUCK, K.E.; CHESNAIS, Q.; SHAPIRO, L.R. Evolutionary determinants of host and vector manipulation by plant viruses. **Advances in Virus Research**, New York, v.101, p.189-250, 2018.

MELLO, S.C.M.; CUPERTINO, F.P.; KITAJIMA, E.W.; LIN, M.T. Propriedades biológicas e microscopia eletrônica do vírus latente da couve. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.12, n.4, p.353-360, 1987.

MELO, R.A.C.; VENDRAME, L.P.C.; MADEIRA, N.R.; BLIND, A.D.; VILELA, N.J. Characterization of the Brazilian vegetable brassicas production chain. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.37, n. 4, p.366–372, 2019.

NGUYEN, H.D.; TOMITAKA, Y.; HO, S.Y.; DUCHÊNE, S.; VETTEN, H.J.; LESEMANN, D.; WALSH, J.A.; GIBBS, A.J.; OHSHIMA, K. Turnip mosaic potyvirus probably first spread to Eurasian Brassica crops from wild orchids about 1000 years ago. **PLoS One**, San Francisco, v.8, p.e55336, 2013.

NYALUGWE, E.P.; JONES, R.A.C.; BARBETTI, M.J.; KEHOE, M.A. Biological and molecular variation amongst Australian Turnip mosaic virus isolates. **Plant Pathology**, Oxford, v.64, n.5, p.215-223, 2015.

OHSHIMA, K.; AKAISHI, S.; KAJIYAMA, H.; KOGA, R.; GIBBS, A.J. Evolutionary trajectory of Turnip mosaic virus populations adapting to a new host. **Journal of General Virology**, London, v.91, pt.3, p.788–801, 2010.

OLIVEIRA, A.M. **Identificação e caracterização de dois isolados de cole latent virus que infectam brássicas**. 2019. São Paulo-SP. Dissertação (Mestrado em Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio) – Instituto Biológico, Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios, Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo, São Paulo, 2019.

OLIVEIRA, A. M.; RODRIGUES, L. K.; CHABI-JESUS, C.; CHAVES, A.L.R.; KITAJIMA, E.W.; HARAKAVA, R.; BANGUELA-CASTILLO, A.; RAMOS-GONZÁLEZ, P.L.; EIRAS, M. Biological and molecular characterization of two closely related carlaviruses affecting brassica plants. **Plant Pathology**, Oxford, v.71, n.2, p.479-493, 2021.

OLIVEIRA, M.J.; OLIVEIRA, A.M.; RODRIGUES, L.K.; KITAJIMA, E.W.; CHAVES, A.L.R.; EIRAS, M. Cauliflower mosaic virus isolado de couve-chinesa: caracterização e estudo de alguns aspectos epidemiológicos. In: CONGRESSO PAULISTA DE FITOPATOLOGIA, 40, 2017, Campinas. **Resumos...** Campinas: Associação Paulista de Fitopatologia, 2017. p. 20.

PALACIOS, I.; DRUCKER, M.; BLANC, S.; LEITE, S.; MORENO, A.; FERERES, A. Cauliflower mosaic virus is preferentially acquired from the phloem by aphids vector. **Journal of General Virology**, London, v.83, pt.12, p. 3163-3171, 2002.

PALUKAITIS, P.; KIM, S. Resistance to turnip mosaic virus in the family *Brassicaceae*. **Plant Pathology Journal**, Suwon, v.37, n.1, p.1-23, 2021.

PROVVIDENTI, R. Turnip mosaic potyvirus. In: BRUNT, A.A.; CRABTREE, K.; DALLWITZ, M.J.; GIBBS, A.J.; WATSON, L. (ed.) **Viruses of Plants**. Wallingford: CAB International, 1996. p.1340-1343.

RIBEIRO-JUNIOR, M.R.; BALDINE, L.F.S.; NOZAKI, D.N.; CRUCIOL, G.C.D.; PANTOJA, K.F.C.; MARCHI, B.R.; MOURA, M.F.; PAVAN, M.A.; KRAUSE-SAKATE, R. Biological and molecular characterization of a basal *Brassica/Raphanus* Turnip mosaic virus isolates from *Eruca sativa*. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v.43, p.371-375, 2018a.

RIBEIRO-JUNIOR, M.R.; CRUCIOL, G.C.D.; MOURA, M.F.; MARCHI, B.R.; PAVAN, M.A.; KRAUSE-SAKATE, R. First report of turnip mosaic virus naturally infecting lettuce and chard plants in Brazil. **Journal of Plant Pathology**, Pisa, v.101, p.189, 2018b.

RODRIGUES, L.K. **Turnip mosaic virus: levantamento, identificação, caracterização biológica e molecular, e aspectos epidemiológicos dos isolados brasileiros que infectam brássicas**. 2019. São Paulo-SP. Tese (Doutorado em Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio) – Instituto Biológico, Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios, Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo, São Paulo, 2019.

RODRIGUES, F.A.; SANTOS, M.R.; KITAJIMA, E.W.; FERNANDES, J. J. Ocorrência do vírus do mosaico do nabo (*Turnip mosaic virus*) em *Brassica carinata*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.20, p.338, 1995. (Abstract).

RODRIGUES, L.K.; CHAVES, A.L.R.; BRUNELLI, K.R.; HARAKAVA, R.; KITAJIMA, E.W.; WALSH, J.A.; EIRAS, M. Biological and molecular characterization of Brazilian isolates of turnip mosaic virus from weeds and brassicas crops. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE VIROLOGIA, 29., 2018, Gramado. **Resumos...** Gramado: SBV, 2018. p. 62.

RODRIGUES, L.K.; CHAVES, A.L.R.; BRUNELLI, K.R.; HARAKAVA, R.; KITAJIMA, E.W.; WALSH, J.A.; EIRAS, M. *Turnip mosaic virus* infecting Chinese cabbage in the State of São Paulo: genetic diversity and incidence. **Virus Reviews and Research**, Rio de Janeiro, v.20, Suppl. 1, p.194, 2015.

RODRIGUES, L.K.; CHAVES, A.L.R.; COLARICCIO, A.; HARAKAVA, R.; KITAJIMA, E.W.; WALSH, A.J.; EIRAS, M. Turnip mosaic virus infecting brassicas in Brazil. In: CONFERENCE OF THE INTERNATIONAL WORKING GROUP ON LEGUME AND VEGETABLE VIRUSES, 5., Haarlem, 2015. Haarlem. **Resumos...** Haarlem: IWGLVV, 2015. p. 21.

RODRIGUES, L.K.; CHAVES, A.L.R.; KITAJIMA, E.W.; CALEGARIO, R.F.; BRUNELLI, K.R.; SILVA, F.N.; HARAKAVA, R.; WALSH, J.A.; EIRAS, M. Characterisation of turnip mosaic virus isolates reveals high genetic variability and occurrence of the pathotype 1 in Brazil. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v.160, p.883-900, 2021.

RODRIGUES, L.K.; OLIVEIRA, A.M.; CHAVES, A.L.R.; BRUNELLI, K.R.; HARAKAVA, R.; KITAJIMA, E.W.; WALSH, J.A.; EIRAS, M. Viruses infecting brassicas in Brazil: survey, genetic diversity and incidence. In: INTERNATIONAL ADVANCES IN PLANT VIROLOGY, ASSOCIATION OF APPLIED BIOLOGISTS MEETING, University of Greenwich, Old Royal Naval College, London, 2016. Resumos.

RODRIGUES, L.K.; OLIVEIRA, A.M.; CHAVES, A.L.R.; KITAJIMA, E.W.; HARAKAVA, R.; EIRAS, M. Cauliflower mosaic virus naturally infects wild radish (*Raphanus raphanistrum*) in Brazil. **Australasian Plant Disease Notes**, Victoria, v.14, p.26, 2019.

RUSHOLME, R.L.; HIGGINS, E.E.; WALSH, J.A.; LYDIATE, D.J. Genetic control of broad-spectrum resistance to *Turnip mosaic virus* in *Brassica rapa* (Chinese cabbage). **Journal of General Virology**, London, v.88, p.11, p.3177-3186, 2007.

SCHOELZ, J.E. Caulimoviruses: general features. In: MAHY, B.W.J.; VAN REGENMORTEL, M.H.V. (ed.). **Encyclopedia of Virology**. 3th ed. San Diego: Academic Press, 2008. p.457-464.

SCHOELZ, J.E.; ANGEL, C.A.; NELSON, R.S.; LEISNER, S.N. A model for intracellular movement of Cauliflower mosaic virus: the concept of the mobile virion factory. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v.67, n.7, p.2039-2048, 2016.

SCHOLTHOF, K.G.; ADKINS, S.; CZOSNEK, H.; PALUKAITIS, P.; JACQUOT, E.; HOHN, T.; HOHN, B.; SAUNDERS, K.; CANDRESSE, T.; AHLQUIST, P.; HEMENWAY, C.; FOSTER, G.D. Top 10 plant viruses in molecular plant pathology. **Molecular Plant Pathology**, Oxford, v.12, n.9, p. 938-954, 2011.

SCHULTZ, E. S. A transmissible mosaic disease of Chinese cabbage, mustard and turnip. **Journal Agricultural Research**, Punjab, v.22, p.173-177, 1921.

SCHWINGHAMER, M.W.; SCHILG, M.A.; WALSH, J.A.; BAMBACH, R.W.; COSSU, R.M.; BAMBIDGE, J.M.; HIND-LANOISELET, T.L.; MCCORKELL, B.E.; CROSS, P. *Turnip mosaic virus*: potential for crop losses in the grain belt of New South Wales, Australia. **Australasian Plant Pathology**, Victoria, v.43, p.663-678, 2014.

SHATTUCK, V.I. The biology, epidemiology, and control of turnip mosaic virus. **Horticultural Reviews**, Westport, v.14, p. 199-238, 1992.

SIQUEIRA, O.; DIONELO, S.B. Mosaico em goivo. **Fitopatologia**, Lima, v.8, p.19, 1973.

SMITH, K.M. A virus disease of cultivated crucifers. **Annals of Applied Biology**, London, v.22, n.2, p.239-242, 1935.

SUSI, H.; LAINE, A.L. Agricultural land use disrupts biodiversity mediation of virus infections in wild plant populations. **New Phytologist**, Oxford, v.230, n.6, p.2447-2458, 2021.

TOMLINSON, J.A. **Turnip mosaic virus**: CMI/AAB descriptions of plant viruses 8. Wellesbourne: CMI/AAB, 1970.

TOMPKINS, C.M. Two mosaic diseases of annual stock. **Journal of Agricultural Research**, Punjab, v.58, n.1, p.63-77, 1939.

VAN MUNSTER, M. Impact of abiotic stresses on plant virus transmission by aphids. **Viruses**, Basel, v.12, n.2, p. 216, 2020.

YASAKA, R.; FUKAGAWA, H.; IKEMATSU, M.; SODA, H.; KORKMAZ, S.; GOLNARAGHI, A.; KATIS, N.; HO, S.Y.W.; GIBBS, A.J.; OHSHIMA, K. The timescale of emergence and spread of turnip mosaic potyvirus. **Scientific Reports**, v.7, n.4240, 2017.

WALSH, J.A.; JENNER, C.E. *Turnip mosaic virus* and the quest for durable resistance. **Molecular Plant Pathology**, Oxford, v.3, n.5, p.289-300, 2002.

ZERBINI, F.M.; CARVALHO, M.G.; MACIEL-ZAMBOLIN, E. Caracterização do ácido nucleico de um isolado do vírus do mosaico da couve-flor. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.17, n.3, p. 326-330, 1992.

NEMATOIDES PARASITOS

Claudio Marcelo Gonçalves de Oliveira

Juliana Magrinelli Osório Rosa

Kátia Regiane Brunelli Braga

Dr. Claudio Marcelo Gonçalves de Oliveira

Pesquisador Científico do Instituto Biológico (IB), Centro Avançado de Pesquisa em Proteção de Plantas e Saúde Animal (CAPSA), Laboratório de Nematologia (LN).
ORCID 0000-0002-1677-6853
e-mail: claudiomarcelo.oliveira@sp.gov.br

Dra. Juliana Magrinelli Osório Rosa

Bolsista do Consórcio Pesquisa Café vinculada ao Instituto Biológico (IB), Centro Avançado de Pesquisa em Proteção de Plantas e Saúde Animal (CAPSA), Laboratório de Nematologia (LN).
ORCID 0000-0002-5566-0909
e-mail: julianamagrinelli@hotmail.com

Dra. Kátia Regiane Brunelli Braga

Gerente de Suporte Técnico em Fitopatologia da Sakata Seed Sudamerica Ltda.
ORCID 0000-0002-4587-2377
e-mail: katia.brunelli@sakata.com.br



1. Introdução

O filo Nematoda é um dos grupos de metazoários mais abundantes na Terra. Os nematoides são organismos essencialmente aquáticos, a maioria de tamanho microscópico (0,3-3,0 mm), podendo viver nos mais diferentes ambientes, desde os oceanos aos microscópicos filmes de água que recobrem partículas de solo. Com base nos diferentes hábitos alimentares, os nematoides podem ser divididos nos grupos (tróficos) funcionais como parasitos de plantas, parasitos de animais, fungívoros, bacteriófagos, carnívoros, onívoros e outros que se alimentam de eucariotos unicelulares.

Economicamente, um dos mais importantes grupos funcionais é o de nematoides parasitos de plantas que habitam o solo ou estruturas vegetais tais como folhas, caules e, principalmente, raízes. As perdas anuais, considerando-se a redução da produção e da qualidade das culturas, além dos custos das práticas de manejo adotadas para controle, foram estimadas em aproximadamente 12 %, que correspondem a prejuízos superiores a US\$125 bilhões à agricultura mundial. Dentre os gêneros de nematoides economicamente mais daninhos estão *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Heterodera*, *Ditylenchus*, *Globodera*, *Tylenchulus*, *Xiphinema*, *Radopholus*, *Rotylenchulus* e *Helicotylenchus*. Entretanto, é consenso entre os fitossanitaristas que os nematoides causadores de galhas (*Meloidogyne* spp.) estão entre os mais importantes. Esse patógeno está disperso em vários ambientes em todo o mundo, causando perdas as principais culturas agrícolas. Aproximadamente, 100 espécies são conhecidas dentro do gênero e a maioria possui ampla gama de hospedeiros. No Brasil, várias espécies têm sido relatadas em associação às principais plantas cultivadas, mas *Meloidogyne incognita* e *M. javanica* são reconhecidamente as espécies mais importantes, principalmente em função dos prejuízos causados e da ampla distribuição geográfica. Outro grupo que merece atenção é o nematoide das lesões radiculares, gênero *Pratylenchus*.

Baseado nos danos, frequência e distribuição no Brasil, os gêneros *Meloidogyne* e *Pratylenchus* serão os alvos principais deste capítulo. Ademais, serão abordados os principais nematoides de importância quarentenária, ainda não detectados no país, por exemplo, os nematoides de cisto (*Heterodera schachtii* e *H. cruciferae*) e o falso nematoide das galhas (*Nacobbus aberrans*).

2. Descrição dos nematoides fitopatogênicos

2.1. *Meloidogyne javanica*, *M. incognita* e *M. enterolobii* (sin. *M. mayaguensis*) (nematoides das galhas radiculares)

Os nematoides causadores de galhas radiculares são endoparasitos sedentários em que, dos ovos depositados pelas fêmeas, eclodem juvenis de segundo estágio (J_2), que apresentam corpo filiforme (Fig. 1C). Esses J_2 penetram nas 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 (Fig. 1B) e não parasitam as plantas, entretanto, as fêmeas adquirem formato de pera (Fig. 1A) e passam a produzir os ovos, que são depositados numa matriz gelatinosa. Cada fêmea produz, em média, 500 ovos, mas há relatos de até 2.000 ovos contidos nessa matriz gelatinosa, sendo assim muito prolífera. As espécies desse gênero mais importantes são *M. javanica*, *M. incognita* e *M. enterolobii* (sin. *M. mayaguensis*), com uma notável distribuição geográfica pelo país.

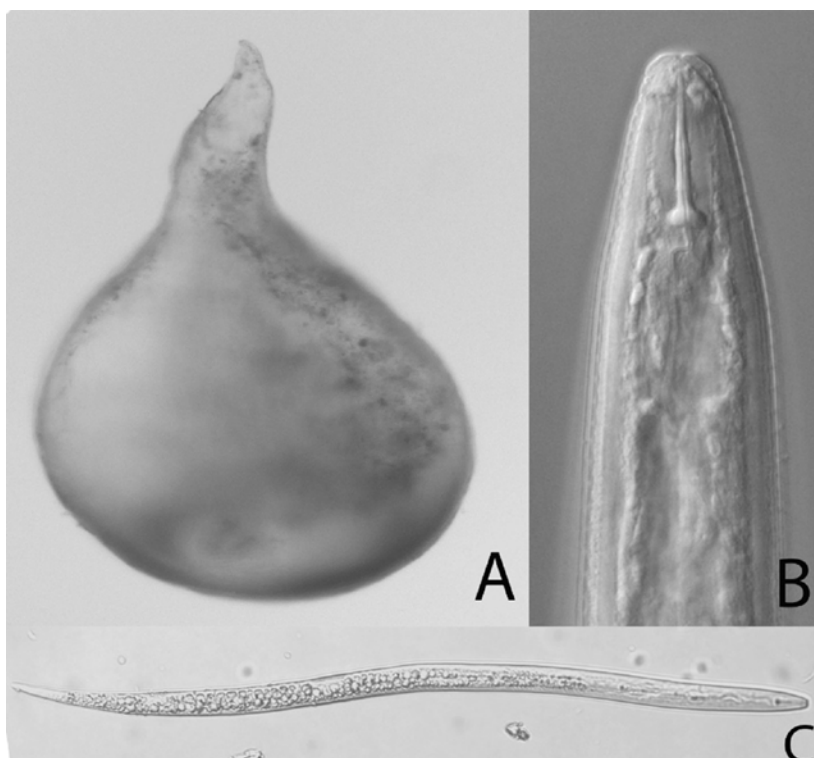


Figura 1: *Meloidogyne incognita*: A) Fêmea (corpo inteiro); B) região anterior do macho; C) juvenil (J_2) (Foto: C.M.G. Oliveira; J.M.O. Rosa).

