

Manejo Integrado de Pragas (MIP)

Para atendimento aos requisitos fitossanitários para a exportação de grãos de milho da República Federativa do Brasil para a República Popular da China.

Desenvolvimento:



Idealização:

Departamento de Sanidade Vegetais e Insumos Agrícolas da Secretaria de Defesa Agropecuária (DSV - SDA)

MINISTÉRIO DA
AGRICULTURA, PECUÁRIA
E ABASTECIMENTO



PÁTRIA AMADA
BRASIL
GOVERNO FEDERAL

Protocolo sobre os requisitos fitossanitários para a exportação
de milho da República Federativa do Brasil para a República
Popular da China.

Documento firmado entre a Administração Geral da Alfândega
da República Popular da China
e o
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento da
República Federativa do Brasil.

Artigo 2

O MAPA estabelecerá medidas de sistema integrado de pragas (MIP) para minimizar a ocorrência de pragas de preocupação para a China, e fiscalizará sua aplicação por empresas privadas que pretendem exportar grãos de milho para a China. A qualquer solicitação da GACC, o MAPA fornecerá a GACC as informações pertinentes



Exportação de Milho em Grãos do Brasil para China

Protocolo Fitossanitário

Documento Orientador:

Identificação e manejo de Pragas Quarentenárias e eventos transgênicos para a exportação de milho do Brasil para a China

Rodrigo Vêras da Costa 1
Alexandre Ferreira da Silva 2
Simone Martins Mendes 3
Maria José Vilaça de Vasconcelos 4
Marco Aurélio Guerra Pimentel 3
Dagma Dionísia da Silva 1
Luciano Viana Cota 1
Paulo Afonso Viana 3
Emerson Borghi 5
Israel Alexandre Pereira Filho 5
Ivênio Rubens de Oliveira 3
Camila Fernandes Souza 6

1 Pesquisadores, Fitopatologia, Embrapa Milho e Sorgo
2 Pesquisador, Plantas daninhas, Embrapa Milho e Sorgo
3 Pesquisadores, Entomologia, Embrapa Milho e Sorgo
4 Pesquisadora, Bioquímica/Biologia Molecular, Embrapa Milho e Sorgo
5 Pesquisadores, Fitotecnia, Embrapa Milho e Sorgo
6 Pós-doutoranda, Entomologia, Embrapa Milho e Sorgo

Outubro/2022

INTRODUÇÃO

O comércio internacional de commodities agrícolas (vegetais, partes, produtos e subprodutos) é uma realidade e necessidade no mundo atual, fortalecido pelo crescente aumento populacional e pela dificuldade de se produzir alguns tipos de alimentos, em determinadas partes do mundo, em quantidade suficiente para suprir a demanda de consumo.

Apesar da evidente importância do comércio internacional de produtos agrícolas, é reconhecido o elevado risco de disseminação e introdução de pragas inexistentes (quarentenárias) em determinadas regiões ou países importadores. Diante desta preocupação, o transporte de produtos agrícolas entre países está condicionado ao cumprimento de requisitos fitossanitários estabelecidos com base na categorização e na análise de risco de pragas. Estas ferramentas reduzem o risco de introdução de novas pragas e protegem as áreas agrícolas e nativas do país importador.

A China, segundo maior consumidor mundial de milho, com um consumo estimado para 2022 de 294 milhões de toneladas (USDA, 2021), representa um mercado com enorme potencial para absorver o excedente da produção de milho do Brasil, gerando divisas significativas para o país.

A fim de viabilizar a exportação do milho brasileiro para a China, os dois países assinaram, em 2022, um protocolo fitossanitário que deve ser atendido visando garantir a segurança da agricultura e pecuária chinesa. De acordo com este protocolo, o milho a ser exportado para a China deve cumprir as leis fitossanitárias relevantes, regulamentos sobre importação e padrões nacionais da China e estar livre de insetos vivos e pragas quarentenárias de preocupação para a China. No protocolo foram listadas 18 pragas quarentenárias para a China que devem estar ausentes no milho brasileiro destinado a ser exportado para este país.

Além das questões fitossanitárias, o protocolo também traz referência aos eventos transgênicos presentes nos híbridos de milho cultivados no Brasil e que podem ter seus grãos exportados para a China. Nesse caso, devem ser observados quais eventos transgênicos no milho estão autorizados para utilização no território Chinês. Não devem ser destinados para exportação à China, grãos de cultivares cujos eventos transgênicos não sejam autorizados pelas autoridades chinesas competentes.

O presente documento orientador traz informações relevantes que subsidiam as ações de orientação, inspeção e fiscalização por parte do Ministério da Agricultura Pecuária e

Abastecimento do Brasil (MAPA) a fim de garantir a adequação do milho brasileiro quanto aos padrões, normas e regulamentos chineses quanto aos aspectos fitossanitários e OGMs.

PRAGAS QUARENTENÁRIAS DE INTERESSE PARA A CHINA:

INSETOS PRAGA

1. *Diatraea saccharalis*

1.1. Histórico e Características gerais

A broca-do-colmo ou broca-da-cana-de-açúcar, *Diatraea saccharalis* (FABRICIUS, 1794) (Lepidóptera: Crambidae) é a principal praga da cana-de-açúcar, mas por ser polífaga se alimenta de várias outras culturas e tem causado perdas significativas no milho, trigo, sorgo e no milheto, todas consideradas de grande importância econômica (CRUZ, 2004; MENDES et al., 2014). Está presente em todas as regiões produtoras de milho do Brasil, principalmente Sudeste, Centro Oeste e Sul, está presente também nos Estados Unidos, Antilhas, América Central e Argentina (CRUZ, 2007). Perdas entre 10 e 50% podem ocorrer (CRUZ, 2007). Segundo TRUMPER et al. (2004) em uma correlação do consumo do colmo, para cada entrenó brocado, há uma perda de 2,03% de rendimento. Mas além da perda direta, existe a perda indireta, pois o ataque da broca pode também servir de abertura para patógenos causadores de podridões do colmo, agravando ainda mais o prejuízo na produção (CRUZ et al., 2007). Um agravante, é que como a praga se encontra dentro do colmo, muitas vezes é considerada uma praga silenciosa, e os produtores geralmente não monitoram as populações de brocas do campo, e esse inseto passa despercebido nas lavouras.

1.2. Identificação/Sintomatologia em plantas hospedeiras

O inseto passa por metamorfose completa. O adulto é uma mariposa de coloração amarelo-palha, de 20 mm de envergadura (Figura 1). Os ovos têm aspecto de escamas; inicialmente possuem coloração amarelo-claro, alaranjado e vão escurecendo quando estão perto de eclodirem. Os ovos são colocados nas folhas. Inicialmente, as

lagartas se alimentam das folhas. As lagartas passam para a bainha e depois se direcionam para o colmo, fazendo galerias ascendentes e originando um orifício por onde a mariposa sai após a fase de pupa (CRUZ, 2007; FIGUEIREDO et al., 2010; MENDES et al., 2014). O dano no colmo causa alteração na translocação de água e nutrientes para a planta, e consequentemente prejudica o potencial produtivo (WHITE, 1999). As galerias provocadas pelas lagartas de *D. saccharalis* deixam as plantas mais vulneráveis à queda pela ação do vento, o que é um prejuízo indireto muito importante: o colmo fica enfraquecido, podendo quebrar ou tombar. Além disso, o ataque da broca-do-colmo pode causar morte da gema apical, redução do fluxo de seiva, encurtamento dos entrenós dos colmos, debilitando a planta de forma geral (CRUZ, 2007; MENDES et al., 2014; SILVA et al., 2014; FREIJE; WISE; NIELSEN, 2016).



Figura 1. Lagarta e adultos de *Diatraea saccharalis* (Fonte: Simone Martins Mendes, Embrapa Milho e Sorgo).

1.3. Estratégias de manejo integrado

Normalmente, as avaliações para avaliação de híbridos são baseadas nos índices de infestação (% plantas infestadas) e de intensidade de infestação (% de internódios danificados). Para se avaliar esses índices, deve-se abrir o colmo longitudinalmente e examinar colmo por colmo. Pode-se avaliar também as injúrias nas folhas das plantas no início do desenvolvimento, ou pela presença de posturas (TRUMPER et al., 2004). O nível de dano econômico é quando a intensidade de infestação for igual ou superior a 4% de internódios danificados (%ii) alternativamente, pode ser usado, ou de 10 a 20% das plantas com oviposições da Mariposa, sendo essa segunda medida mais complicada

para avaliação em campo (ARAGÓN, 2002; IANNONE; LEIVA, 2012; VILELA et al., 2014; ROSSETTO; SANTIAGO, 2018).

Pelo comportamento alimentar, formando galerias por dentro dos colmos, a praga se encontra protegida, dificultando o seu controle químico, portanto, o uso de inseticida sistêmico é mais aconselhável. Assim, caso necessário utilização de inseticida químico, lembrar que a lagarta permanece fora do colmo cerca de cinco dias após emergência, sendo a fase de mais fácil controle recomenda-se também o tratamento de sementes (CRUZ et al., 2010). No entanto, atualmente são registrados apenas seis produtos para controle da *D. saccharalis* no milho, todos com o mesmo ingrediente ativo, pertencentes ao grupo químico dos piretróides, e apenas um que além de piretróide também possui na formulação um neonicotinóide. Isto impossibilita a rotação de modos de ação e favorece o desenvolvimento de seleção de resistência aos produtos disponíveis (AGROFIT, 2022). As plantas geneticamente modificadas, que expressam proteínas Bt também tem alta eficiência para essa praga. Sendo hoje a principal estratégia para o controle da broca do milho.

O controle biológico de *D. saccharalis* na cana-de-açúcar é um dos maiores casos de sucesso do controle biológico aplicado no mundo. Para o qual se utiliza o parasitoide de larvas *Cotesia flavipes* (Cameron) (Hymenoptera: Braconidae) e também o parasitoide de ovos *Trichogramma* sp. (SIMONATO et al., 2014; BUENO, 2015; CRUZ, 2015). A eficiência dessa estratégia se dá pela especificidade dos parasitóides. Ambos são parasitoides bastante estudados e podem ser utilizados também na cultura do milho no controle da broca do colmo. Outra alternativa eficiente e ambientalmente amigável é a aplicação de bioinseticidas. No entanto, a forma mais prática de controle na cultura do milho tem sido através de híbridos com a tecnologia Bt, que também são efetivos contra outras lagartas importantes do milho como *Helicoverpa zea* (Boddie) (Lepidoptera: Noctuidae) *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) e *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae), o que facilita o controle de mais espécies de lepidópteros-praga (SIDHU et al., 2013; MENDES et al., 2014; SANTOS; MIHSFELDT, 2014). Entretanto, assim como outros lepidópteros, a *D. saccharalis* possui alto risco de seleção de resistência aos híbridos Bt pela intensa utilização no Brasil e no mundo, e também a inseticidas químicos, caso sejam utilizados frequentemente (ROUSH, 1997; KAISER et al., 2021). A resistência da broca às proteínas Cry1F e Cry1A.105 já foi documentada, reduzindo a eficiência de controle no campo, e atualmente está confirmada na Província de San Luis na Argentina

(CARRIÈRE, 2020). A falta de adoção de área de refúgio, que é uma importante estratégia de manejo de resistência às proteínas Bt, e o baixo número de proteínas tóxicas disponíveis contra *D. saccharalis* são os principais motivos da evolução da resistência (GRIMI et al., 2018). Mesmo que ainda a tecnologia Bt seja eficiente para *D. saccharalis* no Brasil, existe a preocupação com a possibilidade “quebra” da resistência e risco epidemiológico pela falta de controle eficiente (LOCHE et al., 2009; HORIKOSHI et al., 2022).

2. *Naupactus leucoloma*

2.1. Histórico e Características gerais

Naupactus leucoloma (Boheman, 1840) (Coleóptera: Curculionidae) é um inseto da família dos gorgulhos. É uma praga polífaga, se alimenta de mais de 385 espécies de plantas, entre os principais hospedeiros incluem alfafa, feijão, brássicas, cenoura, trevo, cebola, ervilha, batata, erva-mate, citros, espécies florestais nativas, pastagens, soja entre outras. O gorgulho das raízes *N. leucoloma* é nativo do leste da América do Sul. Está presente na África do Sul, Europa, Oceania, América do Norte e América do Sul (Argentina, Brasil, Chile, Peru, Uruguai) (GRIESSINGER; ROY, 2015; EPPO, 2020; CABI, 2022). No Brasil é mais presente em regiões de temperaturas mais amenas e chuvas bem distribuídas, como na região Sul (GUEDES et al., 2005).

2.2. Identificação/Sintomatologia em plantas hospedeiras

Os ovos são depositados no solo em grupos entre 10 e 60 em profundidades de 2 a 5 mm abaixo da superfície das plantas. As massas de ovos são cobertas com uma secreção pegajosa que ajuda a aderir às raízes hospedeiras e resistir à dessecação. As larvas são ápodas, apresentam corpo branco e peças bucais escuras e consomem raízes e tubérculos, causando sulcos superficiais, levando ao nanismo e perdas de rendimento ou qualidade. Quando o ataque larval é severo pode fazer com que as plantas fiquem amarelas, murchem e morram, causando perdas significativas (YOUNG et al., 1950; LANTERI; MARVALDI, 1995).

Os adultos medem aproximadamente 10-13 mm de comprimento, abdome acinzentado, com uma ampla faixa branca longitudinal ao longo de cada lado dos élitros e o corpo é coberto por pêlos claros (Figura 2). Após a emergência, os adultos movem-

se para a superfície do solo onde se alimentam de plantas próximas, deixando as bordas das folhas com aspecto rendilhado. Apesar do adulto se alimentar da área foliar, o dano no estágio larval é mais prejudicial (EFSA, 2020).