Hospedeiras

- Brócolis (*Brassica oleraceae* var. *italica*)
- Couve (*Brassica oleraceae* var. *acephale*)
- Couve-flor (*Brassica oleraceae* var. *botrytis*)
- Mostarda (*Brassica juncea*)
- Repolho (*Brassica oleraceae* var. *capitata*)
- Rúcula (*Eruca sativa*)

Sintomas e danos

Os sintomas característicos são as galhas nas raízes (Fig. 2) e diminuição do número de raízes finas. As galhas são protuberâncias que ocorrem nas raízes infestadas pelos nematoides do gênero *Meloidogyne*, daí o nome vulgar desses parasitos (nematoides das galhas). As galhas se formam no local de alimentação das fêmeas em que ocorrem modificações celulares de hipertrofia e hiperplasia. Abrindo-se cuidadosamente uma galha e observando-se atentamente, é possível visualizar uma ou mais dessas minúsculas fêmeas.



Figura 2: Galhas provocadas por *Meloidogyne javanica* em couve (Foto: C.M.G. Oliveira).

Vale ressaltar que, no campo, a visualização de sintomas de galhas nas raízes pode ser outro fator preocupante para o cultivo de brássicas, uma vez que outros patógenos, como *Plasmodiophora brassicae*, causador da doença conhecida como hérnia das crucíferas, também provoca deformações nas raízes semelhantes às galhas, levando ao falso diagnóstico da presença de *Meloidogyne* spp. pela dificuldade em se diferenciar esses dois sintomas. Segundo REIS (2009), esse protozoário, além de atacar principalmente os brócolis, couve-flor e repolho, vem aumentando sua incidência também em outras brássicas como couve-chinesa, rúcula e mostarda, acarretando cada vez mais a um falso diagnóstico anteriormente realizado no campo como nematoides. Notoriamente, a ocorrência simultânea de *Meloidogyne* e *P. brassicae* aumenta a severidade dos danos provocados nas brássicas.

Dentre os nematoides das galhas causadores de danos em brócolis, podemos destacar as espécies *M. incognita* e *M. javanica*, mas, em determinadas cultivares, espécies como *M. arenaria*, *M. enterolobii* e *M. hapla* também podem provocar sintomas e danos. No campo, plantas severamente infestadas não formam as inflorescências laterais (tipo ramoso) ou inflorescência única (cabeça), estruturas destinadas a comercialização. Além disso, ocorre uma redução significativa do desenvolvimento da planta, tornando-as diminutas, causando reboleiras no *stand* de cultivo. Nas raízes, as galhas são observadas tanto em tamanho reduzido ou bem evidenciadas dependendo da cultivar e do nível populacional da espécie de *Meloidogyne*. Os danos causados por *Meloidogyne* spp. podem reduzir de 5 a 7% a produção em brócolis. Determinadas cultivares podem hospedar aproximadamente 5,8 vezes a população de *M. enterolobii*. Outro estudo também demonstra que cultivares de brócolis de cabeça, ramoso ‘Piracicaba’ e ‘Santana’ são plantas hospedeiras de *M. javanica*. Alto nível de infestação, com densidade de 5.200 juvenis de segundo estágio + ovos de *M. incognita* foram encontrados em 10g de raízes de brócolis coletadas no município de Botucatu, SP, destacando essa cultura entre as mais atacadas pelos nematoides das galhas na região.

Em couve, os sintomas causados pela presença de *Meloidogyne* são inicialmente a diminuição no desenvolvimento da parte aérea, o amarelecimento das folhas e o aparecimento de murcha nas horas mais quentes, ocasionando a depreciação do produto. *Meloidogyne arenaria*, *M. enterolobii*, *M. incognita* e *M. javanica* destacam-se como as principais espécies.

Meloidogyne arenaria, *M. incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii* são os nematoides mais importantes no cultivo da couve-flor. Os danos provocados por *Meloidogyne* spp. podem diminuir em até 10% a produção de couve-flor. No campo, os sintomas aparecem como má formação da planta, aparecimento de galhas nas raízes e falhas no *stand*.

Trabalhos desenvolvidos em casa de vegetação demonstram que a mostarda é uma planta considerada hospedeira das espécies *M. arenaria*, *M. hapla*, *M. incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii*. Algumas cultivares de mostarda são boas hospedeiras dos nematoides das galhas, como por exemplo, ‘Curly’, suscetível a *M. arenaria* raça 2, *M. hapla*, *M. incognita* e *M. javanica*; e ‘Florida Folha Larga’ suscetível a *M. enterolobii*. Por outro lado, a mostarda também é utilizada no controle alternativo de nematoides, por apresentar compostos com ação nematicida liberados após sua decomposição ou quando utilizada como cultura armadilha. A aplicação desses vegetais, sendo na forma de incorporação ou como farelo a base de sementes de mostarda, é recomendada na supressão de *M. incognita*, *M. javanica*, *P. penetrans* e *Tylenchulus semipenetrans*.

Com relação ao repolho, destacam-se como os principais patógenos *M. arenaria*, *M. enterolobii*, *M. hapla*, *M. incognita* e *M. javanica*, dentre eles *M. incognita* e *M. javanica* considerados os mais danosos. O sintoma mais frequente em campo é o não fechamento das folhas, tornando as cabeças frouxas ou pequenas, inviabilizando a comercialização. Ocorre também a clorose e má formação da planta, que podem ser visualizadas em forma de reboladeiras no campo (Fig. 3). Se a infecção acontecer na fase inicial de desenvolvimento da planta, pode ocorrer o curvamento da raiz principal, fato este provocado pela presença das fêmeas de *M. incognita* de um lado do córtex da raiz. Esse sintoma pode ser ocasionado a partir de número reduzido de ovos e juvenis, considerado como o limite de tolerância em que a planta suporta a ocorrência de *M. incognita* durante essa fase.



Figura 3: Plantas de repolho com tamanho reduzido, sintoma reflexo causado por *Meloidogyne incognita* na região de Botucatu, SP (Foto: J.M.O. Rosa).

Em estudo conduzido em casa de vegetação, foi observado que os repolhos ‘Híbrido Sekai’ e ‘Coração de Boi’ se apresentaram como plantas multiplicadoras de *M. arenaria*, *M. incognita* raça 3, *M. javanica* e *M. hapla*. Além disso, algumas cultivares de repolho têm se mostrado boas hospedeiras de *M. enterolobii*, embora seja uma espécie com menor disseminação quando comparado a *M. incognita* e *M. javanica*. Como exemplo, destacamos o repolho ‘Early Jersey’ com um elevado fator de reprodução de 6,5 de *M. enterolobii*. Todavia, há cultivares que demonstraram não ser boas hospedeiras dessa espécie, ressaltando a importância da escolha correta da cultivar a ser implementada.

Dentre os patógenos que atacam a rúcula destaca-se a espécie *M. javanica*, sendo os sintomas expressos por galhas nas raízes (Fig. 4) e redução da área foliar. Por outro lado, está entre as brássicas utilizadas como plantas biofumigantes. A rúcula é uma das plantas eficazes no controle de *M. incognita*, interferindo no desenvolvimento e na ausência de produção de massa de ovos de *M. incognita*. Esse efeito também foi observado no controle de *M. hapla*.



Figura 4: Galhas provocadas por *Meloidogyne javanica* em rúcula (Foto: os autores).

A rizosfera das raízes das brássicas abriga baixa diversidade microbiana quando comparada a outras famílias botânicas, provavelmente pela presença de metabolitos secundários, derivados do triptofano e outros aminoácidos, conhecidos como glucosinolatos. Esses compostos são estocados nos vacúolos das células de todos os tecidos da planta. Quando hidrolisados, esses compostos se transformam em isotiocianatos, reconhecidamente biocida a uma ampla gama de micro-organismos, incluindo os nematoides. Por esse motivo, o estabelecimento de relações parasitárias estáveis entre nematoides e plantas da família das brássicas é dificultado. Se durante a tentativa de infecção esses compostos forem diluídos ou eliminados poderá haver sucesso no estabelecimento do parasitismo, e com isso a formação de galhas e de novos indivíduos. Estudos demonstraram que os glucosinolatos não estão relacionados a resistência de espécies e cultivares de brássicas a nematoides do gênero *Meloidogyne*. Esses compostos são excretados, independentemente se a cultivar apresenta alta ou baixa taxa de multiplicação de nematoides. Portanto, o aparecimento errático de sintomas de galhas nas culturas brássicas, mesmo em solos com altas populações desses micro-organismos, pode estar mais relacionado as condições desfavoráveis da rizosfera, muito em função da liberação dos compostos supressivos, do que propriamente pela resistência das cultivares brássicas.

Por conta dessa característica, o aparecimento severo de sintomas somente ocorrerá em locais de solos altamente drenantes, com chuva em abundância. Isso é necessário para que os compostos supressivos liberados pelas raízes não se concentrem no solo. Se não houver a diluição dessas substâncias, os juvenis poderão morrer antes de entrar em contato com a planta, não completando, portanto, as relações parasitárias estáveis. Mesmo após a penetração, as fêmeas poderão sofrer com o acúmulo destas substâncias, não conseguindo completar o desenvolvimento dos ovos/juvenis. Portanto, apesar de se mostrarem suscetíveis ao ataque de nematoides, os danos geralmente não são comuns em ambientes de cultivo pelas características bioquímicas dessas plantas.

2.2. *Pratylenchus penetrans* e *P. brachyurus* (nematoides das lesões radiculares)

Os nematoides das lesões radiculares são endoparasitos migradores e todas as suas fases de desenvolvimento pós-emergentes do ovo são consideradas como infestantes (Figs. 5A, B, C, D). A penetração nos tecidos ocorre entre as células epidérmicas (penetração intercelular) ou através de uma célula (penetração intracelular) (Fig. 6). Após penetrarem nas raízes, os nematoides nutrem-se das células e causam as lesões escurecidas. Um agravante desse fato, é que através dessas aberturas ou ferimentos pode haver penetração de fungos e bactérias patogênicas. Cada fêmea de *Pratylenchus* spp. deposita, em média, 80 ovos.

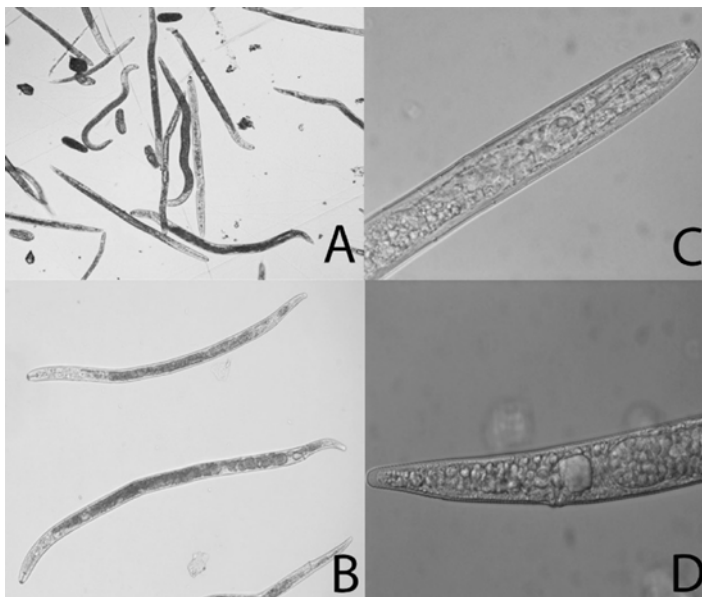


Figura 5: *Pratylenchus brachyurus*: A) ovos, juvenis e fêmeas; B) fêmeas (corpo inteiro); C) região anterior da fêmea; D) região posterior da fêmea. (Foto: C.M.G. Oliveira; J.M.O.)

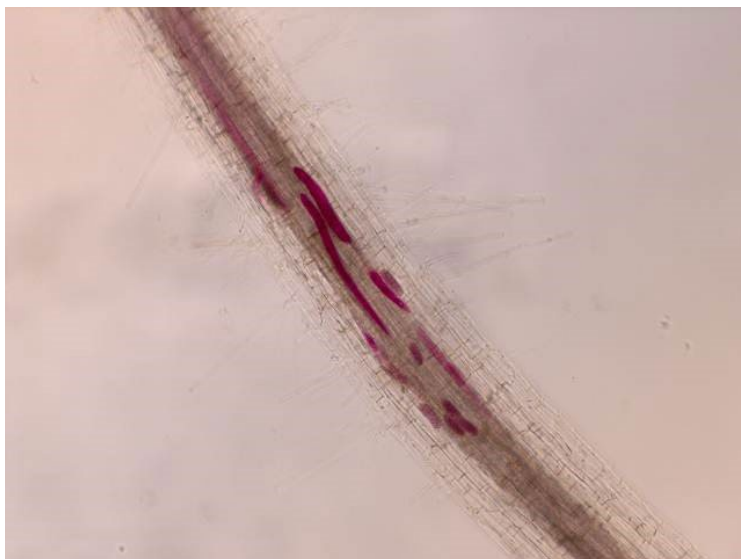


Figura 6: Penetração de *Pratylenchus brachyurus* no córtex radicular de rúcula (Foto: os autores).

Hospedeiras

Couve-flor (*Brassica oleraceae* var. *botrytis*)

Repolho (*Brassica oleraceae* var. *capitata*)

Rúcula (*Eruca sativa*)

Sintomas e danos

Para os nematoides do gênero *Pratylenchus*, os sintomas nas raízes são caracterizados por lesões necrosadas causadas pela alimentação e caminhamento do nematoide e diminuição das radicelas (Figs. 6 e 7). Ambas as deformações comprometem a absorção e translocação de nutrientes, afetam a fisiologia da planta e predispõem as plantas ao ataque de outras doenças (bacterianas e fúngicas).



Figura 7: Penetração de *Pratylenchus brachyurus* no córtex radicular de repolho cv. 60 DIAS (Foto: os autores).

Pratylenchus brachyurus e *P. penetrans* podem causar prejuízos à couve-flor. Por exemplo, *P. penetrans* causou reduções nos rendimentos comercializáveis de couve-flor de 19 a 59% em densidades de 6.000 e 18.000 de *P. penetrans* por quilo de solo, no pré-plantio, em estudo conduzido com microparcelas na casa de vegetação. Lesões necróticas, diminuição das radicelas e, conseqüentemente, a redução na formação de folhas e inflorescência são os principais sintomas expressos por essa espécie.

Pratylenchus spp. podem ser patogênicos ao repolho (Fig. 7). No campo, os sintomas se caracterizam pela presença de raízes escurecidas, com redução no sistema radicular e plantas pouco desenvolvidas. No Brasil, somente *P. brachyurus* expressa algum tipo de injúria para essa cultura. Porém, há relatos que *P. brachyurus*, *P. zaeae*, *P. scribneri*, *P. neglectus* e *P. loosi* são frequentes em cultivos de repolho na região sudeste do Quênia, com uma taxa de ocorrência em 56% das amostras de raízes de repolho e 64% na rizosfera. Densidades iniciais de 6.000 e 18.000 de *P. penetrans*, em microparcelas, levaram uma redução de 17 e 25% no repolho ‘Market Prize’. Reduções de 22% na altura em plantas infestadas com *P. penetrans* também foram observadas em condições de casa de vegetação.

Pratylenchus brachyurus também pode ocasionar prejuízo ao cultivo de rúcula. Altas infestações provocam o apodrecimento das raízes devido à sua alimentação e caminhamento (Fig. 6) apresentando lesões escurecidas (necróticas) de tamanho variável. Na parte superior folhas podem exibir clorose das folhas, redução no porte da planta, e conseqüentemente falha no *stand*.

Da mesma forma que para os nematoides formadores de galhas, as substâncias secretadas pelas raízes das brássicas, mais especificamente os glucosinolatos, podem dificultar o estabelecimento das relações parasitárias dos nematoides do gênero *Pratylenchus* nas plantas dessa família. Para que o nematoide consiga se estabelecer, são necessárias condições de solo muito específicas, como alto poder de drenagem e irrigação constante, o que não são comuns nos cultivos brasileiros de brássicas. Por esse motivo, as perdas por esse gênero de nematoide são consideradas raras nas espécies de brássicas de importância econômica.

3. Nematoides de importância quarentenária

3.1. *Heterodera cruciferae* e *H. schachtii* (nematoide de cisto)

Heterodera cruciferae, o nematoide de cisto de repolho, é amplamente distribuído na Europa, mas ocorre também na Califórnia (EUA) e no sul da Austrália, especialmente em áreas de cultivo de repolho. Esse nematoide parasita todas as espécies e variedades de *Brassica* e persiste no solo por vários anos, mesmo na ausência de uma planta hospedeira. Embora não conste na lista de Pragas Quarentenárias Ausentes (PQA) para o Brasil, de acordo com a Instrução Normativa 38, de 01/10/2018, essa espécie não foi relatada ainda no país.

No repolho, *H. cruciferae* causa nanismo, cabeça pequena, clorose e avermelhamento nas folhas. Embora a produção raramente seja afetada, o crescimento das plantas de repolho pode ser retardado e algumas plantas podem morrer prematuramente. Um nível de inóculo de 20 cistos por 100 mL

de solo é suficiente para causar a murcha das folhas. Além disso, reboleiras com plantas afetadas podem aparecer no campo. Por exemplo, plantas de repolho da cultivar ‘Lupini’ infectadas pelo nematoide e cultivadas em campos abertos comerciais em Castellaneta, sul da Itália, mostraram sintomas iniciais em forma de reboleira com posterior declínio severo da cultura. As raízes das plantas infectadas tinham cistos maduros e fêmeas adultas visíveis na superfície da raiz e no solo (Figs. 8 A, B, C, D).

O nematoide de cisto da beterraba açucareira, *H. schachtii*, apresenta ampla distribuição mundial e, apesar de provocar danos principalmente em beterraba açucareira, também foi relatado como prejudicial ao repolho e couve-flor. Além disso, pode ocorrer em conjunto, em população mista, nos mesmos campos com *H. cruciferae*.



Figura 8: Sintomas de campo e raízes de repolho infectadas pelo nematoide de cisto *Heterodera cruciferae*. A) Campo comercial de repolho ‘Lupini’ em Castellaneta, sul da Itália, mostrando área severamente danificada pelo nematoide, em reboleira. B) machos vivos, fêmeas e cistos do nematoide. C e D) detalhes das raízes do repolho infectadas pelo nematoide mostrando cistos maduros (marrons) e fêmeas adultas (brancas). (Foto: SASANELLI *et al.*, 2013), cortesia do Dr. Pablo Castillo.

3.2. *Nacobbus aberrans* (falso nematoide das galhas)

O falso nematoide das galhas, *Nacobbus aberrans*, é um complexo de espécies que parasita principalmente a batata, beterraba açucareira, pimentão e tomate, mas apresenta ampla gama de plantas hospedeiras, incluindo brócolis, couve-de-bruxelas e repolho. Esse nematoide ocorre em regiões de clima temperado e tropical das Américas do Norte e do Sul. Os sintomas na parte aérea não são específicos, mas as plantas apresentam desenvolvimento insatisfatório. Os sintomas radiculares são semelhantes às galhas causadas por *Meloidogyne* spp. Esses nematoides são endoparasitos e migradores, invadindo e alimentando-se dos tecidos das raízes e tubérculos, causando lesões, necrose e cavidades. As fêmeas permanecem se alimentando nas raízes, estabelecem um sítio permanente de alimentação, tornam-se sedentárias, incitam a formação de galhas e depositam os ovos. Cabe ressaltar que os juvenis de terceiro e quarto estágio podem entrar em dormência nas raízes e tubérculos, sobrevivendo a condições adversas e facilitando a dispersão.

Manejo e Controle

O controle de patógenos de solo, incluindo os nematoides, é uma tarefa árdua para todos os produtores. Evitar a entrada desses indesejáveis micro-organismos é a melhor forma de prevenir danos e prejuízos. Quando introduzidos, a adequação do cultivo para o convívio com esse patógeno é a única medida disponível, uma vez que a erradicação é praticamente impossível na maioria dos casos. Abaixo estão listadas algumas práticas recomendadas para o produtor rural com a finalidade de minimizar os danos causados pelos nematoides.

Evitar introdução: utilização de mudas sadias

Um dos principais meios de introdução de fitonematoides em áreas de cultivo é através de mudas contaminadas. Dessa forma, o uso de mudas certificadas é crucial para evitar a introdução e disseminação, conforme destacado no manuscrito publicado pelo Professor Dr. Ailton Rocha Monteiro (ESALQ-USP), em 1981: “*Não se deve plantar nematoides*”. Pela clareza de tal publicação e pelos ensinamentos nela contidos, deveria constituir leitura obrigatória a todos os fitossanitaristas.

Cabe ressaltar que, as espécies de nematoides capazes de causar danos significativos às culturas das brássicas não são transmitidas por sementes, mas podem entrar numa área de cultivo por meio do transplante de mudas contaminadas. Quando o produtor adquire mudas de viveiros, é importante realizar a análise nematológica e inspeção visual nas raízes antes de levá-las ao campo. Para aqueles que produzem a própria muda, é importante se atentar ao substrato e a bandeja. Muitos produtores preparam seus próprios substratos com misturas de solo e material orgânico. Se o controle de qualidade dos elementos

da mistura não for adequado, o substrato poderá veicular patógenos, incluindo o nematoide, que contaminarão as mudas e conseqüentemente a área de cultivo. É altamente desejável que o produtor adquira substratos industrializados e de marcas confiáveis, pois há garantia de qualidade e isenção de patógenos.

As bandejas são também importantes meios de veiculação de patógenos. Muitos viveiros e produtores ainda utilizam as bandejas de isopor. Elas são leves, baratas, isolantes térmicos que garantem a temperatura do substrato adequada às raízes, e permitem sucessivas reutilizações. A desvantagem é que com o passar do tempo, ocorre a formação de fissuras que acumulam restos de substratos e raízes, podendo abrigar patógenos, como os nematoides. A desinfestação fica comprometida e propágulos patogênicos podem permanecer viáveis mesmo com rigorosos processos de limpeza. Em função disso, as bandejas plásticas retornáveis têm ganhado espaço em muitos viveiros. Elas são mais pesadas, o que dificulta o manuseio e o transporte, mas têm maior durabilidade e facilidade de limpeza e descontaminação. Por serem lisas e menos propensas a fissuras, o processo de higienização é mais seguro, fácil e rápido.

Uma nova opção que vem ganhando cada vez mais adeptos são as bandejas descartáveis. Por serem de uso único não propagam fitopatógenos e são mais seguras para o viveirista e o produtor. Apesar de ainda serem mais caras, parte do custo pode ser compensado com a eliminação dos processos de desinfestação. Muitos viveiros recolhem as bandejas usadas e encaminham para programas de reciclagem, reduzindo o resíduo gerado. Com a popularização de uso, tendem a se tornar viáveis para pequenos, médios e grandes viveiristas.

Cabe ressaltar que não são somente mudas de plantas cultivadas que transportam patógenos para à área de cultivo. Muitas vezes a introdução é realizada por meio de mudas de plantas ornamentais, de temperos ou condimentos. Pequenos volumes de plantas que são recebidas como presentes, adquiridas em feiras ou coletadas em beiras de estradas podem trazer em suas raízes espécies de nematoides parasitos de plantas. O plantio delas deve ser evitado nas cercanias da área de cultivo.

Evitar introdução: desinfestação de máquinas e implementos

As máquinas e implementos agrícolas são importantes agentes dispersores de nematoides. Solos e restos de culturas ficam aderidos aos pneus e demais partes do maquinário e podem carregar patógenos. Pequenos agricultores, sem acesso a equipamentos próprios, utilizam os disponibilizados por prefeituras e cooperativas. Essas máquinas transitam por muitas propriedades podendo carregar agentes fitopatogênicos. A limpeza e desinfestação de implementos e máquinas deve ser uma rotina para o produtor rural. O maquiná-

rio deve ser limpo com água, sob pressão, para retirada de resíduo de solo e matéria orgânica. Logo em seguida, deve-se aplicar um produto sanitizante para desinfestar máquinas e equipamentos. Os mais utilizados são o cloro, a amônia quaternária e o ácido peracético. O cloro é um excelente desinfestante, mas é necessária uma rápida secagem para evaporação completa do produto, pois pode enferrujar partes ferrosas. O operador deve sempre fazer uso de Equipamento de Proteção Individual (EPI) durante todo processo de desinfestação, para evitar intoxicações.

Para cultivo dentro de estufa, é desejável a colocação de caixas de passagem de pedestre contendo produtos à base de amônia quaternária ou cal para evitar que partículas contaminadas de solo presas aos calçados sejam conduzidas para a área de cultivo.

Evitar introdução: higiene do operador

Podem parecer óbvio, mas muitas vezes a higiene de mãos, pés e roupas são negligenciadas. Patógenos podem entrar nas estufas ou canteiros de cultivo por meio da terra aderida às vestimentas ou a partes do corpo, e se espalhar com os tratamentos culturais. É importante uma boa higiene principalmente após entrar em áreas contaminadas.

Evitar introdução: água

A água pode ser um importante veículo para introdução de nematoides em áreas de cultivo. Deve-se evitar a coleta de água diretamente de rios, principalmente em regiões com extensos cultivos. Enxurradas podem carregar partículas de solo contaminadas para dentro da água que será captada mais a jusante, infestando novas áreas. Se não houver outra fonte, como poços artesianos, por exemplo, o ideal é que a água seja tratada após a coleta antes de sua utilização na irrigação. Cloro é o produto mais barato e utilizado para esta finalidade. Num primeiro momento pode parecer custoso fazer o transbordo da água para tratamento, mas a introdução de patógenos na área de cultivo elevam os custos, que se tornam muitas vezes maiores do que os gastos com prevenção.

Cultivares resistentes

O uso de cultivar resistente é prática altamente desejável como parte do manejo integrado de doenças e pragas. No caso das brássicas, há cultivares comerciais consideradas como resistentes às espécies do gênero *Meloidogyne*. Por exemplo, cultivares de brócolis foram relatadas como resistentes às espécies de *Meloidogyne*.

Com base em informações disponíveis na literatura nematológica nacional, foi preparada a Tabela 1, onde estão listadas algumas brássicas que apresentaram resistência aos nematoides das galhas.

Rotação de cultura com plantas antagonistas

É um 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. A rotação de cultivo, além de melhorar a fertilidade do solo e favorecer a sua estruturação, pode colaborar na redução das populações de nematoides. No entanto, esses parasitas possuem uma grande gama de hospedeiros, tornando árdua a tarefa de encontrar plantas capazes de ajudar no controle.

Infelizmente, são poucas as opções de plantas cultivadas de interesse comercial eficazes no combate ao nematoide, já que são potencialmente hospedeiras. No entanto, cultivares de pimentas e pimentões, em geral, são resistentes a *M. javanica*. Para áreas infestadas com *M. incognita* ou com infestação conjunta de *M. javanica* e *M. incognita*, o amendoim e as braquiárias (*Brachiaria brizantha* e *B. decumbens*) são indicados. Para *M. enterolobii*, algumas cultivares de brássicas (Tabela 1) e milho comportam-se como resistentes.

Ademais, o cravo-de-defunto ou tagetes (*Tagetes* spp.) é uma opção para rotação de cultivo. Estas plantas liberaram, através das raízes, compostos nematocidas como o alfa-terthienil e seus derivados que geram uma ação supressiva aos fitonematoides. A mucuna (*Mucuna* spp.) também possui compostos biocidas capazes de controlar os nematoides. Espécies de crotalaria, especialmente *Crotalaria spectabilis*, *C. breviflora* e *C. ochroleuca* tem excelente ação nematocida. Essas espécies possuem compostos alelopáticos que interferem na movimentação e reprodução dos nematoides.

Tabela 1: Cultivares de brássicas com resistência aos nematoides das galhas (*Meloidogyne* spp.).

Cultivar	Espécie	Referência
couve-de-bruxelas	<i>M. enterolobii</i> e <i>M. javanica</i>	Rosa et al. (2013), Rosa et al. (2015)
couve ‘Manteiga’	<i>M. javanica</i> , <i>M. incognita</i> raça 3, <i>M. arenaria</i> raça 2 e <i>M. hapla</i>	Carneiro et al. (2000)
couve ‘Tronchuda-Portuguesa’	<i>M. enterolobii</i> e <i>M. javanica</i>	Rosa et al. (2013), Rosa et al. (2015)
couve ‘Brócolo Ramoso Brasília’	<i>M. enterolobii</i> e <i>M. javanica</i>	Rosa et al. (2013), Rosa et al. (2015)

Cultivar	Espécie	Referência
couve ‘Brócolo Ramoso Santana’	<i>M. enterolobii</i>	Rosa <i>et al.</i> (2015)
couve-flor ‘Teresópolis Gigante’	<i>M. incognita</i> raça 3 e <i>M. enterolobii</i>	Carneiro <i>et al.</i> (2000), Rosa <i>et al.</i> (2015)
couve-flor ‘Piracicaba precoce’	<i>M. enterolobii</i>	Rosa <i>et al.</i> (2015)
couve-flor ‘Bola de Neve’	<i>M. incognita</i> raça 3	Carneiro <i>et al.</i> (2000)
repolho ‘Coração de Boi’	<i>M. enterolobii</i>	Rosa <i>et al.</i> (2015)
repolho ‘Chato’	<i>M. incognita</i>	Dias-Arieira <i>et al.</i> (2012)
repolho ‘Chato de Quintal’	<i>M. enterolobii</i>	Rosa <i>et al.</i> (2015)
repolho ‘Premium’	<i>M. enterolobii</i>	Rodriguez <i>et al.</i> (2007)
brócolis ‘de Cabeça’	<i>M. enterolobii</i>	Rosa <i>et al.</i> (2015)
brocolis ‘Romanesco’	<i>M. incognita</i> e <i>M. javanica</i>	Dias-Arieira <i>et al.</i> (2012)
brocolis ‘Ramoso Piracicaba de Verão’	<i>M. incognita</i> e <i>M. enterolobii</i>	Dias-Arieira <i>et al.</i> (2012), Rosa <i>et al.</i> (2015)

Formam verdadeiras armadilhas, impedindo que o nematoide complete seu ciclo de vida, reduzindo significativamente sua população. Devem ser cultivadas até a formação das flores, quando podem ser incorporadas e usadas como adubo verde. A formação de vagens e a dispersão de sementes podem tornar estas espécies invasoras. Vale ressaltar que algumas plantas de adubo verde se comportam como hospedeiras ou não dependendo da espécie de *Meloidogyne*, com isso, ao se escolher uma planta deve-se levar em conta a espécie de *Meloidogyne* para que não ocorra o efeito contrário ao desejado. A mostarda também é outra planta estudada para controle dos nematoides com resultados eficazes. Em tomateiros, o óleo de mostarda possibilitou uma redução de 99,9% o número de galhas e de ovos de *M. javanica*.

Para o controle das espécies de *Pratylenchus*, as opções de rotação são menores. Nesse caso, indica-se o plantio das crotalárias acima citadas e os cravos-de-defunto, principalmente *T. patula* e *T. erecta*, pois apresentam efeito antagônico a espécies de *Pratylenchus*. Em áreas isentas de *Meloidogyne* spp., a cenoura pode ser utilizada como cultura de rotação para o controle de *P. brachyurus*.

Alqueive

A técnica consiste em deixar o solo limpo, sem planta alguma, durante meses. A retirada da vegetação e a manutenção do alqueive podem ser realizadas com capina manual ou química com o uso de herbicidas. Com a falta de planta hospedeira (alimento), grande parte da população de nematoide morrerá por inanição. Ao voltar o cultivo, o produtor deve adicionar compostos

orgânicos e/ou fazer antes uma adubação verde para repovoar o solo com micro-organismos benéficos que foram perdidos durante o alqueive. Produtores que conseguem fazer essa prática relatam bons resultados no controle, porém o maior inconveniente é manter sem cultivo uma área produtiva.

Muitos produtores de brássicas possuem pequenas áreas onde o plantio é de forma intensiva e, infelizmente, não podem abdicar da área por 6 a 8 meses. Em função disso, a adoção do alqueive é preterida pelos produtores como forma de manejo desse patógeno. Outra limitação dessa técnica é a impossibilidade de uso em terrenos com topografia muito inclinada. A falta de vegetação pode causar erosões com perdas significativas de solo e assoreamento de cursos d'água.

Controle químico

Os nematicidas químicos são eficientes na redução dos níveis populacionais quando utilizados em pré-plantio. Há várias formulações disponíveis no mercado, mas nenhuma delas registrada para brássicas. Além da falta de registro, o uso desses produtos é desaconselhado para culturas de ciclo curto, uma vez que pode ser detectado resíduo desses compostos químicos nas folhas no momento do consumo.

Controle biológico

O controle biológico consiste em adicionar ao solo micro-organismos capazes de predação, parasitar ou inibir o crescimento de agentes patogênicos. Existem produtos classificados como bionematicidas ou biodefensivos com formulações à base de bactérias e fungos que atuam no controle de nematoides, podendo destacar os fungos *Purpureocillium lilacinum*, *Pochonia chlamydosporia*, *Trichoderma* spp., e as bactérias *Bacillus amyloliquefaciens*, *B. subtilis* e *Pasteuria penetrans*. Os principais agentes biológicos utilizados no controle de nematoides são os fungos. Esses micro-organismos podem atuar em todas as fases de vida dos nematoides, desde os ovos até os adultos, dependendo do agente a ser utilizado. Destaca-se a ação dos fungos predadores, *Arthrobotrys oligospora* e *A. musiformis* que, na presença dos nematoides, liberam hifas armadilhas que os prendem e se alimentam do conteúdo interno, matando-os; e os fungos oportunistas, *Purpureocillium lilacinum* (conhecido anteriormente como *Paecilomyces lilacinus*) e *Pochonia chlamydosporia* que atuam parasitando os ovos de nematoides, destruindo o embrião e na colonização e morte das fêmeas adultas.

O fungo *Trichoderma* é utilizado há anos no controle de patógenos de solo, sendo a espécie *T. harzianum* eficiente no combate a nematoides. Além

da ação de parasitismo e da antibiose, o *Trichoderma* tem uma capacidade de crescer rapidamente, ocupando o solo e competindo por espaço, dificultando o acesso do nematoide ao seu alimento.

Várias espécies e cepas da rizobacteria *Bacillus* têm sido utilizadas com sucesso no controle de fitonematoides. Elas liberam toxinas que agem na oviposição e na eclosão de juvenis, interferindo no ciclo vital dos nematoides. Alguns compostos secretados pelos *Bacillus* fixam nas raízes das plantas formando um filme protetor que dificulta a aderência dos juvenis. Além de atuar sobre o patógeno alguns compostos liberados pelos *Bacillus* são promotores de crescimento e atuam na síntese de fitormônios permitindo que a planta tenha uma melhor resposta ao ataque dos patógenos.