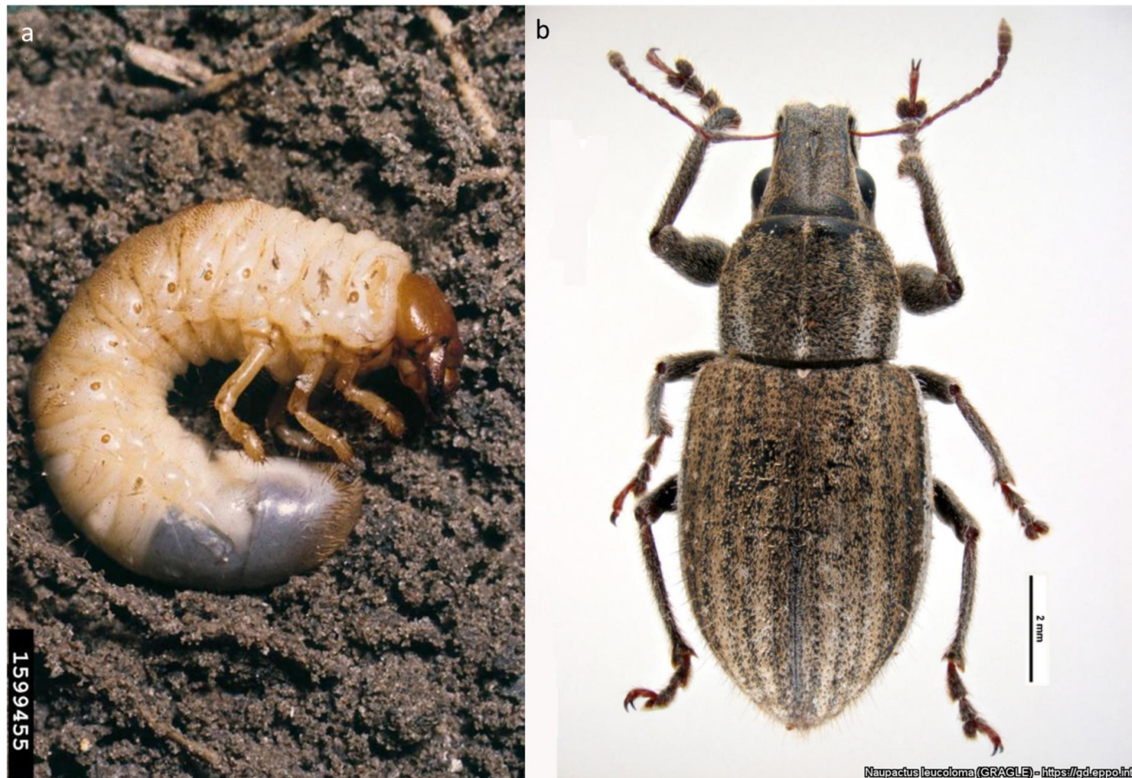


Figura 2. Larva e adulto de *Naupactus leucoloma* (Fonte: a-John C. French Sr., Retired, Universities:Auburn, GA, Clemson and U of MO, Bugwood.org; b-EPPO Global Database <https://gd.eppo.int/taxon/GRAGLE/photos>, acessado dia 05/08/2022).

2.3. Estratégias de manejo integrado

Para o manejo das pragas de raízes, deve-se considerar o sistema de produção, durante todo o ano, observando suas interrelações com outras culturas associadas, levando em consideração os hábitos subterrâneos da praga (ÁVILA; SANTOS, 2009). Também devem ser realizadas amostragens de solo antes do plantio para avaliar as espécies de pragas presentes, o nível populacional e o estágio de desenvolvimento. Esta espécie apesar de polífaga e se alimentar de importantes culturas no Brasil como soja, feijão e citros, não é um inseto agressivo que causa grandes perdas e não demanda controle específico. Portanto, não existem produtos registrados para esta espécie no Brasil (AGROFIT, 2022).

No entanto, um conjunto de práticas podem ser realizadas, como manipulação de época de semeadura, introdução de espécies não hospedeiras ou hospedeiras não preferenciais para rotação/sucessão com a cultura de interesse, favorecer o crescimento radicular e aumento da tolerância da planta aos danos, coleta massal de adultos por meio de armadilhas luminosas e também a utilização de inseticidas utilizados no tratamento de sementes e ou aplicação direta no sulco utilizado para outras espécies pragas de raízes podem efetuar um controle indireto para *N. leucoma* (ZARBIN et al., 2007). Na Europa, nematóides entomopatogênicos comercializados podem reduzir as populações de larvas de *N. leucoma*, além dos fungos *Metarhizium* e *Beauveria* (ALLEN, 2015).

3. *Helicoverpa zea*

3.1. Histórico e Características gerais

A lagarta da espiga *Helicoverpa zea* (Boddie) (Lepidoptera: Noctuidae) está entre as principais pragas do milho pelo dano direto (ataque dos grãos em formação), destruindo-os e deixando abertura que facilitam a entrada de microrganismos causadores de podridões (GASSEN, 1996; CRUZ, 2008). E a ocorrência de fungos reduz a qualidade e a quantidade de grãos produzidos, que trazem um sério problema que são os metabólitos tóxicos, as micotoxinas, produzidas por algumas espécies de fungos que causam podridão dos grãos. As micotoxinas são altamente tóxicas aos humanos e animais, podendo causar diversas doenças, até alguns tipos de câncer (SILVA et al., 2015). Além do milho, *H. zea* se alimenta também de outras culturas importantes como algodão e tomate. A lagarta da espiga é originária da região do México e está presente em todas as regiões temperadas e tropicais da América do Norte e do Sul, englobando todo o território brasileiro (VALENCIA-MONTOYA, 2020).

3.2. Identificação/Sintomatologia em plantas hospedeiras

O inseto adulto mede por volta de 40 mm, as asas anteriores são amarelo-parda com uma faixa transversal e manchas mais escuras, e as asas posteriores são de cor mais clara, os machos são mais claros que as fêmeas (Figura 3). O ovo mede cerca de 0,4 a 0,6 mm e tem coloração clara, e eclodem por volta de 3 dias. O período larval passa por normalmente seis ínstares, as lagartas são claras, vão passando para cor amarelo claro, a laranja, amarronzada e vai escurecendo até o último ínstar que pode chegar a medir 40mm. A fase de pupa ocorre no solo, com duração de aproximadamente 10 dias

(ALBERNAZ et al., 2014; CHEN et al., 2014). Os ovos são colocados um a um, ou em pequenos grupos (dois a três ovos), no estilo-estigmas (cabelo do milho), onde as larvas irão eclodir e se alimentarem inicialmente do estilo-estigma e se direcionarem para dentro da espiga, se alimentando dos grãos (SALVADORI; SUZANA, 2014).



Figura 3. Lagartas e adultos de *Helicoverpa zea* (Fonte: Simone Martins Mendes, Embrapa Milho e Sorgo).

3.3. Estratégias de manejo integrado

As principais formas de controle são através da utilização de milho que expressam as proteínas tóxicas do *Bacillus thuringiensis* e inseticidas (químicos ou biológicos). No entanto, como a praga é de final de ciclo, a pulverização no milho em fase final de desenvolvimento não é simples, além da dificuldade em atingir o alvo (CRUZ, 2002). O cultivo de lavouras Bt durante todo o ano e com muitas sucessões por ano, a expressão contínua de genes em plantas transgênicas, exerce forte pressão de seleção para resistência em populações de pragas polípagas que atacam as principais culturas Bt de importância econômica no Brasil (soja, milho e algodão). Além disso, as lagartas são expostas a plantas de milho Bt com distribuição heterogênea de toxinas. Essas diferenças nas concentrações de toxinas, que variam de acordo com a idade, parte da planta e condição ambiental, podem influenciar a dominância da resistência e proporcionar respostas comportamentais que podem influenciar a evolução da resistência a essas proteínas tóxicas. (CAPRIO et al., 2015; YANG et al., 2017; CARRIÈRE et al., 2010; DUTTON et al., 2004). Além disso, a expressão das proteínas

nas espigas é menor do que nas folhas pelo acúmulo de amido e também é menor em plantas mais velhas em relação às mais jovens (CARRIÉRE et al., 2019). Então, mesmo que o milho Bt seja eficiente para as lagartas desfolhadoras, não se pode esperar o mesmo desempenho para lagartas que se alimentam das espigas do milho (BALIEIRO NETO et al., 2013).

4. *Listronotus bonariensis*

4.1. Histórico e Características gerais

O *Listronotus bonariensis* (Kuschel) (Coleóptera, Curculionidae) conhecido como broca-do-azevém é uma praga de gramíneas que se alimenta além do azevém, de importantes culturas como milho, centeio, aveia, trigo, pastagens entre outros (GASSEN, 2000). Está presente na Oceania e América do Sul (Argentina, Bolívia, Brasil, Chile e Uruguai) (CABI, 2022). Apesar da ocorrência no Brasil, mais precisamente na região Sul, não é uma praga de grande importância, sendo relatada como mais danosa na Nova Zelândia (MCNEILL et al., 2002).

4.2. Identificação/Sintomatologia em plantas hospedeiras

Os ovos são colocados em pequenos grupos (um a três ovos), na bainha da folha dos hospedeiros, normalmente dentro de 5 cm da superfície do solo. As larvas são ápodas, com cabeça castanha e o corpo de coloração branca e atingem 0,3 cm de comprimento. As larvas fazem galerias, alimentando-se de plantas pequenas, de gemas e de perfilhos, causando o definhamento e a morte da planta (MAY, 1961; GASSEN, 2000) (Figura 4). O adulto mede cerca de 2-3 mm, apresenta coloração castanho com pontuações claras, e ao emergirem, se alimentam das folhas no período noturno, mas o dano maior é na fase larval (MAY, 1961). Para detecção da praga no campo, observa-se furos retangulares nas pontas das folhas e excrementos pela alimentação dos adultos. O amarelecimento das folhas dos perfilhos é causado pela alimentação das larvas (SMITH et al., 1997).



Figura 4. Larva e adulto de *Listrionotus bonariensis* (Fonte: a- EPPO Global Database <https://gd.eppo.int/taxon/HYROBO/photos> acessado 05/08/2022; b- Pest and Diseases Image Library, Bugwood.org, <https://www.forestryimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=5319011>, acessado em 05/08/2022)

4.3. Estratégias de manejo integrado

O manejo deste inseto pode ser realizado através do controle biológico pelo parasitoide *Microctonus hyperodae* (Hymenoptera: Braconidae) que é um inimigo natural utilizado nas pastagens na Nova Zelândia para controle do *L. bonariensis* (BARKER, 2013). Medidas culturais como época ideal de semeadura para evitar que as plantas germinem no momento de pico populacional dos adultos. Uso de variedades de hospedeiros resistentes, controle biológico com fungos entomopatogênicos endofíticos e aplicação de inseticidas sistêmicos são práticas recomendadas (EFSA, 2018). O dano da broca-do-azevém em milho ocorre a partir de insetos presentes na lavoura. Como no Brasil é mais comum o plantio de milho após soja que não é hospedeiro deste inseto-praga, este não causa grande impacto, e, portanto, não existem produtos registrados para controle de *L. bonariensis* (AGROFIT, 2022).

5. *Erwinia chrysanthemi* (= *Dickeya zae*)

5.1. Histórico e Características gerais

A podridão bacteriana do colmo foi relatada pela primeira vez em 1930 por Prasad, e identificada como *Erwinia dissolvens*, porém os sintomas descritos eram similares aos sintomas resultantes por infecções por *Erwinia chrysanthemi* pv. *zae*. Em 1969, o patógeno se disseminou por meio de chuva e um surto da doença ocorreu no distrito de Mandi, na Índia (Kumar et al.; 2017). Nessa época, a infestação da doença foi relatada em várias partes do mundo (Kumar et al.; 2017, Hingorani et al., 1959; Pauer, 1964; Prasad, 1930, Sabet, 1954; Volcani, 1961; Zachos et al., 1963; Martinez-Cisneros et al., 2014).

D. zae, causa podridão mole em colmo de milho e tem importância econômica devido ao grande número de plantas que morrem e tombam (Cardoza et al., 2016). As perdas pela doença podem variar entre 21 e 98% na produção de grãos (Thind & Payak, 1978). No Brasil, a podridão mole do colmo não ocorre em alta incidência, sendo doença considerada de importância secundária associada a situações em que ocorre alta umidade, principalmente por períodos prolongados de chuva e irrigação.

A bactéria está distribuída mundialmente e presente em vários países da África, Ásia, Europa, América do Norte e Oceania. Na América do Sul está relatada no Brasil, Guiana e Colômbia (CABI, 2022).

Hospedeiro da praga:

A complexidade taxonômica em grupos de *Erwinia* pectolítica dificulta a identificação da gama de hospedeiros, bem como sua distribuição. Porém, o milho é considerado o hospedeiro principal de *D. zae*. Outras culturas hospedeiras são várias plantas ornamentais, batata, batata doce, cebola, berinjela, cenoura, feijão, nabo, rabanete, beterraba, tomate, pimenta malagueta, sorgo, milheto, fumo, repolho, mamão e cana-de-açúcar, ararutão (*Canna edulis*), banana, arroz, abacaxi (CABI, 2022, Veléz-Negrón, et al., 2022; Yang et al., 2019, Yang et al., 2020; Pu et al., 2012, Thind, 1970; Rangarajan e Chakravarti, 1971; Hingorani et al., 1959; Mehta, 1973; Sinha e Prasad, 1977).

5.2. Identificação/Sintomatologia em plantas hospedeiras

Identificação taxonômica:

- Domínio: Bacteria
- Phylum: Proteobacteria
- Classe: Gammaproteobacteria
- Ordem: Enterobacteriales
- Família: Enterobacteriaceae

Evolução da nomenclatura conforme Kumar et al. (2017)

1. *Bacillus* - Jones, 1900
2. *Erwinia* - Winslow et al. (1917) em homenagem a um fundador da fitobacteriologia Erwin Flink Smith
3. *Erwinia chrysanthemi* – Burkolder eta. 1953
4. *Pectobacterium* -Waldee, 1945
5. *Erwinia carotovora* f. sp *zeae* – Sabet, 1954
6. *Erwinia chrysanthemi* pv. *zeae* – Dye et al., 1980
7. *Dickeya zeae* – Samson et al., 2005, baseado na sequência de genes da região 16S rRNA

Morfologia

Dickeya zeae é gram negativa, em forma de bastonete, variando de 0,8-3,2 x 0,5-0,8 µm (média de 1,8 x 0,6 µm), possui de 3-14 flagelos peritriquiaes (usualmente 8-11), colônias viscosas esbranquiçadas e brilhantes crescem em meio de cultura Kings B Meclium (Kumar et al., 2015).

Identificação

Além da sintomatologia em plantas, a identificação pode ser realizada por testes bioquímicos que auxiliam na identificação de diferentes espécies bacterianas com base no diferencial atividades bioquímicas considerando diferença de carboidratos, proteína, metabolismo da gordura, produção de certas enzimas, capacidade de utilizar um determinado composto etc. (Kumar et al., 2017).

A caracterização molecular também é uma ferramenta importante na identificação de bactérias de forma segura baseando-se em primers de locus/genes específicos. O sequenciamento gênico foi usado recentemente, sendo o gênero *Dickeya* descrito em seis espécies: *dianthicola*, *dadantii*, *zeae*, *chrysanthemi*, *paradisiacal* e *solani* (Samson et al., 2005; Brady et al., 2012; Van der et al., 2013, Kumar et al., 2017).

Sintomatologia e epidemiologia

Infecções por *D. zeae* são favorecidas por altas temperaturas e umidade (CABI, 2022, Casela et al., 2006). A bactéria sobrevive no solo em restos culturais, hospedeiros alternativos por longos períodos (Kumar et al., 217).

Dickeya zeae causa podridão mole e maceração de tecidos frescos de algumas culturas anuais, frutas e plantas ornamentais. Enzimas pectolíticas favorecem a patogenicidade da bactéria, enquanto duas moléculas, zeamina e zeamina II desempenham importante papel na virulência e variabilidade de hospedeiros. As zeaminas são fitotoxinas que inibem a germinação de sementes de arroz (*Oryza sativa*), aceleram o desenvolvimento dos sintomas em batatas (*Solanum tuberosum*) e couve chinesa (*Brassica pekinensis*) (CABI, 2022).

As lesões se caracterizam pelo encharcamento dos tecidos, podridão mole do colmo, com ocorrência de um odor fétido (Figura 5). Com o desenvolvimento da doença, ocorre murcha generalizada seguida de morte da planta (Cardoza et al., 2016). As lesões geralmente iniciam-se nos entrenós próximos ao solo e atingem os entrenós superiores, podendo iniciar pela parte superior do colmo, causando a podridão do cartucho (Embrapa, 2015, Casela et al., 2006).

Os sintomas típicos dessa doença são a murcha e a seca das folhas decorrentes de uma podridão aquosa na base do cartucho. As folhas se desprendem facilmente e exalam um odor desagradável (Figura 5). Nas bainhas das outras folhas, pode-se observar a presença de lesões encharcadas (anasarcas). Podem ocorrer o apodrecimento dos entrenós inferiores ao cartucho e a murcha do restante da planta. Ferimentos no cartucho causados por insetos podem favorecer a incidência dessa podridão (Embrapa, 2015, Casela et al., 2006). Cortes longitudinais dos colmos apresentam descoloração interna, podridão viscosa e mole que se concentram principalmente nos nós. Durante

períodos diurnos, ocorre uma murcha generalizada das plantas e no período noturno, há a recuperação de turgidez, até que o processo se torne irreversível. Sob condições favoráveis para o desenvolvimento da doença, observa-se necrose das nervuras nas folhas mais velhas. O colmo apodrece completamente e ocasionalmente a parte superior da planta se solta do colmo (Cardoza et al., 2016).

Os sintomas da podridão bacteriana do colmo podem ser confundidos com os sintomas de podridão causados por *Pythium aphanidermatum*, porém, no caso do fungo não ocorre odor fétido (Kumar et al., 2017).



Figura 5. a - Sintomas de podridão bacteriana em colmo em milho cultivado em área irrigada, Cristalina, GO. (Foto: Dagma D. Silva); b - Sintomas de podridão em cartucho de milho causada por *Dickeya zae*. (Fotos: Rodrigo Vêras da Costa).

5.3. Estratégias de manejo integrado

Controle químico

Registrado no AGROFIT/MAPA (2022), um produto comercial com o antibiótico de princípio ativo casugamicina. O produto deve ser aplicado na dose de 2,5 a 3 L por hectare, calda de 100 a 200 L/ha ou de 20 a 50 L de calda em aplicações aéreas. Devem ser realizadas no máximo duas aplicações preventivas a partir da fase de pendoamento, com intervalo de 10 dias entre aplicações e intervalo de segurança de 20 dias. **Sugere-se, antes da recomendação deste produto, verificar junto ao MAPA a existência de restrições por parte do país importador.**

Medidas culturais

Melhorar a drenagem do solo para evitar o encharcamento. Em áreas irrigadas, deve-se atentar ao manejo adequado da irrigação, evitando que haja acúmulo de umidade nos cartuchos das plantas e no solo (Casela et al., 2006).

Não há informações sobre a resistência genética e produtos para tratamento de sementes para *D. zae* no Brasil.

6. *Peronosclerospora sorghi*

6.1. Histórico e Características gerais

Embora muitas vezes confundido com um fungo, *Peronosclerospora sorghi* (Weston & Uppal) C. G. Shaw é um organismo pertencente ao reino Chromista, filo Oomycota, classe Oomycetes e ordem Peronosporales. Este organismo sobrevive no solo e infecta as raízes das plantas causando uma doença conhecida como míldio do sorgo nas culturas do sorgo e milho. O patógeno encontra-se disseminado em muitas regiões tropicais e subtropicais do mundo e pode causar severas epidemias nestas culturas quando as condições são favoráveis ao desenvolvimento da doença. Quando há presença de inóculo no solo e as infecções ocorrem no início do ciclo das culturas as

plantas tornam-se estéreis. No Brasil, o míldio, antes restrito aos estados da região Sul, encontra-se atualmente distribuído em, praticamente, todas as áreas de plantio das culturas hospedeiras.

Na cultura do sorgo, o míldio é uma doença com ampla faixa de adaptação climática, sendo encontrada na África, Ásia, América do Norte e América do Sul. A doença pode causar perdas significativas à produção de sorgo em áreas favoráveis à sua ocorrência e em cultivares de alta suscetibilidade.

P. sorghi apresenta as fases de reprodução sexuada e assexuada na natureza e, portanto, pode ser disseminado por oósporos, conídios e micélio em sementes ou em restos culturais ou dispersos pelo vento (BARBOSA et al., 2006; FREDERIKSEN, 1980). A fase assexuada é caracterizada pela produção de esporângios em esporangióforos eretos, hialinos, que emergem dos estômatos das folhas. Em *P. sorghi* não há liberação de zoósporos pelos esporângios, os quais germinam diretamente através da formação de um tubo germinativo. Por esta característica, os esporângios são considerados como conídios e os esporangióforos como conidióforos. Os conidióforos consistem de uma célula basal bem desenvolvida e um eixo principal, com ramificações dicotômicas no ápice (BARBOSA et al., 2006). Os conidióforos são eretos, hialinos com ramificações dicotômicas, que emergem dos estômatos e medem de 180 a 300 µm de comprimento. Os conídios, produzidos nas extremidades de esterigmas, medem de 15 a 29 µm de comprimento por 15 a 27 µm de largura, são hialinos, ovalados, desprovidos de papilas e de poros e germinam formando tubos germinativos.

Na reprodução sexuada, os oósporos são produzidos em fileiras no mesófilo entre os feixes fibrovasculares, apresentam forma esférica, com diâmetro de 25 a 42 µm, são hialinos, amarelados e envolvidos pelas paredes do oogônio, com espessura irregular (CASELA; FERREIRA, 2001). Os oósporos germinam por um tubo germinativo ramificado e não septado e contém material granular com massa de glóbulos oleosos.

6.2. Identificação/Sintomatologia em plantas hospedeiras

6.2.1. Principais sinais/estruturas/ características para identificação da praga

Os oósporos presentes no solo germinam por um tubo germinativo e invadem as raízes das plântulas. A partir das raízes, o micélio do patógeno cresce em direção às

partes superiores da planta, coloniza o tecido meristemático e induz uma clorose foliar. Os oósporos são formados nas folhas de plantas com infecção sistêmica e são liberados no solo quando as folhas são rasgadas pela ação do vento ou através dos restos culturais e funcionam como esporos de resistência. Os oósporos podem sobreviver por vários anos no solo e constituem a fonte primária de inóculo.

Os conídios são produzidos nas folhas cloróticas e são disseminados para folhas sadias de plantas adjacentes, iniciando o ciclo secundário de infecção. O patógeno pode também sobreviver em plantas perenes atacadas, como as da espécie *Sorghum halepense*, que servem como fonte de inóculo na forma de conídios, para a próxima cultura de milho ou sorgo. Os oósporos são produzidos com menor frequência e com menor abundância em plantas de milho (*Zea mays*) do que em plantas de sorgo, enquanto as lesões localizadas induzidas por conídios aparecem com maior severidade em milho do que em sorgo. A disseminação da doença ocorre através dos oósporos produzidos em plantas com infecção sistêmica, que, além de infestarem o solo, são também disseminados pelo vento. Existem relatos de altos níveis de infecção em lavouras de milho ou de sorgo onde a doença ainda não havia ocorrido, mas que estavam próximas a áreas de ocorrência da doença. Os oósporos presentes nas sementes e em restos culturais misturados às sementes são as mais prováveis fontes de disseminação do patógeno. Outro agente de disseminação são os conídios, os quais apresentam um período de sobrevivência bastante curto (apenas algumas horas sob condições ideais) e, provavelmente, não têm grande importância na disseminação da doença a longas distâncias. Dentro da lavoura e entre plantas, contudo, esses esporos têm um importante papel na distribuição da doença, principalmente em cultivares suscetíveis.

O micélio do patógeno pode estar presente na semente, mas é rapidamente inativado pela dessecação e tem pouca importância na disseminação da doença. Hospedeiros de *P. sorghi* incluem espécies dos gêneros *Sorghum*, *Euchlaena*, *Panicum*, *Pennisetum* e *Zea*. A temperatura mínima do solo para a ocorrência de infecção das plântulas de sorgo pelos oósporos é de 10°C. Baixos níveis de umidade do solo favorecem a infecção pelos oósporos. A produção de conídios e a infecção são favorecidas por baixa umidade relativa e por baixas temperaturas, sendo 18°C a temperatura ótima para a produção de conídios.

Durante a noite, sob condições de temperaturas entre 21 e 23°C e na presença de orvalho, ocorre abundante produção de esporângios pelo fungo. Esses esporângios são eficientemente disseminados pelo vento, nas primeiras horas da manhã. Ainda sob as condições de presença de orvalho e de temperaturas entre 21 e 23°C, os esporângios germinam e infectam rapidamente as plantas de milho, causando lesões localizadas, nas quais ocorre nova produção de esporângios. Após a infecção, se a temperatura ambiente se mantiver abaixo de 22°C, a severidade dessa doença pode atingir níveis epidêmicos.

Vários patótipos de *P. sorghi* foram identificados nas diferentes regiões de plantio de sorgo no mundo. Há indicações da existência de cinco patótipos de *P. sorghi* no continente americano, dos quais três foram identificados no Texas (EUA). Esses cinco patótipos representam, provavelmente, uma pequena parte da variabilidade total do patógeno na natureza. Em uma avaliação da virulência de uma coleção de 16 isolados de *P. sorghi*, representando a Ásia, África, América Central e América do Norte, verificou-se, através das reações diferenciais produzidas por 75 genótipos de sorgo, que os 16 isolados representavam 16 patótipos distintos de *P. sorghi*.

6.2.2. Principais sintomas em plantas de milho ou outros Hospedeiros

Plantas de milho com míldio apresentam tipicamente deformações no pendão (pendão louco ou “crazy top”), em que as estruturas florais tomam o aspecto de pequenas folhas (Figura 6-A e B), ou apresentam folhas estreitas e eretas (Figura 6-C), sem a presença de pendão. Em ambos os casos, não há formação de espigas. Normalmente, formam-se estrias esbranquiçadas, contínuas ao longo das folhas (Figura 6-D e E). Pela manhã, é possível observar, na face inferior das folhas, ao longo das estrias, uma camada branca formada pelos esporângios de *P. sorghi*. Em plantas jovens, o sintoma da doença caracteriza-se pelo aparecimento de áreas de coloração verde-claro que, nitidamente, contrasta com o verde normal das folhas (Figura 6-F).