Nos últimos anos, muitas empresas têm lançado produtos à base de agentes biológicos para combate as nematoses. Na Tabela 2 encontra-se uma lista com vários produtos comerciais à base de micro-organismos para controle de nematoides em hortaliças.

Tabela 2: Lista de produtos biológicos comerciais registrados para controle de nematoides.

Nome comercial	Fabricante	Composição	Alvo
Furatrop	Biotrop	<i>Bacillus subtilis</i>	<i>Meloidogyne javanica</i>
Nemacontrol	Simbiose	<i>Bacillus amyloliquefaciens</i>	<i>Pratylenchus brachyurus</i>
Nemat	Ballagro	<i>Purpureocillium</i>	<i>Meloidogyn incognita</i> <i>Meloidogyne javanica</i> <i>Pratylenchus brachyurus</i>
Onix OG	Laboratório de Biocontrole Farropilha	<i>Bacillus methylotrophicus</i>	<i>Meloidogyne javanica</i> <i>Pratylenchus brachyurus</i>
Presence	FMC	<i>Bacillus subtilis</i> <i>Bacillus licheniformis</i>	<i>Meloidogyne incognita</i> <i>Pratylenchus brachyurus</i>

Nome comercial	Fabricante	Composição	Alvo
Quartzo	FMC	<i>Bacillus subtilis</i> <i>Bacillus licheniformis</i>	<i>Meloidogyne exigua</i> <i>Meloidogyne graminicola</i> <i>Meloidogyne incognita</i> <i>Meloidogyne javanica</i> <i>Pratylenchus brachyurus</i> <i>Pratylenchus zeae</i> <i>Radopholus similis</i>
Rizos OG	Laboratório de Biocontrole Faropilha	<i>Bacillus subtilis</i>	<i>Meloidogyne javanica</i> <i>Pratylenchus brachyurus</i>
Rizotec	Stoller do Brasil	<i>Pochonia chlamydosporia</i>	<i>Meloidogyne javanica</i>
Trichodermil	Koppert	<i>Trichoderma harziannum</i>	Nematoídes

A eficiência de agentes biológicos no controle de nematoídes depende de fatores ainda em estudo, principalmente forma de aplicação, bem como da conscientização e aceitação pelos produtores. Apesar da aplicação sistemática de micro-organismos contribuir com o manejo integrado de nematoídes, é altamente desejável que o produtor adote boas práticas de cultivo para a perpetuação desses agentes benéficos no solo. Adição de matéria orgânica de boa qualidade melhora a estruturação do solo e contribui para o estabelecimento e multiplicação dos agentes de controle biológico. Sob condições adequadas de solo, o produtor necessitará de poucas aplicações para atingir a supressividade desejada.

Solarização

É um processo que utiliza lonas plásticas transparentes cobrindo o solo, canteiros ou substratos, que ficam expostos à insolação direta, cujo aquecimento e acúmulo do calor provocam a morte dos fitonematoídes, outros fitopatógenos, insetos e muitas plantas invasoras. Nesse método deve-se preparar bem o solo, deixando-o isento de restos vegetais e outros detritos que possam perfurar ou danificar o plástico para que não haja evasão de calor. É desejável que o solo esteja úmido, mas não encharcado. A cobertura plástica deve permanecer no mínimo de 4 a 6 semanas, preferencialmente no verão, por ser o período de maior insolação e calor. O plástico deverá ser removido somente no momento do plantio, evitando-se ao máximo o revolvimento do solo e a inversão da camada desinfestada.

O uso de solarização associado à biofumigação com resíduos de brássicas produz resultados eficazes contra patógenos de solo, incluindo os nematoides. Nesta técnica, o produtor deve preparar o solo e incorporar resíduos picados de plantas da família das brássicas, umedecer e cobrir com plástico transparente. A adição de produtos à base de *Bacillus* acelera a decomposição dos restos vegetais e a liberação de produtos tóxicos com comprovado efeito nematicida, como os compostos sulfurados e glucosinolatos. O período de tratamento varia de acordo com a intensidade solar da região. Em áreas ou época do ano com alta incidência solar e com adição de *Bacillus*, quarenta e cinco dias é um tempo adequado para um bom tratamento do solo.

4. Coleta e envio de amostras para análise nematológica

Nem sempre é possível reconhecer e diagnosticar a presença de fitonematoides exclusivamente pela observação dos sintomas. Para tanto, é imprescindível a realização de análise laboratorial. A coleta de amostra e a escolha de um bom laboratório são fundamentais para o manejo da área.

Considerando que os principais nematoides parasitam órgãos vegetais subterrâneos (principalmente as raízes) o bom senso prevalece na coleta e envio de amostras nematológicas. Para culturas anuais, pelo menos 10 subamostras por hectare devem ser coletadas, totalizando uma amostra composta de aproximadamente 0,5 a 1,0 kg de solo (com a umidade natural) e 50 g de raízes. Preferencialmente as raízes devem ser encaminhadas envolvidas na mistura de solo para não ressecar. 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.

5. Literatura consultada

BRITO, J.A.; STANLEY, J.D.; MENDES, M.L.; CETINTAS, R.; DICKSON, D.W. Host status of selected cultivated plants to *Meloidogyne mayaguensis* in Florida. **Nematropica**, Florida, v.37, n.1, p.65-71, 2007.

CARNEIRO, R.M.D.G.; RANDING, O.; ALMEIDA, M.R.A.; CAMPOS, A.D. Resistance of vegetable crops to *Meloidogyne* spp.: suggestion for a crop rotation system. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.24, n.1, p.49-54, 2000.

CHITWOOD, D.J. Research on plant-parasitic nematode biology conducted by the United States Department of Agriculture – Agricultural Research Service. **Pest Management Science**, West Sussex, v.59, n.6-7, p.748-753, 2003.

CURTO, G.; DALLAVALLE, E.; LAZZERI, L. Life cycle duration of *Meloidogyne incognita* and host status of Brassicaceae and Capparidaceae selected for glucosinolate content. **Nematology**, Leiden, v.7, n.2, p.203-212, 2005.

DIAS-ARIEIRA, C.R.; CUNHA, T.P.L.; CHIAMOLERA, F.M.; PUERARI, H.H.; BIELA, F.; SANTANA, S.M. Reaction of vegetables and aromatic plants to *Meloidogyne javanica* and *M. incognita*. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.30, n.2, p.322-326, 2012.

FERNANDES, R.H.; VIEIRA, B.S.; FUGA, C.A.G.; LOPES, E.A. *Pochonia chlamydosporia* e *Bacillus subtilis* no controle de *Meloidogyne incognita* e *M. javanica* em mudas de tomateiro. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v.30, n.1, p.194-200, 2014.

JORGE, M.H.S.; CASTRO E MELO, R.A.; HABER, L.L.; REYES, C.P.; COSTA, E.; BORGES, S.R.S. **Recomendações técnicas para utilização de bandejas multicelulares na produção de mudas de hortaliças**. Brasília: Embrapa Hortaliça, 2019. (Documento, 164). Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/199065/1/DOC-164-FINAL.pdf>> Acesso em: 5 abr. 2021.

KHAN, A.A.; KHAN, M.W. Reaction of cauliflower cultivars to *Meloidogyne javanica* races of *Meloidogyne incognita*. **Nematopica**, Florida, v.21, n.2, p.161-166, 1991.

KOENNING, S.R.; OVERSTREET, C.; NOLING, J.W.; DONALD, P.A.; BECKER, J.O.; FORTNUM, B.A. Survey of crop losses in response to phytoparasitic nematodes in the United States for 1994. **Journal of Nematology**, Warsaw, v.31, n.4S, p. 587-618, 1999.

LAZZERI, L.; CURTO, G.; DALLAVALLE, E.; D'AVINO, L.; MALAGUTI, L.; SANTI, R.; PATALANO, G. Nematicidal efficacy of biofumigation by defatted Brassicaceae meal for control of *Meloidogyne incognita* (Kofoid et White) Chitw. on a full field zucchini crop. **Journal of Sustainable Agriculture**, London, v.33, n.3, p.349- 358, 2009.

LEMES, C.F.C.; MAZZETTI, V.C.G.; BERGHANN, S.C.T.; BENEDEETI, N.B.; DEUNER, C.C.; BASSO, S.M.S. Atividade nematocida de extratos de *Avena* spp. sobre a eclosão in vitro de juvenis de *Meloidogyne javanica*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.44, suplemento, 2018.

LOPES, E.A.; FERRAZ, S. Importância dos fitonematoides na agricultura. In: OLIVEIRA, C.M.G.; SANTOS, M.A.; CASTRO, L.H.S. (org.). **Diagnose de fitonematoides**. Campinas, Millennium, 2016. v.1, p.14.

MAYTON, H.S.; OLIVIER, C.; VAUGHN, S.F.; LORIA, R. Correlation of fungicidal activity of Brassica species with allyl isotiocianato production in macerated leaf tissue. **Phytopathology**, Saint Paul, v.86, n.3, p.267-271, 1996.

MAZZOLA, M.; BROWN, J.; ZHAO, X.; IZZO, A.D.; FAZIO, G. Interaction of brassicaceous seed meal and apple rootstock on recovery of *Pythium* spp. and *Pratylenchus penetrans* from roots grown in replant soils. **Plant Disease**, Saint Paul, v.93, p.51-57, 2009.

MAZZOLA, M.; BROWN, J.; IZZO, A.D.; COHEN, M. Mechanism of action and efficacy of seed meal-induced pathogen suppression differ in a Brassicaceae species and time-dependent manner. **Phytopathology**, Saint Paul, v.97, p.454-460, 2007.

MCSORLEY, R.; FREDERICK, J. J. Responses of some common crucifera to root-knot nematode. **Journal of Nematology**, Warsaw, v.27, n.4S, p.550-554, 1995.

MELAKEBERHAN, H.; XU, A.; KRAVCHENKO, A.; MENNAN, S.; RIGA, E. Potential use of arugula (*Eruca sativa* L.) as a trap crop for *Meloidogyne hapla*. **Nematology**, Leiden, v.8, n.5, p.793-799, 2006.

MILLER, P.M. Reproduction, penetration, and pathogenicity of *Pratylenchus penetrans* on tobacco, vegetables, and cover crops. **Phytopathology**, Saint. Paul, v.68, p.1502-1504, 1978.

MONTEIRO, A.R. Não se deve “plantar” nematoides. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.5, p.13-20, 1981.

NEVES, W.S.; FREITAS, L.G.; COUTINHO, M.M.; GIARETTA-DALLEMOLE, R.; FABRY, C.F.S.; DHINGRA, O.D.; FERRAZ, S. Atividade nematocida de extratos botânicos de pimenta malagueta (*Capsicum frutescens*), mostarda (*Brassica campestris*) e alho (*Allium sativum*) sobre o nematoide das galhas, *Meloidogyne javanica*, em casa de vegetação. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.35, n.4, p.255-261, 2009.

NEVES, W.S.; FREITAS, L.G.; COUTINHO, M.M.; PARREIRA, D.F.; FERRAZ, S.; COSTA, M.D. Biofumigação do solo com espécies de brássicas para o controle de *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.31, n.3, p.195-201, 2007.

OLTHOLF, T.H.A.; POTTER, J. W. The relationship between population densities of *Pratylenchus penetrans* and crop losses in summer-maturing vegetables in Ontário. **Phytopathology**, Saint Paul, v.63, n.5, p.577-582, 1973.

PATTISON, A.B; VERSTEEG, C; AKIEW, S; KIRKEGAARD, J. Resistance of Brassicaceae plants to root-knot nematode (*Meloidogyne* spp.) in northern Australia. **International Journal of Pest Management**, London, v.52, n.1, p.53-62, 2006.

PINHEIRO, J.B.; PEREIRA, R.B.; CARVALHO, A.D.F.; RODRIGUES, C.S.; SUINAGA, F.A. **Manejo de nematoides na cultura da alface**. Brasília: Embrapa, 2013. (Circular Técnica, 124.).

PINHEIRO, J.B.; AMARO, G.B. **Ocorrência e controle de nematoides nas principais espécies cultivadas de cucurbitáceas**. Brasília: Embrapa, 2010. (Circular Técnica,88).

PONTE, J.J.; FERNANDES, E.R.; SILVA, A.T. Plantas hospedeiras de *Meloidogyne* no Estado do Rio Grande do Norte (Brasil). **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.2, p.67-70, 1977.

POVEDA, J.; ZABALGOGEAZCOA, I., SOENGAS, P.; RODRÍGUEZ, V.M.; CARTEA, M.E.; ABILLEIRA, R.A.; VELASCO, P. *Brassica oleracea* var. *acephala* (kale) improvement by biological activity of root endophytic fungi. **Scientific Reports**, London, v.10, n.1, 20224, 2020.

RAHMAN, L.; SOMERS, T. Suppression of root knot nematode (*Meloidogyne javanica*) after incorporation of Indian mustard cv. Nemfix as green manure and seed meal in vineyards. **Australasian Plant Pathology**, Victoria, v.34, p.77-83, 2005.

REIS, A. **Hérnia das crucíferas**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2009. (Comunicado Técnico, 72.).

RODRIGUEZ, M.G.; SANCHEZ, L.; ROWE, J. Host status of agriculturally important plant families to the root-knot nematode *Meloidogyne mayaguensis*. **Nematropica**, Florida, v.33, n.2, p.125-130, 2003.

ROSA, J.M.O.; WESTERICH, J.N.; WILCKEN, S.R.S. Reprodução de *Meloidogyne javanica* em olerícolas e em plantas utilizadas na adubação verde. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v.38, n.2, p.133-141, 2013a.

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

ROSA, J.M.O.; WESTERICH, J.N.; WILCKEN, S.R.S. Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas e plantas utilizadas na adubação verde. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v.46, n.4, p.826-835, 2015.

ROSSI, C.E.; MONTALDI, P.T. Nematóide de galha em rabanete: suscetibilidade de cultivares e patogenicidade. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.22, n.1, p.72-75, 2004.

SASANELLI, N.; VOVLAS, N. Pathogenicity and host-parasite relationships of *Heterodera cruciferae* in cabbage. **Plant Disease**, Saint Paul, v.97, n.3, p.333-338, 2013.

SASSER, J.N.; FRECKMAN, D.W. A world perspective on nematology, the role of the society. In: VEECH, J.A.; DICKSON, D. (ed.). **Vistas on Nematology**. Hyattsville: Society of Nematologists, 1987. v.7, p.14.

SIKORA R.A.; FERNÁNDEZ, E. Nematode Parasites of Vegetables. In: LUC, M.; SIKORA, R. A.; BRIDGE, J. (ed). **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. Cambridge: CABI Publishing, 2005. v.2, p.319-392.

SILVEIRA, S.G.P.; CURTI, S.M.; STEFANINI, P.C. Nematóides de plantas detectados pela Seção de Nematologia do Instituto Biológico de São Paulo, Brasil. **O Biológico**, São Paulo, v.52, p.91-104, 1986.

WACEKE, J.W. Plant parasitic nematodes associated with cabbages in Kenya. **African Crop Science Conference Proceedings**, El-Minia, v.8, p.1071-1074, 2007.

WALKER, G.E. Effects of Brassica residues and other organic amendments on abundance and sex ratio of *Tylenchulus semipenetrans* in soil. **Australian Journal of Experimental Agriculture**, East Melbourne, v.37, n.6, p.693-700, 1997.

YU, Q.; TSAO, R.; CHIBA, M.; POTTER, J. Elucidation of the nematicidal activity of bran and seed meal of oriental mustard (*Brassica juncea*) under controlled conditions. **Journal of Food, Agriculture & Environment**, Helsinki, v.5, n.3-4, p.374-379, 2007.

MANEJO DAS PLANTAS DANINHAS EM CULTIVOS DE BRÁSSICAS (OLERICOLAS)

Flávio Martins Garcia Blanco

Dr. Flávio Martins Garcia Blanco

Pesquisador Científico do Instituto Biológico (IB), Centro Avançado de Pesquisa em Proteção de Plantas e Saúde Animal (CAPSA), Laboratório de Ciência das Plantas Daninhas (LPD).
ORCID 0009-0007-8503-7580

e-mail: flavio.blanco@sp.gov.br



1. Introdução

Na implantação de um agroecossistema há significativas transformações nos subsistemas geomórfico, edáfico, biológico e climático tornando-o mais simples em comparação com outros ecossistemas mais complexos. Uma das consequências desta transformação é a observação de modificações das inter-relações nos subsistemas que, por consequência, acarreta na diminuição drástica da capacidade de auto regulação, tornando-o mais instável e susceptível, tendo como resultado o aumento exagerado de espécies e de populações de determinados insetos, micro-organismos, nematoides e plantas silvestres. Essa convivência com populações de organismos indesejados em áreas de produção agrícola, para os interesses do homem, é denominada de “praga agrícola”, especialmente quando se refere às plantas silvestres. Estas, diferentemente de outras pragas agrícolas, têm por característica principal estarem sempre presentes nos agroecossistemas causando danos diretos (competição, alelopatia etc.) ou indiretos (reservatório de fitopatógenos, atrativas para insetos-praga etc.) que ocasionarão a diminuição drástica na produção das culturas por serem de difícil controle. De forma antropocêntrica as plantas não cultivadas presentes em áreas de produção agrícola são denominadas de daninhas “uma planta crescendo fora do lugar”.