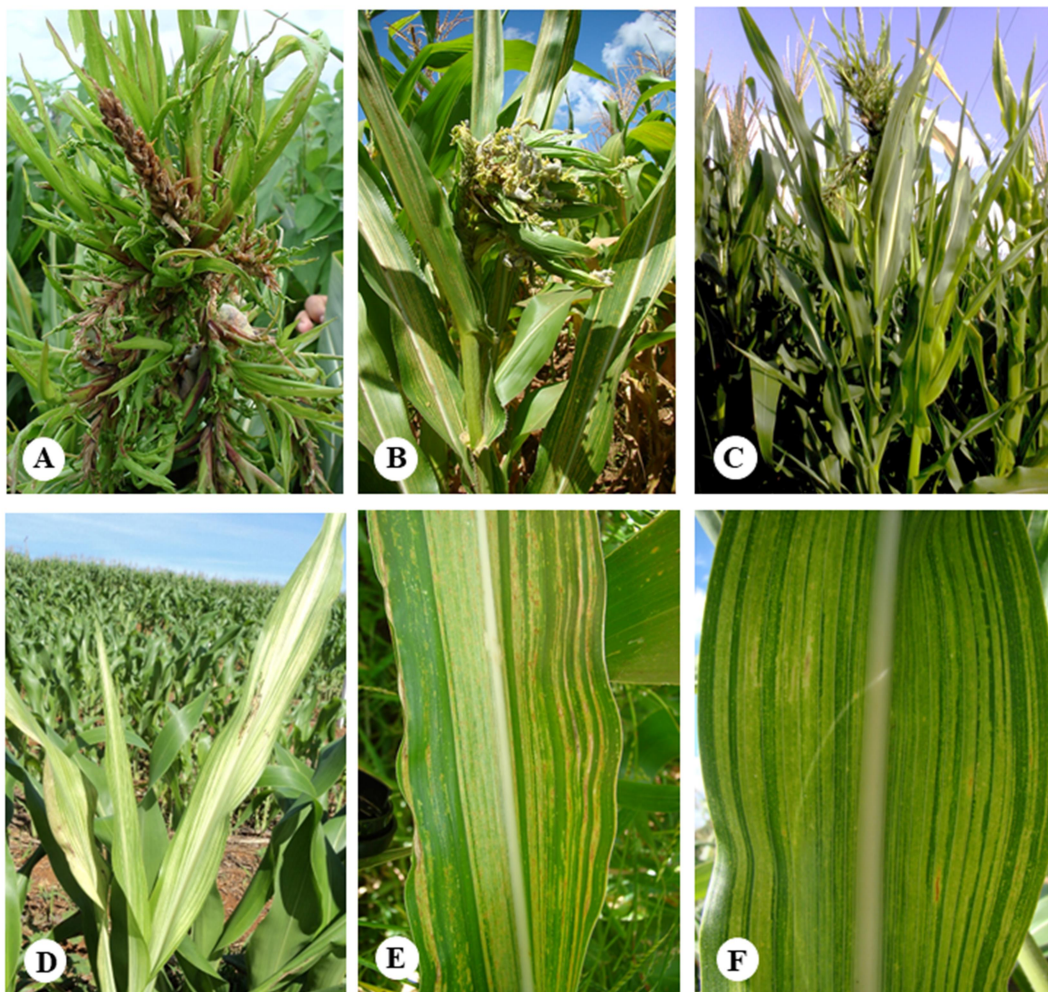


Figura 6. Lesões de *Peronosclerospora sorghi* em folhas de milho. Deformações no pendão (A e B). Folhas estreitas e eretas (C). Estrias esbranquiçadas, contínuas ao longo das folhas (D e E). Áreas de coloração verde-claro que, nitidamente, contrasta com o verde normal das folhas (F). Fonte: Rodrigo Veras da Costa e Luciano Viana Cota, Embrapa Milho e Sorgo.

6.3. Estratégias de manejo

As principais medidas para o manejo do míldio do sorgo no milho são o uso de sementes saudáveis e livres do patógeno, uso de cultivares resistentes e o tratamento de sementes com fungicidas específicos para o patógeno.

A resistência genética é uma medida bastante efetiva para a prevenção e manejo do míldio em milho e sorgo. Existe um grande número de relatos na literatura sobre avaliações de germoplasmas de milho e sorgo para resistência ao míldio, os quais revelam a existência de materiais resistentes aos principais patótipos do patógeno e

identificam genes de resistência à doença (KIM et al., 2020; SUMATHI et al., 2020; JADHAV et al., 2019).

Até o momento, não há fungicidas registrados para o controle do míldio em milho ou sorgo no Brasil. Entretanto, é reconhecida a elevada eficiência do princípio ativo metalaxil no controle dessa doença. O metalaxil é um fungicida sistêmico absorvido pelas folhas, caules e raízes que age inibindo a síntese de proteínas no patógeno e pode ser aplicado de várias formas para o controle da doença, entretanto, o método mais comum é a utilização via tratamento de sementes, na dosagem de 0,35–2,0 g i.a./kg de semente (ODVODY; FREDERIKSEN, 1984). O tratamento de sementes de sorgo ou milho com metalaxil é efetivo por 20-30 dias após o plantio (ANAHOSUR; PATIL 1980).

Algumas medidas culturais podem ser utilizadas em sistema de manejo integrado para a prevenção e controle do míldio em milho: 1) Rotação de culturas com espécies não hospedeiras para reduzir o potencial de inóculo inicial; 2) Roguing de plantas doentes: a eliminação de plantas doentes reduz a população de oósporos e, consequentemente, a incidência de infecção sistêmica nas culturas subsequentes; 3) Época de semeadura: a antecipação da semeadura pode reduzir a incidência de infecções sistêmicas a partir de inóculo vindo de áreas próximas; e 4) Aração profunda: em alguns casos a aração profunda pode ser útil para reduzir a quantidade de oósporos na camada superficial do solo.

7. *Maize chlorotic mottle vírus*

7.1. Histórico e Características gerais

Maize chlorotic mottle virus (MCMV; *Machlomovirus*, família *Tombusviridae*) foi identificado em lavouras de milho pela primeira vez em 1971 no Peru, posteriormente nos EUA (1978), Argentina, Tailândia, México e Havaí (Décadas 80 e 90) e mais recentemente, após 2010, China, Quênia, República Democrática do Congo, Ruanda, Taiwan, Etiópia, Equador e Espanha (Wang et al., 2017; Braidwood et al., 2018; Redinbaugh e Stewart, 2018) (Figura 7). Este vírus ainda não foi detectado no Brasil (KITAJIMA, 1998; Oliveira et al., 2020). Esta espécie de vírus ganhou importância para a cultura do milho em algumas regiões do mundo em virtude da sua interação sinérgica com Potyvirus que infectam o milho causando doença conhecida como

necrose letal do milho (Maize Lethal Necrosis-MLN) que pode resultar em perda de até 100% da produção (Wang et al., 2017; Redinbaugh e Stewart, 2018). Os hospedeiros do MCMV incluem além do milho, outras espécies de importância econômica dentro da família das poaceas como sorgo (*Sorghum bicolor*), cevada (*Hordeum vulgare*), trigo (*Triticum aestivum*), milheto (*Panicum miliaceum*) e cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.) (Mahuku et al., 2015; Kusia et al., 2015; Bockelman et al., 1982). A infecção em alguns hospedeiros é assintomática, no entanto não é conhecido se estas plantas são reservatórios do vírus em condições naturais de cultivo para posterior infecção do milho.

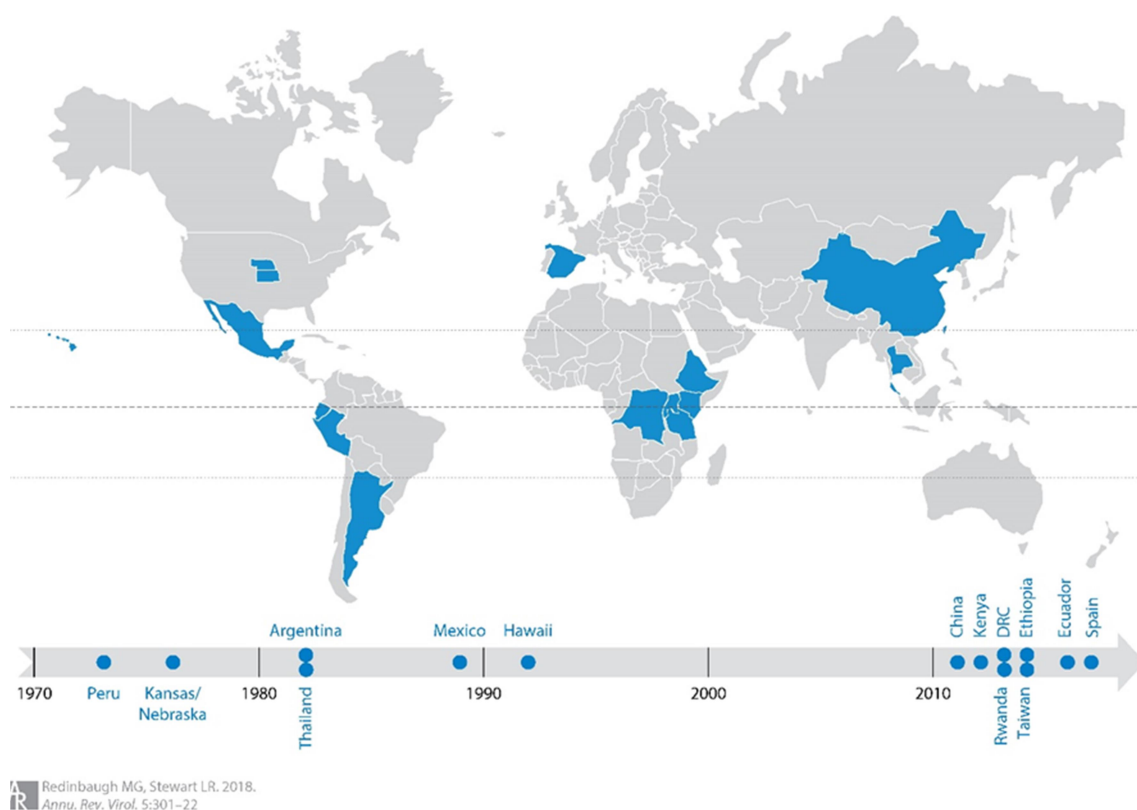


Figura 9. Países com registro da ocorrência do MCMV em diferentes continentes mundo a partir da década de 70. (Fonte: Redinbaugh e Stewart, 2018).

7.2. Identificação/Sintomatologia em plantas hospedeiras

Os sintomas variam conforme o híbrido/variedade de milho plantado e do estágio em que a planta é infectada. Os sintomas típicos da infecção são: mosaico, clorose e redução do crescimento das plantas de milho, presença de estrias paralelas nas nervuras das folhas (Figuras 8 e 9). Com o aumento do tamanho das lesões, elas se unem e

produzem longas faixas, bandas ou manchas de tecido clorótico, que resultam em morte do tecido foliar. A planta tem uma aparência atrofiada, com entrenós curtos. Em plantas suscetíveis ou com infecção muito cedo, as espigas não se desenvolvem adequadamente. Os danos são mais severos quando ocorre a infecção simultânea do MCMV e algum Potyvirus, nestes casos temos origem a doença conhecida como necrose letal do milho (Figura 3). A necrose letal do milho ocorre quando a planta é infectada pelo maize chlorotic mottle virus e um dos Potyvirus tais como sugarcane mosaic virus (SCMV), maize dwarf mosaic virus (MDMV) ou wheat streak mosaic virus (WSMV) (Redinbaugh e Stewart, 2018). A necrose letal vem causando sérios prejuízos à produção de milho em países do leste da África desde os anos de 2012/2013 (Mahuku et al., 2015; Guadie et al., 2019).

O diagnóstico da infecção por MCMV precisa ser confirmado com métodos sorológicos-ELISA ou com métodos moleculares tipo RT-PCR utilizando Primers específicos (Asiimwe et al., 2020; Prasanna, 2021; Li et al., 2021).

O MCMV é transmitido de forma mecânica, por sementes contaminadas, ou por insetos como tripes (*Frankliniella williamsi*) e besouros (*Diabrotica* spp.) (Redinbaugh e Stewart, 2018; Prasanna, 2021).



Figura 8. Sintomas típicos de mosaico nas folhas causados pela infecção do MCMV em plantas jovens de milho. (Fonte: Nelson et al., 2011).

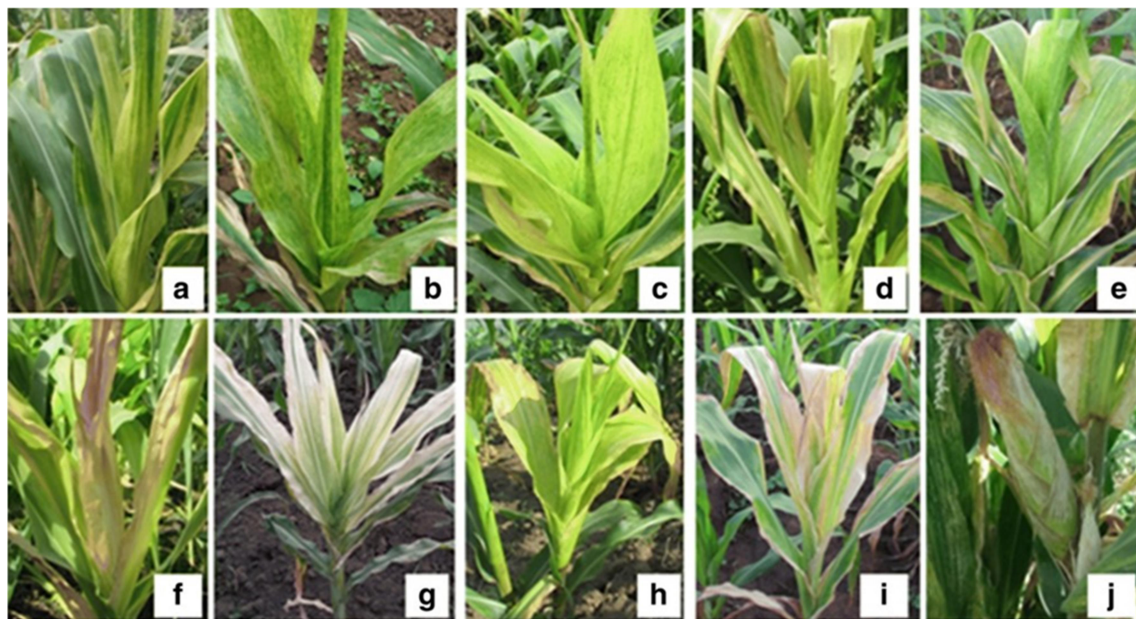


Figura 9. Sintomas causados pela infecção do MCMV em plantas de milho (A, E) e sintomas da infecção mista do MCMV e Potyvirus (F a J), dando origem a doença conhecida como necrose letal do milho (Fonte: Guadie et al., 2019 (<https://doi.org/10.1007/s10658-018-1568-7>))

7.3. Estratégias de manejo integrado

As principais medidas de manejo do MCMV incluem: Plantio de cultivares resistentes; Uso de sementes livres do patógeno; Monitoramento das lavouras para identificação de focos da doença e realização de testes diagnóstico para confirmar a presença do patógeno; Controle de hospedeiros alternativos, especialmente plantas da família poaceae; realizar rotação de culturas com espécies não hospedeiras do vírus (Prasanna et al., 2020; Nelson et al., 2011; Redinbaugh e Stewart, 2018).