Dentre as diversas espécies de plantas cultivadas de interesse econômico, prejudicadas por vegetarem junto às plantas daninhas, destacam-se as pertencentes à família Brassicaceae, comumente denominadas como brássicas e que engloba inúmeras espécies alimentícias e condimentares, sendo caracterizada principalmente por uma grande diversidade de espécies do segmento das plantas olerícolas, objeto deste capítulo. As brássicas olerícolas são valorizadas devido a possibilidade do consumo direto de suas folhas destacando o agrião-d’água (*Nasturtium officinale*), couve (*Brassica oleracea* L. var. *acephala*), couve-chinesa (*Brassica pekinensis*), rúcula (*Eruca sativa*); raízes: nabo (*Brassica rapa*), rabanete (*Raphanus sativus*), couve-rabano (*Brassica oleracea* L. var. *gongylodes*); gemas: couve-de-bruxelas (*Brassica oleracea* L. var. *gemmifera*); flores: couve-flor (*Brassica oleracea* L. var. *botrytis*), e couve-brócolis (*Brassica oleracea* var. *italica*); além de oleaginosas como a couza¹ (*Brassica napus*) e condimentares como a mostarda-castanha (*Brassica juncea*). Estas duas últimas não abordadas neste capítulo.

Com relação às brássicas pertencentes ao segmento das olerícolas, elas possuem sementes de tamanho reduzido e com baixas reservas de energia e nutricional, fato que dificulta a germinação e o rápido desenvolvimento das plântulas. Desta forma, é recomendada a instalação da cultura por meio do transplante

¹ *Brassica napus* geneticamente melhorada (método convencional), para produção de óleo de canola.

de mudas produzidas em telados ao invés da semeadura direta no solo (canteiros). Mesmo assim, o desenvolvimento inicial das plântulas transplantadas é lento fato que, conseqüentemente, expõe a cultura a interferências negativas como a competição com várias espécies de plantas daninhas. Essa competição ocorre principalmente em áreas de cultivo que adotam um maior espaçamento entre plantas, o que acarreta no não sombreamento do solo pela projeção do dossel da cultura, potencializando assim o estabelecimento das plantas daninhas.

2. Principais plantas daninhas em cultivos de brássicas

De forma geral², as principais espécies de plantas daninhas relacionadas em outros segmentos das olerícolas também infestam as áreas de produção de brássicas. As plantas daninhas recorrentes nas áreas de cultivo intensivo englobam as monocotiledôneas (folhas estreitas³) e eudicotilidôneas (folhas largas⁴) pertencentes às famílias Amaranthaceae, Asteraceae, Brassicaceae, Commelinaceae, Cyperaceae, Fabaceae, Malvaceae, Poaceae e Solanaceae. As espécies de monocotiledôneas mais importantes do ponto de vista de manejo e controle são: *Echinochloa* sp. (capim-arroz), *Brachiaria decumbens* (capim-braquiaria), capim-carrapicho (*Cenchrus echinatus*), *Digitaria sanguinalis* e *D. horizontalis* (capim-colchão), *Brachiaria plantaginea* (capim-marmelada), *Eleusine indica* (capim-pé-de-galinha), *Cynodon dactylon* (grama-seda) e *Cyperus rotundus* (tiririca). Por sua vez, as eudicotiledôneas infestantes de áreas de cultivo de brássicas pertencem às espécies *Portulaca oleraceae* (beldroega), *Siegesbeckia orientalis* (botão-de-ouro), *Amaranthus* sp. (caruru), *Eleusine indica* (falsa-serralha), *Senna obtusifolia* (fedegoso), *Sida* sp. (guanxuma), *Parthenium hysterophorus* (losna-branca), *Gamochaeta coarctata* (macela), *Solanum americanum* (maria-pretinha), *Coronopus didymus* (mastruço), *Ageratum conyzoides* (mentrasto), *Lepidium virginicum* (mentruz), *Rhaphanus* sp. (nabiça), *Galinsoga parviflora* (picão-branco), *Bidens pilosa* (picão-preto), *Richardia bransiliensis* (poáia-branca), *Sonchus oleraceus* (serralha), *Commelina benghalensis* (trapoeraba) e *Murdania nudiflora* (trapoerabinha).

² Levantamento baseada em relatórios deste a década 70 do século passado de pesquisa do laboratório da Ciência da Plantas Daninhas – antiga seção de Herbicidas –, em que se quantificou e qualificou as espécies de plantas daninhas nos ensaios envolvendo culturas olerícolas.

³ Nervação vascular dos vasos presentes no parênquima lacunoso são paralelos ao eixo longitudinal do limbo foliar.

⁴ Nervação vascular dos vasos presentes no parênquima lacunoso são ramificados apresentando nervuras secundárias em diversos sentidos (reticulada), de forma sistemática ao eixo longitudinal do limbo foliar.



Figura 1: Plantas de trapoeraba (*Commelina benghalensis*), espécie daninha de difícil controle porque há formação de flores e semente nas raízes (em destaque). Foto: F. M. G. Blanco.



Figura 2: Plantas daninhas possuem elevada capacidade de formar biomassa. Exemplo, canteiro em estufa antes e após cinquenta dias a sementeira de corda-de-viola (*Merremia cissoides*). Foto F. M. G. Blanco.



Figura 3: Tiririca (*Cyperus rotundus*), considerada mundialmente a planta daninha mais importante em áreas de cultivo de brássicas.



Figura 4: Buva (*Conyza bonariensis*), biótipo resistente ao herbicida glifosate.



Figura 5: Depois do revolvimento do solo e após as chuvas, há grande número de germinações de plantas daninhas, pois suas sementes apresentam dormência.

3. Controle

Didaticamente, o controle das plantas daninhas pode ser aplicado utilizando métodos preventivos, culturais, capinas, controle biológico e químicos, sendo no último caso, com a aplicação de agrotóxicos⁵ da classe dos herbicidas. Todos os métodos de controle devem compor um todo, cuja denominação correta mais adequada nesse caso é a viabilização do manejo integrado das plantas daninhas.

⁵ Decreto federal 4.074, de 4 de Janeiro de 2002, regulamentou a lei federal nº 7.802, de 11 de julho de 1989, IV, defini agrotóxicos e afins – “produtos e agentes de processos físicos, químicos ou biológicos, destinados ao uso nos setores de produção, no armazenamento e beneficiamento de produtos agrícolas, nas pastagens, na proteção de florestas, nativas ou plantadas, e de outros ecossistemas e de ambientes urbanos, hídricos e industriais, cuja finalidade seja alterar a composição da flora ou da fauna, a fim de preservá-las da ação danosa de seres vivos considerados nocivos, bem como as substâncias e produtos empregados como desfolhantes, dessecantes, estimuladores e inibidores de crescimento” –, são classificados como: inseticidas, fungicidas, herbicidas, nematocidas, acaricidas, bactericidas, raticidas e moluscocidas.

Métodos Preventivos

O objetivo da adoção destes métodos é elaborar decisões e ações que impeçam a introdução de novas comunidades florísticas nas áreas destinadas ao plantio. Geralmente, as espécies daninhas são introduzidas per meio do trânsito de maquinários e trabalhadores que executam os tratos culturais desde da introdução e estabelecimento da cultura, semeio ou transplante de mudas até a colheita. Desta forma, as sementes ou mudas, obrigatoriamente devem ser obtidas de empresas e órgãos oficiais que emitam laudos de certificação ou fiscalização que atestem a procedência e qualidade fitossanitária, incluindo a inexistência de contaminação por propágulos exóticos.

Desde a implantação e durante o desenvolvimento da cultura de brásicas olerícolas dois insumos são frequentemente utilizados: (i) esterco, que deve ser bem curtido e (ii) coberturas mortas denominadas de *mulch* ou *mulching* (“*mulch*” se refere a matéria orgânica, como folhas ou aparas de relva, aplicada nos canteiros para o proteger e fornecer nutrientes e “*mulching*” é a aplicação de uma camada solta de substrato composto por plantas trituradas sobre os canteiros que devem ser livres de propágulos de plantas daninhas).

Método Culturais

Define-se como métodos culturais, no controle das plantas daninhas, qualquer mudança, inclusão, incremento ou redução de uma determinada prática de manejo que exerça algum tipo de pressão negativa sobre as plantas daninhas.

Muitas destas práticas colaboram para a diminuição do banco de sementes de espécies daninhas (propágulos) existentes no solo. As medidas mais utilizadas são:

- O Preparo prévio de solo favorece na germinação do primeiro fluxo de emergência das plantas daninhas, logo após as primeiras chuvas, para muitas espécies é abundante o numero de germinações. Estas podem ser eliminadas por por meio de gradagem rasa antes do plantio ou transplante das mudas de brássicas;
- Plantio ou transplante das mudas obedecendo o menor espaçamento possível recomendado para a cultura e determinado por pesquisas fitotécnicas e, conjuntamente, optar por cultivares precoces de rápido crescimento, favorecendo assim, o sombreamento precoce das entre linhas de cultivo o que dificulta o estabelecimento das plantas daninhas;
- A irrigação é prática usual e favorece de forma significativa o desenvolvimento das brássicas e também das plantas daninhas. Se

possível, optar pelo uso de irrigação por gotejadores que direcionam a água para o colo das brássicas cultivadas e próximo de suas raízes, diminuindo a competição das plantas daninhas;

- Na adoção de mulching, na forma de cobertura plástica (solarização), evitar áreas infestadas de tiririca (*Cyperus rotundus*), pois esta tem a capacidade de perfurar a cobertura possibilitando a entrada de luz que, conseqüentemente, favorecerá a germinação de plantas daninhas;
- Consórcio de culturas é caracterizada em sistema de manejo em que há vegetando na mesma unidade agrícola culturas de espécies diferentes. Esta prática oferece diversos benefícios, dentre estes o controle das plantas daninhas, principalmente pela ocupação de espaços entre as culturas que convivem em comum, porém sua adoção deve ser realizada de forma técnica e criteriosa, evitando assim, competição entre as culturas;
- Rotação de culturas consiste na ocupação de culturas distintas em épocas (safras), diferentes, priorizar culturas de famílias botânicas distintas, pois assim, favorecer o controle de doenças e insetos-pragas, pressão de seleção para mudança da flora daninha e diminuição de seus propágulos no solo, fato que é desejável.

Capina manual ou mecanizada

Na condução da cultura das brássicas, a capina periódica é uma prática recorrente, pois o cultivo é realizado em áreas com extensões reduzidas (menores de 10 ha) e, economicamente, para a maioria das situações, essa prática não compensa. Considerando os aspectos econômicos, a associação de capinas com o uso de herbicidas seria o mais indicado. No entanto, devido a quase inexistência de registros de herbicidas para as culturas de brássicas por parte das agências federais que regularizam e fiscalizam a utilização de agrotóxicos, capinas são necessárias. Essa prática pode ser realizada manualmente com uso de enxadas ou utilizando implementos agrícolas de tração animal ou tratorizado. Resumidamente, esse procedimento consiste no revolvimento da superfície do solo, após a emergência das plantas daninhas, promovendo assim, o arranquio ou enterro e sua morte. Esta prática não deve ser realizada em períodos chuvoso, principalmente quando as espécies de plantas daninhas presentes na área de cultivo multiplicam-se por meio de propágulos vegetativos (estolões, rizomas e tubérculos). Como exemplo pode-se citar a tiririca (*Cyperus rotundus*) e grama-seda (*Cynodon dactylon*), cuja capina promoverá a fragmentação e disseminação dos rizomas, estolões ou tubérculos na área de

cultivo. Isso ocorre pois, os órgãos de propagação vegetativas permanecerão no campo em estado de dormência, ou seja, com suas células meristemáticas (de crescimento) preservadas. Após a capina, assim que as condições ambientais do solo se estabilizarem, estes órgãos vegetativos sairão da dormência e desenvolverão novas plantas, propiciando o significativo aumento da densidade populacional destas espécies daninhas. Porém, durante períodos de estiagem “secas”, plantas daninhas como a tiririca e grama-seda podem ser eficientemente controladas por meio da aração e gradagem superficial do solo (até 15 cm). Esse procedimento permitirá com que os órgãos de propagação vegetativa sofram progressiva desidratação devido à exposição a luz solar, inviabilizando o seu desenvolvimento. No próximo ciclo de plantio da área capinada, no retorno das chuvas, a infestação de tiririca e grama-seda no solo será extremamente reduzido, diminuindo a competição inicial com as mudas de brássicas introduzidas no campo.

Controle biológico

Esse método de controle minimiza infestações de plantas daninhas e consiste em explorar a relação antagonica específica entre o agente de controle biológico (insetos, ácaros, nematóides, micro-organismos) e o agente alvo a ser controlado, no caso as plantas daninhas, de tal forma que culmine na morte do agente indesejado. Notoriamente, há comprovação do sucesso deste método em condições de clima temperado, onde a diversidade, abundância e frequência de espécies de plantas daninhas é bem menor. Em condições de clima tropical, esta classe de plantas é muito diversa, abundante e frequente, isto representa uma significativa dificuldade na utilização deste método, pois o agente biológico tem ação de controle em apenas uma espécie de planta daninha, portanto há rápida prevalência de outras espécies que não sofreram a ação do agente de controle biológico específico, resultando num deficiente controle geral das plantas daninhas, podendo acarretar queda da produção e inviabilização econômica da produção.

Controle Químico - Herbicidas

Herbicidas são compostos químicos sintéticos aplicados em doses testadas e recomendadas que, geralmente, são assimilados por absorção foliar (tratamento de pós-emergência) ou pela solução do solo, a partir da absorção pelos tecidos formados após a germinação e antes da emergência da plântula (tratamento de pré-emergência).

Devido à praticidade e sua alta eficiência no controle das plantas daninhas, a aplicação de herbicidas tende a sobrepujar os demais métodos de

controle sendo, erroneamente, o único método utilizado por muitos produtores. Ao desprezar a importância da associação do controle químico com os demais métodos de controle, a eficiência dos herbicidas pode ser reduzida, o que poderá acarretar no aumento das concentrações de doses e do número de aplicações, o que não é desejável tanto do ponto de vista ambiental quanto agrônomo e econômico. Além dos riscos de contaminação ambiental, as aplicações equivocadas de herbicidas, principalmente os pré-emergentes, podem causar injúrias nas espécies cultivadas devido à elevação da concentração de resíduos no solo. Por outro lado, os herbicidas pós-emergentes podem ser transportados pelo ar no momento da sua aplicação devido à deriva da calda ou volatilização, podendo também prejudicar as culturas que vegetam próximas à área de aplicação.

Atualmente, com o advento e introdução de espécies cultivada geneticamente modificadas (OGM), com resistência a herbicidas, tem-se constatado uma acentuada pressão de seleção da flora daninha também resistente a herbicidas. Fato que tem propiciado um aumento de aplicações de herbicidas no campo. Desta forma, as aplicações de herbicidas devem seguir rigorosamente a indicação contida na bula do produto comercial. A sua associação com práticas de manejo adequado da cultura também é primordial visando causar o menor impacto ambiental possível.

Para brássicas olerícolas, o número de registros de herbicidas é escasso. Isso ocorre devido a fatores econômicos da cultura (produção em áreas reduzidas e baixa comercialização de insumos agrícolas quando comparada as commodities) e a falta de informação quanto a concentração de resíduos das moléculas de herbicidas no produto final destinado ao consumo (período de carência). Apesar deste risco, o uso de herbicidas não registrados em áreas de cultivo de brássicas é prática corriqueira, apesar de ser ilegal e passível a penalidades. Atualmente, há apenas o registro de um ingrediente ativo (Clethodim) liberado pela Agência Nacional de Vigilância Sanitária ANVISA⁶), sendo este especificamente indicado para as culturas do nabo e rabanete. O Clethodim é comercializado em diversas formulações por cerca de 29 marcas (empresas), sendo utilizado como herbicida pós-emergente (aplicação foliar) para o controle de espécies daninhas pertencentes à família Poaceae (gramíneas) (Tabela 1).

⁶ http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons acessada em 10/11/2021 às 15:30

Tabela 1: Relação das espécies de plantas daninhas presentes na cultura do nabo e rabanete controladas com o uso do herbicida Clethodim.

Nome Científico*	Nome popular*
<i>Brachiari plantaginea</i>	capim-marmelada
<i>Cenchrus echinatus</i>	capim-carrapicho
<i>Digitaria horizontalis</i>	capim-colchão
<i>Digitaria insularis</i>	capim-amargoso
<i>Echinochloa crusgalli</i>	capim-arroz
<i>Eleusine indica</i>	capim-pé-de-galinha
<i>Eragrostis ciliaris</i>	capim-mimoso
<i>Panicum maximum</i>	capim-colonião
<i>Pennisetum setosum</i>	capim-custódio
<i>Rottboelia exaltada</i>	capim-camalote
<i>Setaria geniculata</i>	capim-rabo-de-raposa
<i>Sorghum halepense</i>	capim-massambará

* No momento da aplicação, as plantas deverão estar no estágio inicial de desenvolvimento: dois perfilhos e quatro folhas verdadeiras.

Observa-se pela tabela 1 que todas as espécies registradas para o controle pertencem à família Poaceae (gramíneas), em função do modo de ação do herbicida: somente sobre gramíneas. Sua ação é sistêmica e suas moléculas difundem-se nas células da cutícula, movimentam-se pelos espaços intercelulares até atingirem o floema. A partir do floema, seguem a rota dos nutrientes (movimentação apossimplástica) e apresentam como mecanismo de ação a inibição da atividade da enzima ACCase responsável pela biossíntese dos ácidos graxos, incluindo os constituintes básicos da membrana celular. A sua ação principal é causar a inibição da divisão celular, formação de cloroplastos e diminuição da respiração, pela qual, provoca a rápida paralisação do crescimento de várias espécies de poáceas. Como efeito, 7 a 14 dias após a aplicação, observa-se clorose generalizada, seguida de necrose e morte dos tecidos meristemáticos apicais culminando no gradual murchamento e morte da planta.

Características químicas do Clethodim (solubilidade 5.520 mg.L⁻¹; pKa 4,1 “ácido” e log Kow 1,6 “pH 7,0”) devem estar correlacionadas com solos que possuem aptidão agrícola para o cultivo de brássicas (pH do solo maior que pKa do herbicida). Essa condição indica que a maioria das moléculas do herbicida está na forma ionizada (ânion), ou seja, com alta solubilidade e baixa lipofilicidade (log Kow < 2). Porém, a baixa sorção (afinidade aos colóides do solo) é indicativo que as moléculas de herbicida podem ser lixiviadas além do desejável (camadas mais profundas do perfil do solo), tornando-as

indisponíveis para a absorção pelo sistema radicular das plantas alvo. Além disso, essa condição deve ser evitada afim de impedir a contaminação do lençol freático. Por sua vez, a observação dessas condições favorecerá a adequação da irrigação às necessidades da cultura. A baixa persistência do Clethodim no solo, geralmente menor que 7 dias após a aplicação, é outra característica que deve ser levada em consideração. Quanto à integridade dos implementos utilizados para a aplicação, a correta limpeza do tanque é obrigatória. A presença de resíduos de Clethodim no tanque, caso este seja utilizado subsequentemente para aplicações em espécies de poáceas de importância econômica, poderá causar danos e prejuízos irreversíveis.

4. Conclusões Finais

O controle das plantas daninhas, em áreas de cultivo de brássicas olerícolas, é complexo e deve ser planejado desde o preparo do solo para a introdução da cultura no campo até a sua colheita. Para tanto, recomenda-se seguir as recomendações de Engenheiros Agrônomos responsáveis pelas áreas de plantio que definirão o manejo integrado das plantas daninhas, atendendo a dualidade de melhor eficiência de controle aliado com menor impacto ambiental possível para maximizar a produção das culturas das brássicas.

5. Literatura consultada

BLANCO, F.; ALMEIDA, S.; MATALLO, M.B. Herbicide - Soil Interactions, Applied to Maize Crop Under Brazilian Conditions. In: **Herbicides: current research and case studies in use**. Price, A.; Kelton J. (ed). London: Intech Open, 2013. p.47-73. DOI 10.5772/56006.

BLANCO, F. M. G. MANEJO DAS PLANTAS DANINHAS NA CULTURA DA BATATA. INSTITUTO BIOLÓGICO, SÃO PAULO, V. 70, N. 1, P. 19-24, 2008.

BLANCO, H.G. A importância dos estudos ecológicos nos programas de controle de plantas invasoras. **O Biológico**, São Paulo, v.38, n.10, p.343-350, 1972.

BLANCO, H.G. Ecologia das plantas invasoras: competição de plantas invasoras em culturas brasileiras. In: **Controle Integrado de plantas invasoras**. São Paulo: CREA, 1982. p.43-75.

PEREIRA, W. Manejo e controle de plantas invasoras em campos de produção. In: NASCIMENTO. W.M. (ed.) **Hortaliças: tecnologia de produção de sementes**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2011. p.173-244.

PITELLI, R.A. A interferência das plantas invasoras nas culturas agrícolas. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v.11, n.129, p.16-27, 1985.

RODRIGUES, B.N.; ALMEIDA, F.S. **Guia de herbicidas**. 6ª ed. Londrina: Ceres, 2011.

MELHORAMENTO GENÉTICO, MANEJO E PERSPECTIVA DE MERCADO

Katia Regiane Brunelli Braga

Felipe Mikio Arashida

Talita Scholl

Dra. Kátia Regiane Brunelli Braga

Gerente de Suporte Técnico em Fitopatologia da Sakata Seed Sudamerica Ltda.

ORCID 0000-0002-4587-2377

e-mail: katia.brunelli@sakata.com.br

Eng. Agr. Felipe Mikio Arashida

Pesquisador da Sakata Seed Sudamerica Ltda.

ORCID 0000-0001-7650-8669

e-mail: felipe.arashida@sakata.com.br

Eng. Agr. Talita Scholl

Gerente de Produto da Sakata Seed Sudamerica Ltda.

e-mail: talita.scholl@sakata.com.br



1. Melhoramento genético das brássicas no Brasil

A espécie *Brassica oleracea* tem sua origem na costa do mediterrâneo e foi introduzida no Brasil por imigrantes durante os anos da colonização. Desde então, o repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata*), a couve-flor (*B. oleracea* var. *botrytis*), o brócolis (*B. oleracea* var. *italica*) e a couve-de-folha (*B. oleracea* var. *acephala*) são alimentos incorporados ao hábito alimentar dos brasileiros.

Durante a colonização do Brasil, os jesuítas foram os responsáveis pela introdução de espécies hortícolas europeias e difundir o consumo entre os nativos. Mas foi a partir do século 19, com o aumento do fluxo migratório vindo de diversos continentes, que a produção e o consumo das hortaliças europeias, dentre elas as brássicas, se consolidaram no Brasil. As primeiras sementes chegaram no país nas malas dos imigrantes e eram plantadas em pequenos sítios geralmente para consumo familiar. Em grande parte, essas plantas eram pouco adaptadas às condições climáticas brasileiras e cresciam adequadamente somente durante os meses mais frios do ano nas regiões Sul e Sudeste. A primeira grande introdução de sementes de cultivares de couve-flor, que se tem notícia, aconteceu ainda no século XIX na região serrana do Rio de Janeiro. Essas cultivares ficaram conhecidas como ‘Teresópolis Gigante’ e ‘Teresópolis Precoce’ e são encontradas até hoje nas regiões serranas do Sul e Sudeste. São plantas adaptadas ao clima temperado e necessitam de grandes períodos de temperatura baixa para adequada produção. Em São Paulo, importante polo de produção hortícola, a vinda de imigrantes, principalmente italianos, gerou grande demanda por hortaliças. Japoneses recém-chegados ao Brasil vislumbraram a oportunidade de produzir hortaliças para suprir essa necessidade, arrendaram ou compraram terras nos arredores da cidade de São Paulo e iniciaram o plantio comercial de hortaliças, dentre elas as brássicas. Esse conjunto de propriedades com o passar do tempo passou a ser designado de cinturão verde.

Nesse período, quantidades significativas de sementes de brássicas eram importadas dos Estados Unidos e Europa. Com o advento da Segunda Guerra Mundial, a importação de sementes foi grandemente afetada e o preço desse insumo elevou sobremaneira. Diante do cenário de escassez de semente e de cultivares pouco adaptadas ao nosso clima, surgiu a necessidade de intensificar a seleção e o melhoramento genético dessas culturas. Os primeiros trabalhos de melhoramento direcionado das brássicas no Brasil foram aqueles desenvolvidos na Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” (ESALQ) com a contribuição do Prof. Marcilio de Souza Dias na década de 1950. A equipe comandada pelo professor Marcilio desenvolveu o primeiro híbrido de couve-flor adaptado ao verão brasileiro denominado de Piracicaba Precoce n.1. Este híbrido foi gerado a partir do cruzamento da cultivar de inverno Snowball com a cultivar indiana Early Market, resistente às altas temperaturas. Em período contemporâneo, o Instituto Agrônomo de Campinas também

iniciou trabalhos de seleção de repolhos e couves-flores visando à adaptação às condições ambientais do planalto paulista. Depois disso, muitos outros trabalhos foram executados para identificar híbridos e cultivares de verão que se adequassem ao ambiente tropical. Como exemplo, merecem destaque os estudos desenvolvidos pelo Prof. Hiroshi Ikuta, também da ESALQ, que iniciou os trabalhos para obtenção de linhagens autoincompatíveis homocigóticas de repolho e de couve-flor. No caso de couve-flor, o prof. Ikuta utilizou as populações híbridas da couve-flor Piracicaba Precoce. Essa técnica facilitou a produção de híbridos de repolhos e couves-flores e, posteriormente, de brócolis, sendo utilizada até hoje por empresas públicas e privadas. Com esses trabalhos pioneiros foi possível oferecer ao mercado brasileiro variedades e híbridos adaptados às condições tropicais, fortalecendo o consumo de couve-flor, brócolis e repolho. Com a criação de demanda, o mercado brasileiro tornou-se atrativo às empresas privadas de sementes que lançaram, nos últimos anos, dezenas de híbridos, dando ao produtor brasileiro opções para as mais variadas realidades de cultivos (Tabelas 1, 2 e 3).

Tabela 1: Cultivares de couves-flores comercializadas no Brasil. Todas as informações foram obtidas diretamente do *site* das empresas. Acesso em: 3 janeiro 2023.

Cultivar	Tipo	Cor	Empresa	Semeadura	Resistências
Alpina F1	híbrido	branca	Agristar	inverno	Xcc
Gihan F1	híbrido	branca	Agristar	inverno	
Vera F1	híbrido	branca	Agristar	inverno	Xcc
Alcala	híbrido	branca	Bejo	inverno	
Flamenco	híbrido	branca	Bejo	inverno	
Tarifa	híbrido	branca	Bejo	inverno	
Vigo	híbrido	branca	Bejo	verão	
Champagne Snow	híbrido	branca	Blue Seed	primavera, verão	
Eacf 2000	híbrido	branca	Eagle	primavera, verão	
Eacf 2000	híbrido	branca	Eagle	primavera, verão	
Filipinas	NI	roxa	Feltrin	inverno	
Piracicaba Precoce SF 59	NI	creme	Feltrin	verão	
Quatro estações	NI	branca	Feltrin	meia estação	
Savana	NI	branca	Feltrin	inverno	Xcc, Pp
SF 1127	NI	branca	Feltrin	inverno	Xcc
SF 1758	NI	branca	Feltrin	verão	
SF 1764	NI	branca	Feltrin	meia estação	

Cultivar	Tipo	Cor	Empresa	Semeadura	Resistências
Benfica (HT 79)	híbrido	branca	Hortec	meia estação	
HT 116	híbrido	branca	Hortec	verão	
Clarice	híbrido	branca	Horticeres	verão	
Fuji	híbrido	branca	Horticeres	inverno	
Piracicaba Precoce	OP	branca	Horticeres	verão	
Teresópolis gigante	OP	branca	Horticeres	inverno	
Vick	híbrido	branca	Horticeres	verão	
Bola de Neve	NI	branca	Isla	inverno	
Chedar	híbrido	laranja	Isla	inverno	
Orion	híbrido	branca	Isla	inverno	
Piracicaba Precoce	OP	branca	Isla	verão	
Roxa	NI	roxa	Isla	inverno	
Sicilia	NI	verde	Isla	meia estação	
Teresópolis	OP	branca	Isla	inverno	
Vitaverde RZ F1	híbrido	verde	Rijk Zwaan	inverno	
26-972 RZ F1	híbrido	roxa	Rijk Zwaan	NI	
Paxton RZ	híbrido	branca	Rijk Zwaan	Inverno	Pb 0,1 e 3
Cindy	híbrido	branca	Sakata	verão	
Juliana	híbrido	branca	Sakata	inverno	Xcc
Juliana	híbrido	branca	Sakata	inverno	
Nivea	híbrido	branca	Sakata	verão	Xcc
Paloma	híbrido	branca	Sakata	verão	Xcc
Pamela	híbrido	branca	Sakata	verão	Xcc
Sarah	híbrido	branca	Sakata	verão	Xcc
Sharon	híbrido	branca	Sakata	meia estação	Xcc
Arezzo	híbrido	branca	Seminis Bayer	inverno	
Barcelona CMS	híbrido	branca	Seminis Bayer	meia estação	
Forata	híbrido	branca	Seminis Bayer	inverno	
Veneza	híbrido	branca	Seminis Bayer	verão	
Verona CMS	híbrido	branca	Seminis Bayer	verão	

Cultivar	Tipo	Cor	Empresa	Semeadura	Resistências
Clapton	híbrido	branca	Syngenta	inverno	Pb
Korlanu	híbrido	branca	Syngenta	inverno	
B15	híbrido	branca	TSV	inverno	
B7007 (Petra)	híbrido	branca	TSV	meia estação	Xspp
B96 (Sorata)	híbrido	branca	TSV	inverno	
Bônus	híbrido	branca	TSV	meia estação	Xspp, Fo, Psm
Desert	híbrido	branca	TSV	verão	
Graffiti	híbrido	roxa	TSV	outono, inverno	Xspp
Kami	híbrido	branca	TSV	meia estação	Xspp, Fo, Psm
Serena	híbrido	branca	TSV	meia estação	Xspp
Smilla	híbrido	branca	TSV	inverno	
Vereda	híbrido	branca	TSV	verão	Xspp

OP – Variedade de polinização aberta; NI – Não informado

Legenda patógenos (resistências) - Fo - *Fusarium oxysporum*, Foc - *Fusarium oxysporum* f.sp. *conglutinans*, Pb – *Plasmodiophora brassicae*, Pp - *Pero-nospora parasítica* (sin. *Hyaloperonospora parasítica*), Psm - *Pseudomonas syringae* pv. *maculicola*, Xcc - *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*, Xspp - *Xanthomonas* spp.

Tabela 2: Cultivares de brócolis comercializadas no Brasil. Todas as informações foram obtidas diretamente do *site* das empresas. Acesso em: 3 janeiro 2022.

Cultivar	Tipo	Cor	Empresa	Semeadura	Resistências
Atlantic	híbrido	cabeça única	Agristar	ano todo	
Piracicaba	OP	ramoso	Agristar	ano todo	
Prince	híbrido	cabeça única	Agristar	NI	
Ramoso Santana	OP	ramoso	Agristar	Inverno	
Veratto	híbrido	cabeça única	Agristar	NI	
Burney	híbrido	cabeça única	Bejo	ano todo	Foc
BS BR 0129	híbrido	cabeça única	Blue Seed	ano todo	
Calabres de Cabeça	NI	cabeça única	Feltrin	inverno	Xcc
Coliseu	NI	cabeça única	Feltrin	verão	Xcc
Festival	NI	cabeça única	Feltrin	verão	Xcc
Filipo	NI	cabeça única	Feltrin	inverno	
Ramoso Santana	NI	ramoso	Feltrin	inverno	Xcc
Seattle	híbrido	ramoso	Feltrin	NI	Xcc

Cultivar	Tipo	Cor	Empresa	Semeadura	Resistências
Yatho	híbrido	cabeça única	Feltrin	inverno	Xcc, Pp
Ramoso Piracicaba	OP	ramoso	Hortec	verão	
Akemi	híbrido	ramoso	Horticeres	inverno	
Domador	híbrido	cabeça única	Horticeres	inverno	
Odisei	híbrido	cabeça única	Horticeres	inverno	
Ramoso Piracicaba	OP	ramoso	Horticeres	verão	
Ramoso Santana	OP	ramoso	Horticeres	inverno	
Fabulous	híbrido	ramoso	Isla	inverno	
Green storm	híbrido	cabeça única	Isla	verão	
Ramoso Piracicaba	OP	ramoso	Isla	verão	
Ramoso Santana	OP	ramoso	Isla	inverno	
Strong	híbrido	cabeça única	Isla	verão	
Larsson RZ F1	híbrido	cabeça única	Rijk Swaan	outono, inverno	Foc raça 1
Avenger	híbrido	cabeça única	Sakata	inverno	
Hanabi	híbrido	ramoso	Sakata	ano todo	Xcc
Hanapon	híbrido	ramoso	Sakata	ano todo	
Logan	híbrido	cabeça única	Sakata	ano todo	Aspp
Precoce Piracicaba	OP	ramoso	Sakata	verão	
BC 1691	híbrido	cabeça única	Seminis Bayer	ano todo	
Legacy	híbrido	cabeça única	Seminis Bayer	inverno	
Titanium	híbrido	cabeça única	Seminis Bayer	inverno	
Beany	híbrido	cabeça única	Syngenta	inverno	
BRO68	híbrido	cabeça única	Syngenta	verão	
Mônaco	híbrido	cabeça única	Syngenta	inverno	
Kosmos	híbrido	ramoso	TSV	ano todo	Bactéria
Master	híbrido	cabeça única	TSV	ano todo	

OP – Variedade de polinização aberta; NI – Não informado

Aspp - *Alternaria* spp, Foc - *Fusarium oxysporum* f.sp. *conglutinans*, Pp - *Peronospora parasitica* (sin. *Hyaloperonospora parasitica*), Xcc - *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*.

Tabela 3: Cultivares de repolho comercializadas no Brasil. Todas as informações foram obtidas diretamente do *site* das empresas. Acesso em: 3 janeiro 2022.