PLANTAS DANINHAS

8. *Ambrosia artemisiifolia*

Família: Asteraceae

Nomes comuns: losna-do-campo, ambrosia-americana

8.1. Características gerais

Planta anual, herbácea ou sublenhosa, pouco ramificada, de 40-80cm de altura. Caule e ramos geralmente arroxeados. Folhas levemente pubescentes. Reprodução por sementes. É uma planta daninha de relativa frequência nas principais áreas agrícolas da região Centro-Sul do País, onde ocorre principalmente durante a estação da primavera em lavouras anuais e perenes (Figura 10).



Figura 10. *Ambrosia artemisiifolia* L (Fonte: Barbara Tokarska-Guzik, University of Silesia, Bugwood.org).

9. *Cenchrus echinatus*

Família: Poaceae

Nomes comuns: Capim-carrapicho, timbête, capim-amoroso

9.1. Características gerais

Planta anual, herbácea, entouceirada, glabra, ereta ou eventualmente semi-prostada, geralmente, com a base arroxeadada, de 20 – 60cm de altura. Espiga com espigueta espinhenta com semente. Reprodução por sementes. É uma planta daninha muito frequente em lavouras anuais e perenes de quase todo País (Figura 11).



Figura 11. *Cenchrus echinatus* (Fonte: Forest and Kim Starr, Starr Environmental, Bugwood.org)

10. *Euphorbia heterophylla*

Família: Euphorbiaceae

Nomes comuns: leiteiro, leiteira, amendoim-bravo

10.1. Características gerais

Planta anual, leitosa, ereta, pouco ramificada, de 30-80cm de altura. Folhas glabras ou levemente pubescentes, de forma bastante variável, com margens inteiras ou recortadas. Reprodução por sementes. É bastante frequente em todo o país, ocorrendo principalmente em lavouras anuais e perenes (Figura 12).



Figura 12. *Euphorbia heterophylla* (Fonte: Rebekah D. Wallace, University of Georgia, Bugwood.org).

11. *Solanum elaeagnifolium*

Família: Solanaceae

Nomes comuns: arrebenta-cavalo, melãozinho-do-campo

11.1. Características gerais

Planta herbácea, perene, caule ereto-ramificado, 10-100cm de altura, caule pubescente e espinhoso, folhas pubescentes. Pode se propagar por sementes e rizomas. Pouco relatada sobre a sua importância e distribuição geográfica no Brasil (Figura 13).



Figura 13. *Solanum elaeagnifolium* (Fonte: Gailhampshire do Jardim Botânico UTAD, Flora Digital de Portugal).

12. *Solanum carolinense*

Família: Solanaceae

Nomes comuns: urtiga-de-cavalo

12.1. Características gerais

Planta herbácea, perene, folhas com pilosidade na parte adaxial e abaxial. O caule e parte inferior da nervura das folhas apresentam espinhos. Pode se propagar por sementes e rizomas. Os caules de plantas mais velhas se tornam lenhosos. Podem crescer até 1m, mas normalmente, ocorrem em menor altura, formando subarbustos. Pouco relatada sobre a sua importância e distribuição geográfica no Brasil (Figura 14).



Figura 14. *Solanum carolinense* (Fonte: Mary Keim do Jardim Botânico UTAD, Flora Digital de Portugal).

13. *Sorghum halepense*

Família: Poaceae

Nomes comuns: sorgo-de-alepo, capim-massambará

13.1. Características gerais

Planta perene, cespitosa, fortemente rizomatosa, ereta, vigorosa, de 1-2m de altura. Colmos cerosos e com pilosidade em seus nós, Folhas cartáceas e glabras. Reprodução por rizomas e sementes. No Brasil sua área de infestação vem aumentando, mais frequente nos Estados de SP e Paraná (Figura 15).



Figura 15. *Sorghum halepense* (Fonte: Steve Dewey, Utah State University, Bugwood.org)

14. *Tagetes minuta*

Família: Asteraceae

Nomes comuns: cravo-de-defunto, erva-fedorenta

14.1. Características gerais

Planta anual, sublenhosa, ereta e quase sem ramificação, mal cheirosa, de 1-2m de altura. Reprodução por sementes. Planta daninha infestante de cultivos anuais e perenes. Presente de norte a sul do país, entretanto sem grande importância agrônômica (Figura 16).



Figura 16. *Tagetes minuta* (Fonte: Kesi, Michael. Biological Library) (BioLib).

15. *Urochloa plantaginea*

Família: Poaceae

Nomes comuns: capim-marmelada, marmelada, papuã

15.1. Características gerais

Planta anual, herbácea, fortemente cespitosa, ereta, de 50-80cm de altura, formando densas touceiras. Colmos com enraizamento nos nós em contato com o solo. Folhas glabras, de 10-25cm. Reprodução por sementes. É uma das plantas daninhas mais frequentes nos solos cultivados das regiões Centro e Sul do país. Infesta todas as culturas, entretanto é particularmente encontrada em lavouras anuais como soja e milho (Figura 17).



Figura 17. *Urochloa plantaginea* (Fonte: Galon, Leandro. Arquivo pessoal)

16. *Merremia aegyptia*

Família: Convolvulaceae

Nomes comuns: jetirana, jitirana, jetirana-cabeluda

16.1. Características gerais

Planta anual, herbácea, trepadeira, com caules revestidos de pubescência hirsuta e amarelada, com 2-4m de comprimento. Propaga-se por sementes. Encontra-se dispersa pelo território brasileiro, é uma planta daninha frequente apenas em algumas regiões do Planalto-Central e Nordeste do país. Ocorrem, principalmente, em beiras de estrada, terrenos baldios, lavouras anuais e perenes (Figura 18).



Figura 18. *Merremia aegyptia* (Fonte: Gailhampshire do Jardim Botânico UTAD, Flora Digital de Portugal)

Plantas daninhas: Estratégias de manejo

Para minimizar a ocorrência dessas espécies nas lavouras a estratégia de controle deve ser estabelecida com base na realidade de cada local. É importante realizar a integração de diferentes métodos de controle.

A seguir uma breve descrição de algumas práticas de controle passíveis de serem utilizadas por produtores para evitar a entrada, estabelecimento e disseminação destas plantas daninhas em suas áreas.

Manejo Preventivo

O manejo preventivo consiste em medidas para evitar a introdução, estabelecimento e/ou a disseminação de espécies-problemas em áreas por elas ainda não infestadas. Dentre as medidas pode-se citar: a limpeza minuciosa de implementos agrícolas, antes da entrada na área; utilizar sementes certificadas; realizar a limpeza de beiras estradas e canais de irrigação; eliminar focos de infestação antes que ela se alastre para novas áreas; deixar animais adquiridos em quarentena; não deixar animais se movimentarem de áreas infestadas para não infestadas; usar adubos orgânicos somente depois de fermentado.

Rotação de culturas e mecanismos de ação

A prática de rotação de cultura é importante para promover a diversificação do ambiente, reduzindo a seleção de espécies e diminuindo a ocorrência daquelas mais problemáticas ou de difícil controle. Realizar rotação de culturas facilita a rotação de mecanismos de ação dos herbicidas, o que é uma prática importante, não só para prevenir o aparecimento, como também para manejar plantas daninhas de difícil controle.

Plantas de cobertura

A utilização de plantas de cobertura auxilia na supressão do desenvolvimento e emergência de diversas espécies de plantas daninhas. Este fato pode estar relacionado a competição pelos recursos do ambiente (água, luz e nutrientes) e pela liberação de compostos alelopáticos que podem inibir a germinação e/ou desenvolvimento das plantas daninhas. Após sua dessecação, pode criar ambiente desfavorável para germinação das plantas daninhas, devido ao impedimento físico, a redução nas

oscilações de temperatura e da qualidade de luz incidente sobre a superfície do solo. A escolha da planta de cobertura do solo na entressafra varia conforme a região em função das espécies mais adaptadas às condições edafoclimáticas locais.

Arranquio e capina manual

O arranquio e a capina manual tem sido uma prática de controle mecânico utilizado para eliminar falhas pontuais de controle. É importante que estas plantas sejam eliminadas antes da maturação fisiológica de suas sementes e que sejam retiradas da área para evitar o seu restabelecimento.

Manejo na Entressafra

Áreas de produção devem ser mantidas livres de plantas daninhas, pois é comum que neste período ocorra a multiplicação de muitas espécies, aumentando o banco de sementes e a pressão de infestação. É indicado que a cultura seja semeada em área limpa. Uma estratégia passível de ser utilizada para reduzir a presença de plantas daninhas durante este período é o uso de plantas de cobertura. Esta prática reduz a necessidade de uso de herbicidas e facilita a dessecação para o semeio. Na dessecação pré-plantio, é indicada a associação de produtos de diferentes mecanismos de ação para promover o controle eficiente das plantas daninhas presentes na área.

Controle Químico

O controle químico de plantas daninhas deve ser realizado de forma meticulosa. Os herbicidas devem ser aplicados no estágio de desenvolvimento apropriado da infestante para que o controle seja consistente. A utilização de herbicidas com diferentes mecanismos de ação, tanto de pré como pós-emergentes, são estratégias importantes para diminuir a pressão de seleção de biótipos resistentes a herbicidas e melhorar o espectro de controle. Para ser utilizado o herbicida deve estar registrado no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) além de ser cadastrado no Estado. A recomendação dos herbicidas e dosagem devem ser realizadas com base na comunidade de plantas daninhas presentes na área e realizada por profissional habilitado na área.

17. *Acanthoscelides obtectus*

17.1. Histórico e Características gerais

O *Acanthoscelides obtectus* (Say, 1831) (Coleóptera: Chrysomelidae) é conhecido como caruncho do feijão. É um inseto-praga amplamente distribuído em todos os continentes do mundo (CABI, 2002). Devido a importância do feijão como alimento no Brasil, é considerado uma das principais pragas de grãos armazenados e ocorre em todos os estados produtores de feijão. É uma praga primária, interna à semente, atua em profundidade na massa do grão. *A. obtectus* pode se desenvolver além do feijão comum, também no feijão de corda, ervilha e grão de bico (HAMRAOUI & REGNAULT, 1995). A presença do inseto em milho, no Brasil, é pouco relatada, mas sua presença na massa de grãos de milho pode ocorrer devido a contaminação por lotes de feijão que estejam infestados e próximos a lotes de milho.

A condição ambiental ideal para o seu desenvolvimento é em torno de 30 °C e entre 70% a 80% de umidade relativa do ar (UR), sendo a média de desenvolvimento de ovo a adulto de 27,5 dias, longevidade do adulto de 11,8 dias e a produção média de 63 ovos por fêmea.

Tabela 1.

17.2. Identificação/Sintomatologia em plantas hospedeiras

Os ovos de *A. obtectus* são colocados em grupos de 2 a 10, medindo cerca de 0,3 a 0,7 mm, com coloração translúcida a leitosa. As larvas são brancas medindo de 3 a 4 mm de comprimento e os adultos são de coloração escura, apresentam a forma ovóide com 2 a 4 mm de comprimento (REES, 1996; GALLO et al., 2002) (Figura 19 e 20).

A ocorrência pode ser no campo e no armazenamento (infestação cruzada), com perdas de até 30% (SGARBIERO, 2001). Os grãos danificados apresentam furos externos, que são os orifícios de onde saem dos adultos no final do ciclo, quanto mais grãos furados, maior o grau de infestação. A fase larval ocorre interna ao grão e pode passar despercebida quando de uma inspeção visual, dessa forma é recomendado o corte de grãos com suspeita de infestação para identificação da presença ou ausência de larvas.

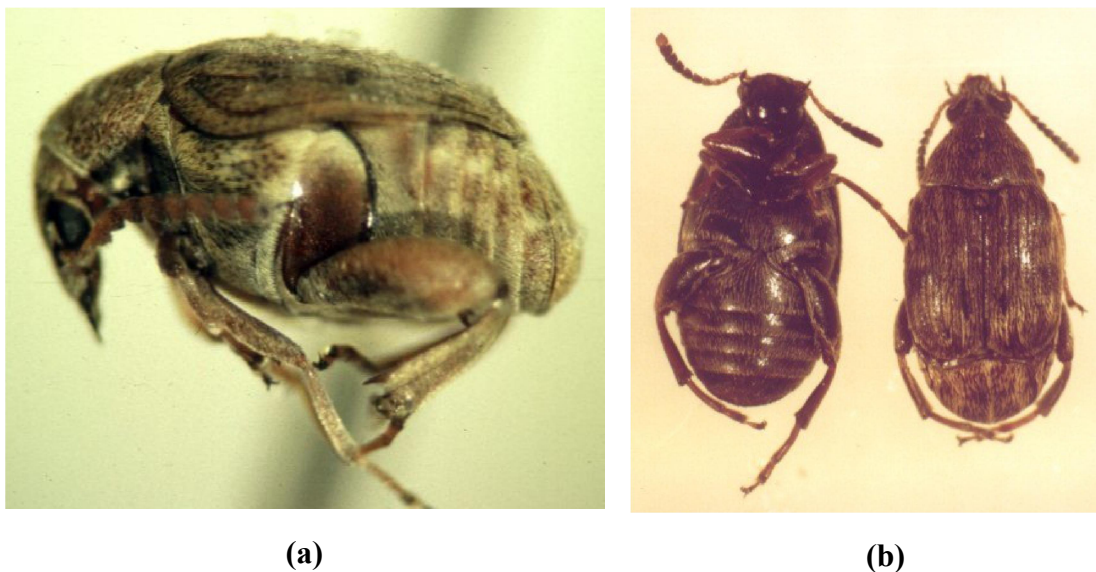


Figura 19. *Acanthoscelides obtectus*: vista lateral (a) e vistas ventral e dorsal (b). Fonte: PEREIRA & SALVADORI (2006).