Cultivar	Tipo	Coloração/ tipo	Empresa	Semeadura	Resistências
Alfaro	híbrido	roxa	Bejo	meia estação, inverno	Foc
Cairo	híbrido	roxa	Bejo	meia estação, inverno	Foc
Capture	híbrido	verde	Bejo	ano todo	Foc, Xcc
Cerox	híbrido	verde	Bejo	ano todo	Foc, Xcc
Kosaro	híbrido	roxa	Bejo	meia estação, Inverno	Foc
Nagatsu	híbrido	verde	Blue Seed	ano todo	Xcc
60 dias	NI	verde	Feltrin	outono, inverno	
Chato de Quintal	NI	verde	Feltrin	outono, inverno	
Coração de Boi	NI	verde cônico	Feltrin	outono, inverno	
Mammoth Red Rock	NI	roxa	Feltrin	outono, inverno	
Mitsuo	NI	verde	Feltrin	ano todo	Xcc
SF 1760 - Tsay	NI	verde mini	Feltrin	verão	Xcc, Foc
SF 1855 - Wagyu	NI	verde cônico	Feltrin	ano todo	Foc
SF 1865 - Wasaby	NI	verde	Feltrin	verão	Pb
SF 18675 - Hiro	NI	verde	Feltrin	ano todo	Xcc
Suki	NI	verde	Feltrin	verão	Xcc
Takami roxo	híbrido	roxa	Feltrin	ano todo	Xcc
Takko	NI	verde mini	Feltrin	ano todo	Xcc
60 Dias	OP	verde	Isla	inverno	
Blue Canyon	híbrido	verde	Isla	ano todo	Foc, Xcc
Chato de Quintal	OP	verde	Isla	ano todo	
Coração de Boi	OP	verde cônico	Isla	inverno	
Crespo de Milão	OP	verde	Isla	ano todo	
Fuyutokio	híbrido	verde	Isla	ano todo	Foc
Louco de Verão	OP	verde	Isla	verão	Xcc
Roxo	OP	roxa	Isla	ano todo	

Cultivar	Tipo	Coloração/ tipo	Empresa	Semeadura	Resistências
Roxo Star	híbrido	verde	Isla	ano todo	Foc, Xcc
Roxo Super Red	híbrido	verde	Isla	ano todo	
Boleroma RZ F1	híbrido	verde	Rijk Swaan	ano todo	
Redma RZ F1	híbrido	roxo	Rijk Swaan	ano todo	
Sonsma RZ F1	híbrido	mini verde	Rijk Swaan	ano todo	
Tacoma	híbrido	verde	Rijk Swaan	ano todo	Fus raça 1
Anzu	híbrido	verde	Sakata	ano todo	Xcc
Fenix	híbrido	verde	Sakata	ano todo	Xcc
Fuyutoyo	híbrido	verde	Sakata	inverno	Xcc
Nozomi	híbrido	verde mini	Sakata	ano todo	
Red Jewel	híbrido	roxa	Sakata	ano todo	
Suzaku	híbrido	verde	Sakata	ano todo	Xcc
Astrus Plus	híbrido	verde	Seminis Bayer	ano todo	
Red Dynasty	híbrido	roxa	Seminis Bayer	ano todo	Foc
Tropicana	híbrido	verde	Seminis Bayer	meia estação, inverno	Foc
Azumi	NI	verde	Takii	ano todo	Xcc
Mirai	NI	verde	Takii	ano todo	
Musashi	NI	verde	Takii	ano todo	Xcc
Ruby Perfection	NI	roxa	Takii	ano todo	
Ruby Queen	NI	roxa	Takii	ano todo	Xcc
Shutoku	NI	verde	Takii	ano todo	
Sooshu (KK Cross)	NI	verde	Takii	verão	
Yummy	NI	roxa	Takii	ano todo	Xcc
Aconcagua	híbrido	verde	TSV	ano todo	Xspp
Asteca	híbrido	verde	TSV	ano todo	Xspp
Rio Tinto	híbrido	roxa	TSV	ano todo	Xspp
TS 594 (Henia)	híbrido	verde	TSV	ano todo	Xspp, Pb

OP – Variedade de polinização aberta; NI – Não informado

Foc – *Fusarium oxysporum* f.sp. *conglutinans*, Fus – *Fusarium*, Pb – *Plasmodiophora brassicae*, Xcc - *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*.

Além da adaptabilidade climática, o melhoramento genético também tem buscado incorporar resistência às principais doenças da cultura das brássicas. O ataque de patógenos pode causar perdas significativas e muitas vezes inviabilizar economicamente os cultivos. A podridão negra das crucíferas, doença causada pela bactéria *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* e a galha das crucíferas, incitada pelo protozoário *Plasmodiophora brassicae*, são doenças que fazem parte dos programas de melhoramento.

A herança da resistência a *X. campestris* pv. *campestris* é quantitativa e oligogênica com predominância de fatores recessivos. Apesar da herança complexa, os programas de melhoramento genético têm disponibilizado híbridos com adequados níveis de resistência a essa bactéria (Tabelas 1, 2 e 3). Principalmente para os cultivos de verão, onde a bactéria encontra condições ambientais favoráveis para causar epidemia, é importante que os produtores optem por variedades ou híbridos com maiores níveis de resistência, reduzindo as chances de perdas significativas por conta da doença.

A hérnia das crucíferas é uma importante doença das brássicas. Se o patógeno for introduzido e se nenhuma medida preventiva for tomada, perdas superiores a 50% são facilmente observadas. *P. brassicae* possui ampla plasticidade genotípica e inúmeras raças biológicas descritas. A resistência encontrada em *B. oleracea* tem sido reportada como poligênica e incompleta, não sendo efetiva aos isolados encontrados no Brasil. Algumas fontes de *Brassica rapa* têm sido reportadas como monogênica dominante e efetivas a uma ampla gama de patótipos de *P. brassicae*. Fontes provenientes de *B. rapa* têm sido usadas em cruzamentos interespecíficos com *B. oleracea* para melhorar o nível de resistência dessa espécie. Infelizmente, existem poucas opções de híbridos de brássicas com boa performance agrônômica e adequado nível de resistência a *P. brassicae* no mercado brasileiro.

2. Influência do ambiente na produção de couve-flor, brócolis e repolho

O desenvolvimento fisiológico da couve-flor é influenciado pela temperatura. Foi através da seleção e do melhoramento genético que as cultivares foram adaptadas as mais diferentes condições de cultivo. No Brasil, as cultivares são classificadas de acordo com a melhor época para semeadura: inverno, verão e meia estação. Esta classificação se baseia na quantidade de horas de frio necessárias para emissão dos botões florais (Tabela 1). As características mais desejáveis para couve-flor são cabeças de cor creme ou branca, com floretes de preferência verde-claros ou brancos. Plantios realizados fora da época adequada levam ao surgimento de defeitos na cabeça, como formação de inflorescências pequenas ou até mesmo abortamento dos botões florais (variedades de verão semeadas no

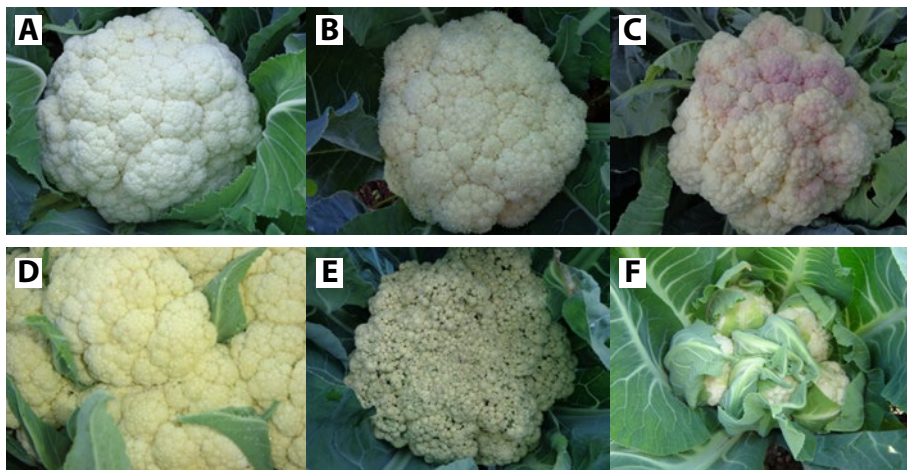


Figura 1: A. Inflorescência normal; B. Elongação do tubo polínico, dando aspecto de pelos na cabeça (excesso de calor); C. Presença de antocianina dando aspecto arroxeadado a cabeça (altas temperaturas); D. Presença de brácteas na inflorescência (altas temperaturas); E e F. Deformações na inflorescência causadas por baixa adaptabilidade da cultivar.

inverno), amarelecimento (excesso de exposição solar); arroxejamento (acúmulo de antocianina em função de altas temperaturas); alongação acentuada do pedicelo floral (quando as temperaturas superam aquelas adequadas para a variedade) e o surgimento de brácteas ou pelos entre os botões florais (Fig. 1).

Assim como a couve-flor, o brócolis também responde aos mais diversos ambientes e se faz necessário o plantio de cultivares adaptadas (Tabela 2). A falta de adaptação ao ambiente ocasiona defeitos diversos que podem depreciar o produto. As características desejáveis para o brócolis de cabeça única são coloração verde-escura para o florete, botões de granulometria fina, cabeças firmes e com formato domo e com ausência de folhas e botões marrons (abortados) na cabeça (Fig. 2). No brócolis do tipo ramoso, a qualidade dos floretes também é desejada, porém, os talos devem ser longos, de preferência acima de 15 cm, pois o consumidor visa ao consumo da haste. É importante frisar que a presença de folhas nas inflorescências do brócolis, tanto cabeça única como ramoso, depreciam a qualidade final do produto.

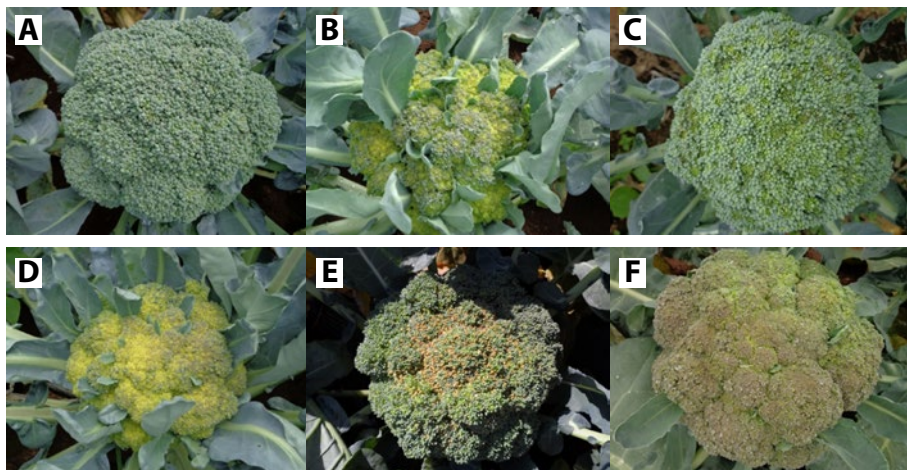


Figura 2: A. Inflorescência normal; B. Brácteas na inflorescência, causada por falta de adaptabilidade ambiental; C. Presença de botões florais defeituosos, causado por excesso de frio ou muitos dias nublados. Esse sintoma é chamado popularmente de olho-de-gato; D. Amarelecimento e presença de brácteas na inflorescência, causada por altas temperaturas e exposição solar; E e F. Abortamento floral e arroxejamento da inflorescência ocasionado por excesso de temperatura.

Cultivares de repolhos adaptadas as mais diversas condições climáticas também estão disponíveis ao produtor brasileiro (Tabela 3). O repolho, diferentemente da couve-flor e brócolis, tem uma tendência a se comportar melhor perante oscilações térmicas. Muitas variedades atuais podem ser plantadas o ano todo sem prejuízos fisiológicos.

3. Manejo e nutrição

Para o cultivo comercial das brássicas, o solo deve ter boa drenagem, bom teor de matéria orgânica (ao redor de 2 a 4%) e corrigido de acordo com as recomendações técnicas para cada cultura.

Apesar de serem plantas aparentadas, repolho, couve-flor e brócolis possuem características fenotípicas distintas exigindo espaçamentos diferentes entre plantas. O repolho permite um adensamento maior, sendo recomendado densidades de plantio de 30 a 50 mil plantas por hectare, respeitando o espaçamento de 60 a 80 cm entre linhas e de 40 a 50 cm entre plantas. Para a couve-flor e o brócolis recomenda-se que a população de plantas varie entre 16 mil e 20 mil plantas por hectare, dependendo da cultivar e da finalidade de comercialização (consumo *in natura* ou processamento). O espaçamento entre linhas deve ficar entre 80 e 120 cm e entre plantas de 40 a 70 cm.

As exigências nutricionais também são diferentes entre as espécies. A calagem e a adubação devem ser baseadas numa boa análise de solo. É importante também observar a textura do solo e a quantidade de matéria orgânica existente. Com base nessas informações e na exigência nutricional de cada cultura, o produtor deve programar as correções e adubações de modo a oferecer à planta o necessário para produzir adequadamente. É desejável realizar suplementação mineral de boro e molibdênio logo no início do cultivo. As adubações de cobertura podem ser parceladas em três ou quatro aplicações, iniciando de 10 a 20 dias após o transplante, dando preferência a adubos com enxofre como sulfato de amônia, ao invés de adubos sem enxofre, como ureia. Na Tabela 4, há uma sugestão de adubação feita pelo Manual Técnico da ASBCSEM (ABCSEM, 2020). Nessa recomendação, considerou-se alguns parâmetros como pH, saturação de bases (V%) e temperatura do solo. Essa sugestão é apenas um norte para melhor desenvolvimento da planta e não deve ser a única fonte levada em conta para definir a adubação de uma área.

Para solos pobres em matéria orgânica, é desejável que a adubação mineral seja complementada com adução orgânica. Dependendo da região onde o cultivo é feito pode-se aproveitar os resíduos disponíveis, como esterco bovino, de galinha, de caprinos e ovinos, ou ainda compostos orgânico oriundos de compostagens. Se a opção for pelo esterco de galinha, observar que a quantidade a ser adicionada deve ser menor do que de outros tipos de esterco, uma vez que os níveis de nitrogênio nesse tipo de composto são altos. A adição de matéria orgânica, além de melhorar a estrutura do solo, proporciona ambiente fértil para micro-organismos benéficos. Em solos com baixa atividade microbiana sugere-se fazer a adição de bokashi e produtos à base de *Bacillus*. Para cultivos orgânicos ou biodinâmicos a adubação mineral pode ser substituída por torta de mamona ou bokashi, parcelados em duas vezes (Tabela 5).

Adubações desbalanceadas com doses altas de nitrogênio, principalmente vindos de fontes amoniacais, favorecem o aparecimento de doenças e insetos, como os pulgões. O excesso de nitrogênio acelera a formação da parte vegetativa, tornando os tecidos mais atrativos aos patógenos e aos insetos. O crescimento acelerado da planta pode dificultar a manutenção de outros nutrientes, dificultando o deslocamento de cálcio e boro, por exemplo. Deficiências desses nutrientes favorecem o surgimento de queima na borda das folhas, conhecido como *Tip burn* e a malformação do tubo polínico, causando pequenas lesões indesejáveis nas cabeças da couve-flor e do brócolis. Favorecem também a abertura de cavidade nas partes internas do caule (Fig. 3).

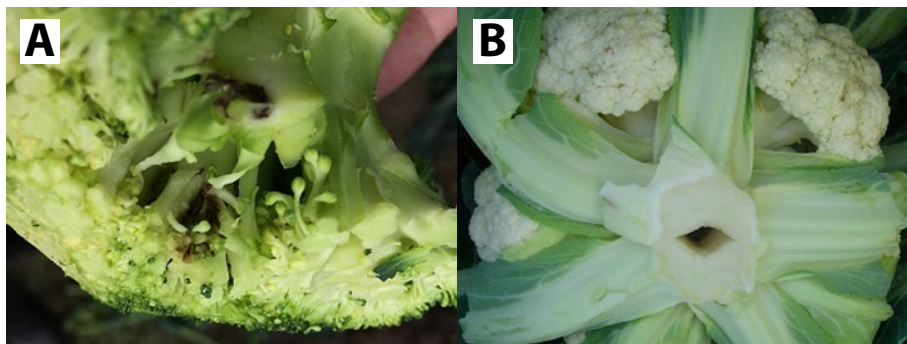


Figura 3: A. Deficiência de boro na inflorescência de brócolis. A falta de boro durante a formação da inflorescência leva a uma malformação do tubo polínico causando lesões na cabeça. B. Abertura na haste de couve-flor ocasionada por deficiência de cálcio e/ou boro.

Temperaturas acima de 25 °C e períodos nublados amplificam o problema. A suplementação com adubos foliares à base de cálcio e boro nas diversas fases de desenvolvimento da planta pode minimizar as perdas. Especialmente o boro, deve ser aplicado uma vez no viveiro e duas vezes após o transplante. O molibdênio, nutriente ligado ao aumento de matéria seca nas plantas, deve ser feito com espalhante adesivo ou surfactante uma vez no viveiro e outro 15 dias após o transplante. Não se deve misturar boro e molibdênio na mesma aplicação.

Tabela 4. Sugestão de adubação para brócolis, couve-flor e repolho feita pelo Manual Técnico da ABCSEM (ABCSEM 2020). Para um melhor desempenho da lavoura essa sugestão deve estar amparada por uma análise de solo.

Cultura	pH do Solo	T (°C) solo germinação variação ótima	V(%)	Adubação Básica (kg/ha)			Adubação de Cobertura (kg/ha)			Adubação Foliar
				N	P2O5	K2O	N	P2O5	K2O	
Brócolis	6,0-6,8	15-25	70-80	30-70	100-400	40-150	30-150	-	50-100	Boro e Molibdênio
Couve-flor	6,0-6,8	17-25	70-80	40-70	200-500	80-240	15-200	-	60-100	Boro e Molibdênio
Repolho	6,0-6,8	15-25	70-80	30-70	90-350	20-100	15-200	-	-	Cálcio

Tabela 5. Sugestão para complementações da adubação mineral com compostos orgânicos para as culturas do brócolis, couve-flor e repolho (ABCSEM 2020).