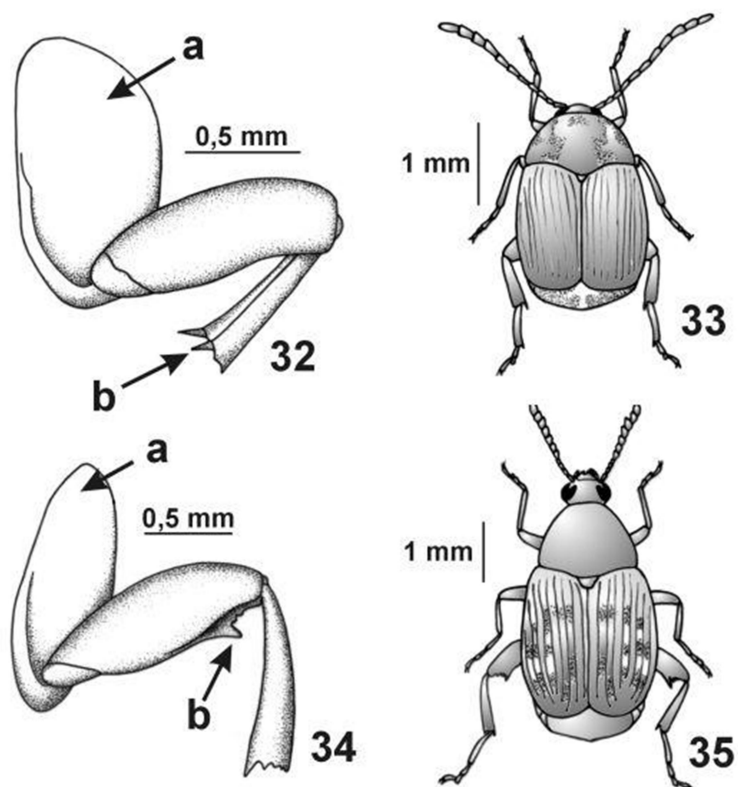


Figura 20. Desenho esquemático com diferenciações das espécies de *Zabrotes subfasciatus* (33) e *Acanthoscelides obtectus* (35) e detalhes morfológicos da coxa posterior (32a), esporões tibiais (32b) e inseto adulto de *Zabrotes subfasciatus* (33), coxa posterior (34a), pecten (34b) e inseto adulto de *Acanthoscelides obtectus* (35). Fonte: PEREIRA & SALVADORI (2006).

18. *Zabrotes subfasciatus*

18.1. Histórico e Características gerais

O *Zabrotes subfasciatus* (Boheman, 1833) (Coleóptera: Bruchinae) é um dos principais carunchos do feijão, juntamente com *A. obtectus*. É um inseto-praga amplamente distribuído que ocorre em todas as regiões produtoras de feijão, e causa perdas significativas em grãos de feijão durante o período de armazenamento (variando de 10 a 30%). O *Z. subfasciatus* pode se desenvolver também em grão de bico em fase de armazenamento e na cultura do fumo. A presença do inseto em milho, no Brasil, é pouco relatada, mas sua presença na massa de grãos de milho pode ocorrer devido a contaminação por lotes de feijão que estejam infestados e próximos a lotes de milho. As condições ambientais ideais para seu desenvolvimento são 32,5 °C e 70% UR, sendo o ciclo médio em *P. vulgaris*, nessas condições, de 24,5 dias (GUEDES, 1990; REES, 1996).

18.2. Identificação/Sintomatologia em plantas hospedeiras

Os adultos são pequenos (1,8 mm a 2,5 mm), de coloração castanho-escuro, com manchas branco-amareladas no pronoto e nos élitros (REES, 1996; GALLO et al., 2002) (Figuras 20 e 21). A fêmea oviposita diretamente nos grãos após a deiscência das vagens ou ainda dentro das vagens, quando danificadas por outros insetos anteriormente (CREDLAND; DENDY, 1992). Os ovos são de coloração branca, possuem formato arredondado, com o comprimento variando de 0,46 a 0,60 mm e são colocados nas superfícies dos grãos em grupos de dois ou mais ovos que são aderidos por um substrato pegajoso, secretado pela fêmea no momento da postura (REES, 1996). Ao eclodir a larva entra diretamente no grão e, todo o desenvolvimento se dá nas galerias construída por ela que completa o seu ciclo de desenvolvimento consumindo apenas um grão (REES, 1996).

Os grãos danificados apresentam furos externos, que são os orifícios de onde saem dos adultos no final do ciclo, quanto mais grãos furados, maior o grau de infestação. Assim como *A. obtectus*, a fase larval ocorre interna ao grão e pode passar despercebida quando de uma inspeção visual, dessa forma é recomendado o corte de grãos com suspeita de infestação para identificação da presença ou ausência de larvas.



(a)



(b)

Figura 21. *Zabrotes subfasciatus*: vista lateral (a) e vista dorsal (b). Fonte: PEREIRA & SALVADORI (2006).

18.2. Estratégias de manejo integrado

O manejo dos insetos quando presentes em uma massa de grãos devem ser realizado utilizando diferentes medidas de forma integrada, e a prevenção de infestações é a forma mais eficaz para se evitar danos e proliferação dos insetos no local de armazenagem do milho. A limpeza e sanitização do local de armazenagem é o método preventivo mais eficaz, quando deve-se retirar impurezas e sujidades presentes no ambiente de armazenagem remanescentes de safras anteriores ou mesmo grãos de feijão ou outras culturas que possam ser hospedeiras destas espécies. Estas impurezas devem ser eliminadas das unidades armazenadoras e nesta etapa, após a limpeza, pode-se realizar a aplicação de inseticidas protetores nas estruturas para ação preventiva a novas infestações (PIMENTEL et al., 2020) (Tabela 2).

Tabela 2. Inseticidas protetores utilizados para sanitização de instalações de armazenagem de grãos.

Inseticidas		Concentração (g/litro ou kg)	Aplicação espacial (dose/100 m ²)	
Comercial	Princípio ativo		Sacarias	Instalações
K-Obiol 25 EC	Deltametrina	25,0	53-80 mL	53-80 mL
Actellic 500 EC	Pirimifós- metílico	500,0	50 mL	100-200 mL

Fonte: BRASIL (2022).

O principal método de controle e mais eficaz na redução de infestações no armazenamento dos grãos é por meio do controle químico, que pode ser realizado de forma preventiva, com inseticidas residuais, ou de forma curativa, quando se tem a presença de insetos adultos na massa de grãos, por meio da fumigação ou expurgo. É importante utilizar apenas os inseticidas registrados e recomendados pelo MAPA para o controle da espécie e deve-se observar o período de carência para consumo ou comercialização dos grãos após o tratamento. As doses recomendadas também devem ser observadas, pois doses maiores que as recomendadas podem deixar resíduos além dos permitidos pelo importador, o que pode gerar barreiras não tarifárias à exportação (PIMENTEL et al., 2020; BRASIL, 2022). Atualmente existem 19 produtos registrados para controle de *A. obtectus* e 6 produtos registrados para *Z. subfasciatus*, distribuídos entre precursores de fosfina, piretróides e um a base de pó inerte (terra diatomácea) (BRASIL, 2022).

O uso de inseticidas deve seguir o receituário agrônomo e a orientação do responsável técnico. O uso de equipamentos de proteção individual (EPI) é obrigatório e deverá ser composto de um macacão de mangas compridas, chapéu de aba larga, luvas impermeáveis, botas, avental impermeável e máscara apropriada. Salienta-se a necessidade de se acessar os canais oficiais, como o sistema Agrofit do MAPA (BRASIL, 2022) para consulta sobre produtos e princípios ativos, assim como detalhes mais específicos, como doses, nomes comerciais, intervalo de segurança, forma de aplicação, bula, entre outras informações.

BOAS PRÁTICAS EM PÓS-COLHEITA DO MILHO

Os processos de recepção, classificação, transporte interno, secagem, aeração, controle de pragas e o monitoramento da massa de grãos devem ser criteriosamente realizados a fim de garantir a qualidade dos grãos durante o armazenamento e nas fases subsequentes de processamento. A gestão desses processos é fundamental para evitar que contaminantes listados pelo importador estejam presentes nos lotes de milho a serem comercializados.

Neste sentido os cuidados devem se iniciar na colheita com a manutenção preventiva, operação em velocidade, regulagens compatíveis e limpeza das colhedoras antes de iniciar a colheita de cada talhão. A atenção ao processo de colheita é primordial para atender as tolerâncias de impurezas, matérias estranhas e grãos quebrados vigentes no padrão de classificação de milho, descrito na instrução normativa nº 60, de 22 de dezembro de 2011 (BRASIL, 2011). Na armazenagem de milho recomenda-se reduzir ao máximo os grãos quebrados (abaixo de 3%) e o percentual de matérias estranhas e impurezas (abaixo de 1%) para se manter a qualidade dos grãos por períodos maiores e atender aos mercados mais exigentes. Atendendo a estes percentuais citados o produto atingirá qualidade satisfatória e tipificação como Tipo 1.

Em casos de lotes de milho com teores de impurezas, matérias estranhas e quebrados acima 1% e 3%, respectivamente, recomenda-se a limpeza utilizando-se máquinas de ar e peneiras para retirada do material inerte, impurezas e quebrados, insetos mortos, além de possíveis sementes de plantas daninhas proibidas, como o sorgo selvagem, e outras espécies que constam na lista de espécies proibidas. Os processos de pré-limpeza e limpeza devem utilizar peneiras adequadas ao milho para retirada do material indesejado e separação de grãos inteiros de milho. A seguir uma sugestão de conjunto de peneiras para as etapas de pré-limpeza e limpeza: Pré-limpeza (mm): 15; 3,5; 13; 3,5. Limpeza (mm): 13; 3,5; 11; 4,5.

Além das ações descritas, na fase pós-colheita, recomenda-se ainda, a atenção aos seguintes aspectos para manutenção de qualidade dos grãos ao longo da armazenagem e no pré-processamento com o objetivo de atender aos mercados consumidores:

- Conteúdo de água dos grãos: verificar a umidade (ou teor de água) dos grãos, que deve estar abaixo de 14,0%, o que reduz as chances de desenvolvimento de

mofos e insetos durante a armazenagem e penalidades nas transações comerciais (BRASIL, 2011);

- Limpeza de silos e armazéns: realizar a limpeza dos silos, armazéns e demais ambientes e estruturas que forem utilizadas para armazenagem (inclusive o entorno), com objetivo de garantir a eliminação de focos de umidade e contaminantes nestes ambientes;
- Controle de insetos-praga: utilizar tratamento com inseticidas recomendados pelo MAPA para eliminação de insetos que estejam presentes nos grãos e nas instalações, realizando aplicação de inseticidas residuais de contato ou expurgo;
- Termometria e aeração: em silos metálicos e armazéns graneleiros esteja atento a leitura da termometria, verificando possíveis focos de calor e utilizando a aeração de forma a eliminar os focos de calor e manter a temperatura mais baixa;
- Monitoramento dos grãos: realizar o monitoramento periódico do ambiente de armazenagem para verificar possíveis focos de umidade e novas infestações por insetos, além de verificar presença de roedores e pássaros se alimentando dos grãos.

Maiores informações estão disponíveis em documentos produzidos pela Embrapa, que estão disponíveis no site da Embrapa Milho e Sorgo, para informações mais detalhadas para armazenagem com qualidade:

https://www.spo.cnptia.embrapa.br/conteudo?p_p_id=conteudoportlet_WAR_sistemasdeproducaof6_lgalceportlet&p_p_lifecycle=0&p_p_state=normal&p_p_mode=view&p_p_col_id=column-1&p_p_col_count=1&p_r_p_-76293187_sistemaProducaoId=7905&p_r_p_-996514994_topicoId=1316

Informações sobre os inseticidas recomendados pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), dosagens e formas de aplicação podem ser consultadas acessando o sistema Agrofit no endereço:

https://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons

CULTIVARES DE MILHO GENETICAMENTE MODIFICADAS NO MERCADO BRASILEIRO

As empresas de sementes de milho vêm apresentando, ao longo dos anos, avanços significativos em genética e biotecnologia e, conseqüentemente, vêm aumentando a eficiência produtiva e qualitativa dos grãos, agregando assim valores a toda a cadeia do agronegócio do milho. Os produtores, em especial os de milho, sempre buscam por novas tecnologias visando melhorar sua produtividade. Segundo a ABRASEM - Associação Brasileira de Sementes e Mudas, 2019, na safra 2018/2019, o uso de semente certificada de milho foi da ordem de 91%, mostrando que o produtor sabe que sementes de qualidade proporcionam melhoria na produtividade de grãos. O mercado é majoritariamente dominado por sementes transgênicas, que protegem o milho contra as pragas que atacam a parte aérea das plantas e os sistemas radiculares, e também tolerância a diversos herbicidas. Especificamente para comercialização/exportação de OGMs exige-se a aprovação dos OGMs nos países para onde será exportado esse produto. Com o objetivo de esclarecimento, apresentaremos a seguir os eventos de milho GM aprovados no Brasil e China (Tabelas 3), sendo permitido apenas esses eventos para exportação para esse país.