Cultura	Adubação orgânica		Adubação mineral de plantio		Produtores orgânicos/ bioinsumos	
	Adubação orgânica	Adubação orgânica	Adubação mineral de plantio	Adubação mineral de cobertura	Produtores orgânicos/ bioinsumos	Produtores orgânicos/ bioinsumos
Brócolis	Esterco bovino ou composto orgânico (ton/ ha)	Esterco de galinha (ton/ ha)	Bokashi (g/ m ²)	Em solos deficientes, adicionar junto com os formulados (kg/ ha):	Torta de mamona ou bokashi (g/m ²), parcelado em duas vezes	
Couve-flor	30 a 60	7,5 a 15	50-200	Boro: 1,0 a 1,5 Molibdênio: 1,0 a 1,5	Parcelar em três ou quatro vezes	50 a 200
Repolho	20 a 60	5 a 15	50-200	Boro: 1,0 a 1,5		50 a 100

4. Perspectiva do mercado brasileiro de brócolis, couve-flor e repolho

Dados recentes apontam que a produção mundial de brássicas foi de aproximadamente 178 milhões de toneladas em 2020, cultivadas em mais de 3,7 milhões de hectares. China e Índia são os maiores produtores mundiais de brássicas, com produção conjunta de mais de 118 milhões de toneladas (FAOSTAT, 2021). No Brasil, dados das empresas de sementes de hortaliças sugerem que, em 2021, mais de 70 mil ha foram cultivados com as culturas do brócolis, repolho e couve-flor. No caso do brócolis, valores de mercados indicam crescimento anual de 4 a 5%, sendo que em 2021 a área plantada chegou aos 30 mil hectares. Nessa área foram colhidas mais de 300 mil toneladas de cabeças, sendo parte direcionada ao consumo *in natura*, geralmente comercializada em feiras livres, supermercados e varejões e a outra parte ao mercado de processamento, onde predomina a indústria do congelamento. A produção está assentada em pequenos, médios e grandes produtores com predominância deste último grupo. O brócolis do tipo ramoso ocupa área territorial menor que seu parente cabeça única. Em 2021, foram colhidas cerca de 30 mil toneladas em pouco mais de dois mil e trezentos hectares. A colheita sequencial, a reduzida pós-colheita e a necessidade de maior volume de mão de obra desencorajam os produtores a cultivá-lo. Em mercados mais exigentes, onde a palatabilidade é levada em conta na hora do consumo, há preferência pelo brócolis do tipo ramoso em detrimento do cabeça única. Esse tipo de produto tem se tornado nicho de mercado, com valor agregado maior, sendo opção de cultivo para agricultores familiares e para produtores que visam ao mercado local. A área de cultivo da couve-flor tem-se mantido praticamente estável. Em 2021, foram 10 mil hectares cultivados e uma produção estimada em 65 mil toneladas. Ainda no mesmo ano, foram produzidas cerca de 540 mil toneladas de repolho em cerca de 29 mil hectares. Repolho, assim como brócolis de cabeça única, também é cultivado por pequenos, médios e grandes produtores, sendo que estes últimos são responsáveis pelos maiores volumes de produção.

As brássicas são alimentos associados à redução no risco de cânceres especialmente aqueles do sistema digestivo, cólon, pulmões e mama. São ricos em substâncias sulfurosas, chamadas de glicosinolatos que, além de agirem preventivamente nos processos cancerígenos, estimulam o organismo a promover defesas antioxidantes. Com essas propriedades, o brócolis foi elevado à categoria de superalimento sendo estimulado seu consumo na dieta da população brasileira. Apesar disso, o consumo de brócolis pelos brasileiros ainda é baixo, girando em torno de 1 kg por pessoa por ano. Na Itália, a líder mundial do consumo, cada cidadão consome ao redor de 7 kg por ano, demonstrando que ainda há potencial para incremento nesse mercado.

O brócolis tipo ramoso, comum até os anos de 1990, foi substituído pelo tipo cabeça única. Da parte do produtor, essa substituição se deu pela maior facilidade de cultivo, menor exigência de mão de obra, uma vez que é de colheita única, pela melhor pós-colheita e possibilidade de processamento. Para o consumidor, a facilidade de corte e higienização e a maior durabilidade, quando armazenado sob refrigeração, fortaleceu o predomínio do tipo cabeça única. Nesse sentido, o Brasil seguiu a tendência mundial pela adoção desse tipo de planta, e é muito provável que em médio e longo prazos o consumo de brócolis siga em alta. Apesar da alta demanda, os preços desses produtos pagos ao produtor seguem estáveis com períodos de oscilação para menores valores. Essa realidade também tem sido observada nos valores praticados aos consumidores. Em oposição à estabilidade dos preços praticados a produtores e consumidores, o valor dos insumos cresceu, puxado pela desvalorização cambial, cuja origem está nas incertezas do período pandêmico pela COVID-19 e a instabilidade política/econômica do Brasil. Essa disparidade entre aumento do custo de produção e o pouco espaço para repasse desses valores ao consumidor tem achatado o lucro dos produtores. Se essa dinâmica continuar, a cultura deixará de ser atrativa para pequenos e médios agricultores, e a produção deverá se tornar cada vez mais concentrada nos grandes produtores, que conseguem obter o lucro por escala de produção e barganha na compra dos insumos. Por outro lado, o brócolis do tipo ramoso tem sido cultivado por pequenos produtores que utilizam mão de obra familiar no manejo e colheita. Esse produto é muito procurado por mercados mais exigentes e que, portanto, se dispõe a pagar um valor maior por ele. Com o apelo de produto diferenciado e a possibilidade de maior margem ao produtor, a tendência é de manutenção ou ampliação de áreas plantadas com esse tipo de brócolis, sendo o pequeno ou médio produtor os responsáveis pelo suprimento do mercado.

Apesar da possibilidade de cultivo durante o ano todo, a couve-flor obtém os melhores preços no verão, época em que a produção é mais difícil e há menor disponibilidade de produto. No inverno há, geralmente, excesso de oferta, sendo parte da produção comercializada na forma *in natura* e parte, direcionada ao processamento. Nos últimos anos os preços pagos ao produtor têm mantido tendência a estabilidade, com flutuações pontuais de preços relacionadas à sazonalidade na oferta do produto. O aumento significativo no valor dos insumos tem reduzido o lucro dos produtores que diminuíram significativamente os investimentos na cultura. Isso pode impactar na qualidade do produto e nos preços de oferta ao consumidor. Para 2022, há uma expectativa de que pequenos e médios produtores reduzam a área plantada de hortaliças, entre elas a couve-flor, por conta das incertezas ainda provocadas pela pandemia de COVID-19 e pelo alto custo dos insumos. Se as instabilidades cessarem e a economia voltar a crescer, é prevista uma melhora no desempenho com possibilidade de crescimento para os próximos anos.

O mercado do repolho no Brasil tem se mantido estável, tanto em área e volume de produção, quanto na quantidade demandada pelos consumidores. O repolho sofre menos que as outras brássicas as flutuações ambientais e muitos dos híbridos comercializados possuem alto nível de resistência à bactéria *Xanthomonas*, o que permite melhor qualidade final do produto nas mais diversas condições de cultivo. Os preços praticados aos produtores e ao consumidor final tem baixa flutuação, sendo apenas alterado por questões pontuais climáticas, como em momentos muito chuvosos ou de seca. Assim como para a couve-flor e o brócolis, os altos valores dos insumos têm prejudicado os produtores que veem a margem sendo reduzida. Apesar desse quadro, não se vislumbra queda na produção ou demanda por esta hortaliça. Para os próximos anos o consumo deve ficar estável, bem como área e volume de produção.

5. Considerações Finais

O trabalho de seleção e melhoramento genético das brássicas aliado à tecnologia de produção permitiu ao Brasil produzir couve-flor, brócolis e repolho durante todo ano, mesmo sendo um país com grande parte do seu território na zona tropical. A adaptação dessas plantas ao ambiente mais quente teve início no Brasil em meados do século passado e segue sendo feita até hoje por empresas públicas e privadas. Esses híbridos e variedades dão maior segurança ao agricultor brasileiro e garantem oferta contínua dessas hortaliças, sem as sazonalidades observadas no passado. As brássicas são reconhecidas como superalimentos e o consumo na dieta do brasileiro deve ser cada vez mais incentivada. O Guia Alimentar da População Brasileira (2014) mostra que as hortaliças, incluindo as brássicas, são parte importante da dieta do povo brasileiro, sendo adquiridas pelos consumidores tanto na forma *in natura* como minimamente processados. Nos últimos anos, a área de cultivo de brócolis e couve-flor destinada a indústria de processamento, principalmente congelamento, cresceu consideravelmente, gerando empregos ao longo de toda cadeia. É também mais uma opção importante para o consumidor que quer praticidade na hora de preparar sua refeição. Toda essa oferta de alimentos, importante para manter os cidadãos saudáveis, só é possível porque muitos produtores estão no campo, dia e noite, com sol ou chuva cuidando das plantas. Também porque muitos cientistas dedicam a vida a pesquisar e encontrar soluções para os problemas da agricultura brasileira. Hoje, a disponibilidade de recursos genéticos e de soluções tecnológicas colocam o Brasil na vanguarda da produção de alimentos no mundo. Para que assim continue é importante a valorização dos cientistas e dos produtores.

6. Literatura consultada

ARASHIDA, F.M.A. **Capacidade geral e específica de combinação em couve-flor (*Brassica oleracea* f.sp. *botrytis*) de inverno**. 2014. Dissertação (Mestrado Profissional em Genética e Melhoramento de Plantas) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2014.

BEJO BRASIL. Produtos. Disponível em: <https://www.bejo.com.br/produtos>. Acesso em: 3 jan. 2022.

BLUESEEDS. <http://blueseeds.com.br/>. Acesso em: 3 jan. 2022.

BRASIL. Ministério da Saúde. Guia alimentar para a população brasileira. 2. ed. Brasília, 2014.

CAMARGO, L.E.A.; WILLIAMS, H.; OSBORN, T.C. Quantitative trait loci controlling of *Brassica oleracea* to *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* in the field and greenhouse. **Phytopathology**, Saint Paul, v.85, n.10, p.1296-1300, 1995.

CAMARGO, L.S. Novas linhagens de repolho e couve-flor para o estado de São Paulo. **Bragantia**, Campinas, v.15, n.22, p.315-328, 1956.

EAGLE FLORES. <http://eagleflores.com.br/produtos/>. Acesso em: 3 jan. 2022.

FAOSTAT, 2021. Disponível em <https://www.fao.org/faostat/en/#data>. Acesso em: 4 jan. 2022.

LINDERS, E.G.A.; TIEERTES, P.; HAAS, J.M.; HUANG, C.C. **Clubroot resistant *Brassica oleracea* plants**. Depositante: Syngenta Participations AG. Patente n. US10017780B2. Concessão: 10 jul. 2018. Disponível em: <https://patentimages.storage.googleapis.com/5c/ff/d4/7cfb1f1aa3007d/US10017780.pdf>.

HORTEC Sementes. <http://www.hortec.com.br/produtos/>. Acesso em: 3 jan. 2022.

HORTICERES Sementes. <https://horticeres.com.br/nossos-produtos/>. Acesso em: 3 jan. 2022.

ISLA Sementes. <https://www.isla.com.br/produtos/categorias/Hortali%C3%A7as/1>. Acesso em: 3 jan. 2022.

MALUF, W.R. **Melhoramento de couve-flor e repolho**. Lavras: UFLA, 1995. (Apostila).

Manual Técnico para cultivo de hortaliças. 4. ed. Campinas: ABCSEM, 2020. Disponível em: https://www.horticeres.com.br/drive/abcsem_%202020.pdf. Acesso em: 28 dez. 2021.

MARINGONI, A. C. Doenças das crucíferas (brócolis, couve, couve-chinesa, couve-flor, rabanete, repolho e rúcula). In: KIMATI, H.; AMORIN, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A. **Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. 4. ed. Campinas: Agronômica Ceres, 2005. p.315-324. v.2.

MAY, A.; TIVELLI, S.W.; VARGAS, P.F.; SAMRA, A.G.; SACCONI, L.V.; PINHEIRO, M.Q. **A cultura da couve-flor**. Campinas: Instituto Agronômico, 2007. (Boletim Técnico IAC, 200. Série Tecnológica APTA).

PIAO, Z; RAMCHIARY, N.; LIM, Y.P. Genetics of Clubroot Resistance in Brassica Species. **Journal Plant of Growth Regulation**, New York, v.28, p.252-264, 2009.

SAKATA SEED SUDAMERICA. <https://www.sakata.com.br/hortaliças>. Acesso em: 3 jan. 2022.

SHARMA, B.R.; SWARUP, T.; SUTTON, J.C. Inheritance of resistance in cabbage to black rot. **Phytopathology**, Saint Paul, v.62, p.247-252, 1972.

INFORMAÇÕES SOBRE OS AUTORES



Dra. Addolorata Colariccio: Pesquisador Científico do Instituto Biológico (IB), Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal (CPSV), Laboratório de Fitoviropologia e Fisiopatologia e Fisiopatologia (LFF).
ORCID 0000-0002-4948-1664
e-mail: addolorata.colariccio@sp.gov.br

MsC. Agatha Mota de Oliveira: Doutoranda do Programa de Pós-graduação do Instituto Biológico (IB), Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal (CPSV), Laboratório de Fitoviropologia e Fisiopatologia e Fisiopatologia (LFF).
ORCID 0009-0009-0726-7000
e-mail: agatha15_89@hotmail.com

Dr. Alexandre Levi Rodrigues Chaves: Pesquisador Científico do Instituto Biológico (IB), Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal (CPSV), Laboratório de Fitoviropologia e Fisiopatologia e Fisiopatologia (LFF).
ORCID 0000-0002-5580-0932
e-mail: alexandre.chaves@sp.gov.br

MsC. Cátia Jacira Martins Moura: Doutoranda do Programa de Pós-graduação do Instituto Biológico (IB), Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal (CPSV), Laboratório de Fitoviropologia e Fisiopatologia e Fisiopatologia (LFF).
ORCID 0009-0006-7720-7677
e-mail: catiaaleixo@yahoo.com.br

Dr. Claudio Marcelo Gonçalves de Oliveira: Pesquisador Científico do Instituto Biológico (IB), Centro Avançado de Pesquisa em Proteção de Plantas e Saúde Animal (CAPSA), Laboratório de Nematologia (LN).
ORCID 0000-0002-1677-6853
e-mail: claudiomarcelo.oliveira@sp.gov.br

Dr. Elliot Watanabe Kitajima: Professor Visitante da Universidade de São Paulo (USP), Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” (ESALQ), Departamento de Fitopatologia e Nematologia (DFN), Laboratório de Microscopia Eletrônica (LME).
ORCID 0000-0002-9138-2918
e-mail: ewkitaji@usp.br

Eng. Agr. Felipe Mikio Arashida: Pesquisador da Sakata Seed Sudamerica Ltda.
ORCID 0000-0001-7650-8669
e-mail: felipe.arashida@sakata.com.br

Dr. Flávio Martins Garcia Blanco: Pesquisador Científico do Instituto Biológico (IB), Centro Avançado de Pesquisa em Proteção de Plantas e Saúde Animal (CAPSA), Laboratório de Ciência das Plantas Daninhas (LPD).
ORCID 0009-0007-8503-7580
e-mail: flavio.blanco@sp.gov.br

Dr. Ivan Paulo Bedendo: Professor Titular da Universidade de São Paulo (USP), Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” (ESALQ), Departamento de Fitopatologia e Nematologia (DFN), Laboratório de Procariotos Fitopatogênicos (LPP).
ORCID 0000-0003-4481-7533
e-mail: ibedendo@usp.br

Dr. Jesus Guerino Tófoli: Pesquisador Científico do Instituto Biológico (IB), Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal (CPSV), Laboratório de Doenças Fúngicas em Horticultura (LDFH).
ORCID 0009-0003-0629-2526
e-mail: jesus.tofoli@sp.gov.br

Dra. Juliana Magrinelli Osório Rosa: Bolsista do Consórcio Pesquisa Café vinculada ao Instituto Biológico (IB), Centro Avançado de Pesquisa em Proteção de Plantas e Saúde Animal (CAPSA), Laboratório de Nematologia (LN).
ORCID 0000-0002-5566-0909
e-mail: julianamagrinelli@hotmail.com

Dra. Kátia Regiane Brunelli Braga: Gerente de Suporte Técnico em Fitopatologia da Sakata Seed Sudamerica Ltda.
ORCID 0000-0002-4587-2377
e-mail: katia.brunelli@sakata.com.br

Dra. Leilane Karam Rodrigues: Assistente Técnico de Pesquisa da Destak.
ORCID 0000-0001-6492-6505
e-mail: leilane.karam@gmail.com

Dr. Luís Otávio Saggion Beriam: Pesquisador Científico do Instituto Biológico (IB), Centro Avançado de Pesquisa em Proteção de Plantas e Saúde Animal (CAPSA), Laboratório de Bacteriologia Vegetal (LBV).
ORCID 0000-0002-2766-6190
e-mail: luis.beriam@sp.gov.br

Dr. Marcelo Eiras: Pesquisador Científico do Instituto Biológico (IB), Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal (CPSV), Laboratório de Fitovirologia e Fisiopatologia e Fisiopatologia (LFF).
ORCID 0000-0001-7901-9107
e-mail: marcelo.eiras@sp.gov.br

Msc. Ricardo José Domingues: Pesquisador Científico do Instituto Biológico (IB), Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal (CPSV), Laboratório de Doenças Fúngicas em Horticultura (LDFH).
ORCID 0009-0006-6040-798X
e-mail: ricardo.domingues@sp.gov.br

Dra. Suzete Aparecida Lanza Destéfano: Pesquisadora Científica do Instituto Biológico (IB), Centro Avançado de Pesquisa em Proteção de Plantas e Saúde Animal (CAPSA), Laboratório de Bacteriologia Vegetal (LBV). ORCID 0000-0002-7535-9224
e-mail: suzete.destefano@sp.gov.br

Eng. Agr. Talita Scholl: Gerente de Produto da Sakata Seed Sudamerica Ltda.
e-mail: talita.scholl@sakata.com.br

Brássicas: doenças, plantas daninhas e manejo

Instituto Biológico
Janeiro/2024

Alexandre Levi R. Chaves
Jesus Guerino Töfoli