Tabela 3. Relação de eventos aprovados no Brasil / China

	NOME	CÓDIGO	TRAIT
1	SYN-E3272-5	Evento 3272	amy797E, pmi - metabolismo de manose e amilase modificada
2	4114	DP-004114-3	cry1F, cry34Ab1, cry35Ab1 , pat - Tolerante a Herbicida e Resistência a insetos
3	5307	SYN-05307-1	pmi, e cry3.1Ab – Resistencia a inseto e metabolismo de manose
4	59122	DAS-59122-7	cry35Ab1, cry34Ab1 , pat - - Tolerante a Herbicida e Resistência a insetos
5	Bt11 (X4334CBR, X4734CBR)	SYN-BT011-1	Cry1ab PAT - Tolerante a Herbicida e Resistência a insetos
6	Bt11 x GA21	SYN-BT011-1 x MON-00021-9	Cry1Ab PAT mEPSPS - Tolerante a Herbicida e Resistência a insetos
7	DAS40278	DAS-40278-9	<i>aad-1v3</i> - Tolerante a herbicida
8	GA21	MON-00021-9	mEPSPS - Tolerante a Herbicida
9	MIR162	SYN-IR162-4	VIP3Aa20 - Resistente a insetos
10	MIR604	SYN-IR604-5	VIP3Aa20 – Resistencia a inseto
11	MON810	MON-00810-6	Cry1ab - Resistente a insetos
12	MON87427	MON-87427-7	CP4-EPSPS - Tolerante a herbicida
13	MON88017	MON-88017-3	CP4-EPSPS Cry3Bb1 - Tolerante a Herbicida e Resistência a insetos
14	MON89034	MON-89034-3	Cry1A.105 Cry2Ab2 - Resistência a insetos
15	NK603	MON-00603-6	CP4-EPSPS - Tolerante a herbicida
16	T25	ACS-ZM003-2	Pat – Tolerância a Herbicida
17	TC1507	DAS-01507-1	Cry1F PAT - Tolerante a Herbicida e Resistência a insetos
18	MON 89034 X TC1507 X NK603	MON-89034-3 X DAS-01507-1 X MON-00603-6	Cry1A.105 Cry2Ab2 Cry1F PAT CP4-EPSPS - Tolerante a Herbicida e Resistência a insetos
19	MON 89034 X MON 88017	MON-89034-3 X MON-88017-3	Cry1A.105 Cry2Ab2 Cry3Bb1 CP4-EPSPS - Tolerante a Herbicida e Resistência a insetos
20	NK603 X MON 810	MON-00603-6 X MON-00810-6	CP4-EPSPS Cry1Ab - Tolerante a Herbicida e Resistência a insetos

21	MON 89034 X NK603	MON-89034-3 X MON-00603-6	Cry1A.105 Cry2Ab2 CP4-EPSPS - Tolerante a Herbicida e Resistência a insetos
22	MON 89034 X TC1507 X MON 88017 X DAS-59122-7	MON-89034-3 X DAS-01507 X MON-88017-3 X DAS-59122-7	cry2Ab2/cry1A.105/cry3Bb1/cp4 epsps/cry1F/pat /cry34Abl/cry35Abl - Resistência a insetos e tolerância ao glifosato e glufosinto de amônio
23	NK603 X T25	MON-00603-6 X ACS-ZM003-2	CP4-EPSPS PAT- Tolerante a Herbicida
24	MON 87427 X MON 89034 X MIR162 X NK603	MON-87427-7 X MON-89034-3 X SYN-IR162-4 X MON-00603-6	CP4 EPSPS, Cry1 A.1 05, Cry2Ab2 e Vip3Aa - tolerância a herbicidas e resistência a insetos
25	MON 87411	MON 87411	Cry3Bb1/cp4-epsps/dvsn7- Tolerante a Herbicida e Resistência a insetos
26	MON 89034 X TC1507 X MIR162 X NK603	MON-89034-3 X DAS-01507-1 X MON-00603-6 X SYN-IR162-4	cry1A105, cry2Ab2, cry1F, pat, cp4 epsps, vip3Aa20 - tolerância a herbicidas e resistência a insetos
27	MON 89034 X TC1507 X MIR162 X NK603 X DAS-40278-9	MON-89034-3 X DAS-01507-1 X MON-00603-6 X SYN-IR162-4 X DAS-40278-9	cry1A105, cry2Ab2, cry1F e vip3Aa20, pat, cp4 epsps e aad-1 - tolerância a herbicidas e resistência a insetos
28	MON 89034 X TC1507 X MON 88017 X DAS-59122-7	MON-89034-3 X DAS-01507-1 X MON-88017-3 X DAS-59122-7	cry2Ab2 e cry1A.105, , cry1F, cry34Abl, cry35Abl, cry3Bb1, e cp4 epsps e pat - Tolerante a Herbicida e Resistência a insetos
29	MON 89034 X TC1507 X NK603	MON-89034-3 X DAS-01507-1 X MON-00603-6	Cry1A.105 Cry2Ab2 Cry1F PAT CP4-EPSPS - Tolerante a Herbicida e Resistência a insetos
30	MON 89034 X TC1507 X NK603 X DAS-40278-9	MON-89034-3 X DAS-01507-1 X MON-00603-6 X DAS-40278-9	cry1Fa2, cry2Ab2, vip3Aa20, cp4 epsps (aroA:CP4), pat e pmi - Tolerante a Herbicida, Resistência a insetos e metabolismo de manose.
31	NK603 X DAS-40278-9	MON-00603-6 X DAS-40278-9	aad-1 e cp4 epsps (aroA:CP4) - Tolerante a Herbicida (Glifosato e 1,4 D)
32	TC1507 X MON810	DAS-01507-1 X MON-00810-6	cry1Fa2, cry1Ab e pat - - Tolerante a Herbicida e Resistência a insetos
33	TC1507 X MON810 X MIR162	DAS-01507-1 X MON-00810-6	cry1Fa2, cry1Ab, vip3Aa20, goxv247 , pmi , nptII , cp4 epsps (aroA:CP4) e pat - Tolerante a Herbicida, Resistência a insetos, Resistencia a antibiótico e Metabolismo de manose
34	TC1507 X MON810 X MIR162 X NK603	DAS-01507-1 X MON-00810-6 X SYN-IR162-4 X MON-00603-6	cry1F cry1Ab PAT VIP3Aa20 CP4-EPSPS - Tolerante a Herbicida e Resistência a insetos
35	TC1507 X MON810 X NK603	DAS-01507-1 X MON-00810-6 X MON-00603-6	cry1Ab Cry1F PAT CP4EPSPS - Tolerante a Herbicida e Resistência a insetos
36	TC1507 X NK603	DAS-01507-1 X MON-00603-6	Cry1F PAT CP4-EPSPS - Tolerante a Herbicida e Resistência a insetos
37	Bt11 X MIR162 X MIR604 X TC1507 X 5307 X GA21	SYN-BT011-1 X SYN-IR162-4 X SYN-IR604-5 X DAS-01507-1 X SYN-05307-1 X MON-00021-9	eCry3.1Ab cry1Ab Vip3Aa20 cry3A cry1F pat mepsps - Tolerante a Herbicida e Resistência a insetos
38	MON87460 *	MON-87460-4	cspB – Estresse a seca

39	MZIR098 *	SYN-00098-3	mCry3A/eCry3.1Ab – Resistência a inseto
	* aprovado somente para consumo humano/animal		

CONSIDERAÇÕES FINAIS

As informações sobre as principais características e sintomas e as medidas de manejo para as pragas quarentenárias (insetos, patógenos e plantas daninhas) de importância para a China, bem como as informações sobre os dos eventos transgênicos liberados para uso em milho no Brasil e na China, foram reunidas nesta publicação. Com as informações contidas no presente documento, o MAPA, por parte de seus técnicos e colaboradores, pode acompanhar, orientar e inspecionar as empresas interessadas em exportar milho para a China em todas as etapas de produção no campo e na pós-colheita dos grãos, de modo a adequar o milho brasileiro aos padrões fitossanitários estabelecidos pelo protocolo de exportação entre Brasil e China. Ressalta-se a importância de se orientar as empresas e/ou produtores a buscar sempre a integração de todas as boas práticas de produção sustentáveis disponíveis, incluindo aquelas relacionadas ao controle de pragas.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGROFIT: sistema de agrotóxicos fitossanitários, 2022. Disponível em: https://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 29/07/2022.

ALBERNAZ, K. C; CZEPAK, C; COSTA, .; ZUNTINI, B; BORGES, M. Guia de Identificação – *Helicoverpa armigera* – Escola de Agronomia – UFG e Nufarm, 2014. (Guia de identificação).

ALLEN, G, 2015. Improving management of white-fringed weevils in potatoes. Final Report. Tasmanian Institute of Agriculture, Project PT09027. Horticulture Innovation Australia Limited. 62 pp. Disponível em: <https://www.horticulture.com.au/globalassets/laserfiche/assets/project-reports/pt09027/pt09027final-report-7623.pdf>.

ANAHOSUR, K.H., PATIL, S.H. Chemical control of sorghum downy mildew in India. Plant Disease 64:1004-1006. 1980.

ARAGÓN, J. Guía de reconocimiento y manejo de plagas tempranas relacionadas a la siembra directa. Buenos Aires, Argentina: Agroediciones INTA, 2002.

ASIIMWE, T, STEWART, LR, WILLIE, K, MASSAWE, DP, KAMATENESI, J, REDINBAUGH, MG. Maize lethal necrosis viruses and other maize viruses in Rwanda. 2020. *Plant Pathology* 69: 585– 597. <https://doi.org/10.1111/ppa.13134>

ÁVILA, C.J.; SANTOS, V. Controle de corós em soja. *Cultivar Grandes Culturas*, v. 10, p. 22-24, 2009.

AYVAZ, A.; SAGDIC, O.; KARABORKLU, S.; OZTURK, I. Insecticidal activity of the essential oils from different plants against three stored-product insects. *Journal of insect science*, v.10, n.1, p.21, 2010. DOI: <http://doi.org/10.1673/031.010.2101>

BALIEIRO NETO, G; CIVIDANES, T; BRANCO, R; FÉLIX, M. R; REI, F; NOGUEIRA, J. Quantificação da proteína Cry1Ab em folhas, caules e grãos de dois híbridos de milho Bt e controle das pragas *Spodoptera frugiperda* e *Helicoverpa zea*, 2013. *Boletim de indústria animal, Nova Odessa*, v. 70, n. 1, p. 59,66, 2013.

BARBOSA, F.C.R., PFENNING, L.H., CASELA, C.R. *Peronosclerospora sorghi*, o agente etiológico do mildio do sorgo. *Fitopatologia Brasileira*, v. 31, p.119-132, 2006.

BARKER, G. M. Biology of the introduced biocontrol agent *Microctonus hyperodae* (Hymenoptera: Braconidae) and its host *Listronotus bonariensis* (Coleóptera: Curculionidae) in northern New Zealand. *Environmental Entomology*, v. 42, n. 5, p. 902-914, 2013. <https://doi.org/10.1603/EN11248>.

BEENEN, R., ROQUES, A. Leaf and Seed Beetles (Coleóptera, Chrysomelidae). Chapter 8.3. **BioRisk**, v. 4, p. 267-292, 2010.

BIOLOGICAL LIBRARY – BioLib. Disponível em < <https://www.biolib.cz/en/main/>> Acesso em 03 de agosto de 2008.

BOCKELMAN DL, CLAFLIN LE, UYEMOTO JK. 1982. Host range and seed-transmission studies of maize chlorotic mottle virus in grasses and corn. *Plant Disease* 66:216–18

BONON, K.; GARCIA, F. A. O.; ZAMBOLIM, L.; ROMEIRO, R. S. Sensibilidade “in vitro” de fitobactérias a fungicidas do grupo das estrobilurinas. *Summa Phytopathologica*, Piracicaba, v. 32, p. S70, 2006.

BRADY, C.L.; CLEENWERCK, I.; DENMAN, S.; VENTER, S.N.; RODRIGUEZ-PALENZUELA, P.; COUTINHO, T.A.; DE VOS, P. Proposal to reclassify *Brenneria quercina* (Hildebrand and Schroth 1967) Hauben et al 1999 into a new genus, *Lonsdalea* gen. nov., as *Lonsdalea quercina* comb. nov. descriptions of *Lonsdalea quercina* subsp. *quercina* comb. nov., *Lonsdalea quercina* subsp. *iberica* subsp. nov. and *Lonsdalea quercina* subsp. *britannica* subsp. nov., emendation of the description of the genus *Brenneria*, reclassification of *Dickeya dieffenbachiae* as *Dickeya dadantii* subsp. *dieffenbachiae* comb. nov., and emendation of the description of *Dickeya dadantii*. *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.*, v. 62, p. 592–1602, 2012.

BRAIDWOOD, L., QUITO-AVILA, D.F., CABANAS, D. *et al.* Maize chlorotic mottle virus exhibits low divergence between differentiated regional sub-populations. 2018. *Scientific Reports* 8, 1173. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-19607-4>

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **AGROFIT**: sistemas de agrotóxicos fitossanitários. Brasília, DF, c2003. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 29 jul. 2022.

BRITO, S. S. S.; MAGALHÃES, C. R. I.; OLIVEIRA, C. R. F.; OLIVEIRA, C. H. C. M.; FERRAZ, M. S. S.; MAGALHÃES, T. A. Bioatividade de óleos essenciais sobre *Zabrotes subfasciatus* Boh. (Coleoptera: Chrysomelidae) em feijão-comum armazenado. *Revista Brasileira de Ciências Agrárias*, v.10, n.2, p.243-248, 2015.

Bt-transgenic crops: just another pretty insecticide or a chance for a new start in resistance management?. *Pesticide Science*, v. 51, n. 3, p. 328-334, 1997.

BUENO, V. H. P; LINS, J. C; JUNIOR, A. M; SILVEIRA, L. C. P. Controle biológico e manejo de pragas na agricultura sustentável. Universidade Federal de Lavas, Brazil, 2015. <http://www.den.ufla.br/attachments/article/75/ApostilaCB%20%28final%29.pdf>.

BUGWOOD IMAGE DATABASE NODES – Weed Images. Disponível em < <https://www.weedimages.org/nodes.cfm> > Acesso em 03 de agosto de 2008.

CABI- Invasive Species Compendium- Detailed coverage of invasive species threatening livelihoods and the environment worldwide. Disponível em:

<https://www.cabi.org/isc/datasheet/25829#todistributionDatabaseTable>. Acesso em: 30 de julho de 2022.

CABI, EPPO, 2002. *Acanthoscelides obtectus*. [Mapa de distribuição]. In: Mapas de distribuição de pragas de plantas, Wallingford, Reino Unido: CAB International. Mapa 625. DOI:10.1079/DMPP/20066600625

CABI, EPPO, 2002. *Acanthoscelides obtectus*. [Mapa de distribuição]. In: Mapas de distribuição de pragas de plantas, Wallingford, Reino Unido: CAB International. Mapa 625. Doi: 10.1079/DMPP/20066600625

CABI. 2022. Invasive species compendium: *Dickeya zea* (bacterial stalk rot of maize). Reino Unido: CAB International. Disponível em < www.cabi.org/isc>. Acesso em 08 ago.2022.

CAPRIO, M.A; MARTINEZ, J.C; PORTER, P.A; BYNUM, E. The impact of inter-kernel movement in the evolution of resistance to dual-toxin bt-corn varieties in *Helicoverpa zea* (Lepidoptera: Noctuidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 109, n. 1; p. 307-319, 2015.

CARDOZA, Y. F.; ORTIZ, P. C.; MARTINS, M. Corn stalk rot caused by *Dickeya zea* in Água Doce, SC / Podridão-do-colmo do milho por *Dickeya zea*. Agriporticus. Disponível em: <http://www.agronomicabr.com.br/agriporticus/detalhe.aspx?id=948>. Acesso em: 05 ago. 2022.

CARDOZA, Y. F.; V. DUARTE; C. A. LOPES. First report of blackleg of potato caused by *Dickeya solani* in Brazil. Plant Disease, v. 101, p. 243-243, 2016. doi/10.1094/PDIS-07-16-1045-PDN

CARRIÈRE, Y; BROWN, Z.S; DOWNES, S.J; GUJAR, G; EPSTEIN, G; OMOTO, C. STORER, N.P; MOTA-SANCHES, D; JORGENSEN, P.S; CARROL, S.P. Governing evolution: A socioecological comparison of resistance management for insecticidal transgenic *Bt* crops among four countries. **Ambio**, v. 49, p. 1-16, 2020.

CARRIÈRE, Y; CROWDER, D.W; TABASHNIK, B.E. Evolutionary ecology of insect adaptation to Bt crops. **Evolutionary Applications**, v. 3, n. 5-6, p. 561-573, 2010.

CARRIÈRE, Y; DEGAIN, B; UNNITHAN, G.C; HARPOLD, V.S; LI, X; TABASHNIK, B.E. Seasonal Declines in Cry1Ac and Cry2Ab Concentration in Maturing Cotton Favor Faster Evolution of Resistance to Pyramided Bt Cotton in

Helicoverpa zea (Lepidoptera: Noctuidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 112, n. 6, p. 2907–2914, 2019.

CARVALHO, R. P. L.; ROSSETTO, J. C. Biologia de *Zabrotes subfasciatus* (Bohemann)(Coleoptera, Bruchidae). **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 13, n. 1, p. 105-117, 1968.

CASELA, C.R.; FERREIRA, A.S. O míldio do sorgo. Circular Técnica n.12. EMBRAPA, Dez. 2001.

CASELA, C.R.; FERREIRA, A.S.; PINTO, N.F.J.A. Doenças na cultura do milho. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo. 2006. 14 p. (Embrapa Milho e Sorgo. Circular técnica 83).

CHEN, C; XIA, Q. W; XIAO, H. J; XIAO, L; XU, F. S. A comparison of the lifehistory traits between diapause and direct development individuals in the cotton bollworm, *Helicoverpa armigera*. **Journal of Insect Science**, v. 14, n. 19, p. 1536- 2442, 2014.

COSTA, R.V.; COTA, L. V.; SILVA, D. D.; LANZA, F. E.; FIGUEIREDO, J. E.F. Eficiência de Fungicidas para o Controle da Mancha Branca do Milho. *Revista Brasileira de Milho e Sorgo*, v.11, n.3, p. 291-301, 2012. DOI: <http://dx.doi.org/10.18512/1980-6477/rbms.v11n3p291-301>

CREDLAND, P. F.; DENDY, J. Intraspecific variation in bionomic characters of the Mexican bean weevil, *Zabrotes subfasciatus*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 65, n. 1, p. 39-47, 1992.
CRUZ, I. Resistência de *Spodoptera* a inseticidas. *Revista Cultivar, Pelotas*, v. 37, p.12-14, 2002.

CREDLAND, P. F.; DENDY, J. Intraspecific variation in bionomic characters of the Mexican bean weevil, *Zabrotes subfasciatus*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v.65, p.39-47, 1992.

CRUZ, I. Avanços e desafios no controle biológico com predadores e parasitoides na cultura do milho. Milho safrinha, XIII Seminário Nacional, Maringá, 2015. Disponível:<https://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/bitstream/doc/1030705/1/Avancosdesafios.pdf>. Acesso em: 30 de julho de 2022.

CRUZ, I. **Manejo de pragas da cultura do milho**. In: CRUZ, J. C.; KARAM, D.; MONTEIRO, M. A.; MAGALHÃES, P. C. A cultura do milho. Sete Lagoas: Embrapa, cap. 12, 1.ed, p. 302-362, 2008.

CRUZ, I. **Manejo de pragas na cultura do milho**. In: GALVÃO, J.C.C. MIRANDA, G.V. Tecnologias de produção do milho. Viçosa: UFV, Cap.9. p.311-366, 2004.

CRUZ, I.A Broca da cana de açúcar, *Diatraea saccharalis*, em milho, no Brasil. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, Circular Técnica,p. 12, 2007.

CRUZ, I; FIGUEIREDO, M. L. C; SILVA, R.B. **Monitoramento de Adultos de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) e *Diatraea saccharalis* (Fabricius) (Lepidoptera: Pyralidae) em algumas regiões produtoras de milho no Brasil**. Documentos 93, ISSN, 1518-4277. Embrapa Milho e sorgo, p.44, 2010.

DUTTON, A; D'ALESSANDRO, M; ROMEIS, J; BIGLER, F. Assessing expression of Bt-toxin (Cry1Ab) in transgenic maize under different environmental conditions. **IOBC WPRS BULLETIN**, v. 27, n. 3, p. 49-56, 2004.

EFSA - Panel on Plant Health (PLH), Jeger, M.; Bragard, C.; Caffier, D.; Candresse, T.; Chatzivassiliou, E.; Dehnen-Schmutz, K.; Gilioli, G.; Gregoire, J-C.; Jaques Miret, J. A.; Navarro, M. N.; Niere, B.; Parnell, S.; Potting, R.; Rafoss, T.; Rossi, V.; Urek, G.; Van Bruggen, A.; Van der Werf, W.; West, J.; Winter, S.; Gardi, C.; Bergeretti, F.; MacLeod, A. Scientific Opinion on the pest categorisation of *Listronotus bonariensis*. **EFSA Journal**, v. 16, n. 1, p. e05101, 2018.

EFSA PLH Panel (EFSA Panel on Plant Health), Bragard C, Dehnen-Schmutz K, Di Serio F, Gonthier P, Jacques M-A, Jaques Miret JA, Justesen AF, Magnusson CS, Milonas P, NavasCortes JA, Parnell S, Potting R, Reignault PL, Thulke H-H, Van der Werf W, Vicent Civera A, Yuen J, Zappala L, Czwieniczek E, Streissl F and MacLeod A. Scientific Opinion on the pest categorization of *Naupactus leucoloma*. **EFSA Journal**, v. 18, n. 4, p. e06104, 2020.

EPPO, 2020. EPPO Global Database (GD). Disponível em: <https://gd.eppo.int> .Acesso em 30 de julho de 2022.

FARONI, L.R.D.; SILVA, J. S. Manejo de pragas no ecossistema de grãos armazenados. Secagem e armazenagem de produtos agrícolas. Viçosa: Aprenda fácil, p. 371-406, 2008.

FERREIRA, A.M. Subsídios para o estudo de uma praga de feijão (*Zabrotes subfasciatus* Boh.) (Coleoptera, Bruchidae) dos climas tropicais. **Garcia Orta**, v. 8, n. 3, p. 559-581, 1960.

FIGUEIREDO, M. DE.L.C; CRUZ, I; SILVA, R. B; REDOAN, A. C. Controle Biológico de *Diatraea saccharalis* Fabr. em Milho (*Zea mays* L.) Cultivado no Sistema Orgânico com *Trichogramma galloi* Zucchi e *Cotesia flavipes* (Cameron). XXVIII Congresso Nacional de Milho e Sorgo, Goiânia: Associação Brasileira de Milho e Sorgo, p. 288- 293, 2010.

FREDERIKSEN, R.A. Sorghum Downy Mildew in the. **Plant Disease**, v. 64, n. 10, p. 903, 1980.

FREIJE, A.; WISE, K. A.; NIELSEN, B. Diseases of corn: Stalk rots. **Purdue University Ext.** BP-89W, 2016.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R.P.L.; BATISTA, G.C. de; BERTI FILHO, E.; PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A.; ALVES, S.B.; VENDRAMIM, J.D.; MARCHINI, L.C.; LOPES, J.R.S.; OMOTO, C. **Entomologia agrícola**. Piracicaba: FEALQ, p 920, 2002.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R.P.L.; BATISTA, G.C. de; BERTI FILHO, E.; PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A.; ALVES, S.B.; VENDRAMIM, J.D.; MARCHINI, L.C.; LOPES, J.R.S.; OMOTO, C. **Entomologia agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 2002. 920p.

GARBIERO, E. Resíduos de pirimifós-metil em grãos de trigo, milho e milho pipoca, em alguns de seus produtos processados e ação residual desse inseticida sobre *Sitophilus* spp. (Coleoptera, Curculionidae). 2001. 69 f. Dissertação (Mestrado) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” – Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2001.

GASSEN, D. N. **Manejo de pragas associadas à cultura do milho**. Passo Fundo: Aldeia Norte, 1996.

GASSEN, D. N. Pragas iniciais em milho- Comunicado Técnico online. ISSN 1517-4964- n° 49- Embrapa Trigo, 2000. Disponível em: http://www.cnpt.embrapa.br/biblio/p_co49.htm. Acesso em: 30 de julho de 2022.

GRIESSINGER, D.; ROY, AS, 2015. EPPO codes: a brief description. Disponível:https://www.eppo.int/media/uploaded_images/RESOURCES/eppo_database/s/A4_EPPO_Codes_2018.pdf. Acesso em: 30 de julho de 2022.

GRIMI, D.A; PARADY, B; RAMOS, M.L; MACHADO, M; OCAMPO, F; WILLSE, A; MARTINELLI, S; HEAD, G. Field-evolved resistance to Bt maize in sugarcane borer (*Diatraea saccharalis*) in Argentina. **Pest Manag Sci**, v. 74, n. 4, p. 905-913, 2018.

GUADIE, D., KNIERIM, D., WINTER, S. *et al.* 2019. Survey for the identification and geographical distribution of viruses and virus diseases of maize (*Zea mays* L.) in Ethiopia. *European Journal Plant Pathology* **153**, 429–439. <https://doi.org/10.1007/s10658-018-1568-7>

GUAN, Y.; CHEN, W.; WU, Y. *et al.* First report of corn stalk rot caused by *Dickeya zae* on sweet corn in Shanghai, China. *J. Plant Pathol.*, v. 102, p. 557–558, 2020. <https://doi.org/10.1007/s42161-019-00447-8>

GUEDES R. N. C. Manejo integrado para a proteção de grãos armazenados contra insetos. **Revista Brasileira de Armazenamento**, v. 15 e 16, n. 1/2, p. 03-48, 1990.

GUEDES R. N. C. Manejo integrado para a proteção de grãos armazenados contra insetos. **Revista Brasileira de Armazenamento**, v. 15 e 16, n. 1/2, p. 03-48, 1990.

GUEDES, J. V. C.; LANTERI, A. A.; PARRA, J. L. P. Chave de identificação, ocorrência e distribuição dos curculionídeos-das-raízes dos citros em São Paulo e Minas Gerais. **Neotropical Entomology**, v. 34, p. 577-584, 2005.

GUZMÀN-MALDONADO, S. H.; MARÍN-JARILLO, A.; CASTELLANOS, J. Z.; GONZÁLEZ DE MEJÍA, E.; ACOSTA-GALLEGOSC, J. A. Relationship between physical and chemical characteristics and susceptibility to *Zabrotes subfasciatus* (Boh.) (Coleoptera: Bruchidae) and *Acanthoscelides obtectus* (Say) in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) varieties. **Journal of Stored Products Research**, v. 32, n. 1, p. 53-58, 1996.

HAINES, Christopher Peter. **Insects and arachnids of tropical stored products: their biology and identification (a training manual)**. Nri, 1991.

HAMRAOUI, A.; REGNAULT, R.C. Oviposition and larval growth of *Acanthoscelides obtectus* Say (Col., Bruchidae) in regard to host and nonhost plants from Leguminosae family. **Journal of Applied Entomology**, v. 119, n. 3, p. 195-199, 1995.

HAMRAOUI, A.; REGNAULT, R.C. Oviposition and larval growth of *Acanthoscelides obtectus* Say (Col., Bruchidae) in regard to host and nonhost plants from Leguminosae family. **Journal of Applied Entomology**, v. 119, n. 3, p. 195-199, 1995.

HILL, D. S. **Pests of stored foodstuffs and their control**. Springer Science & Business Media, 2002.

HINGORANI, M. K.; GRANT, U. J.; SINGH, N. J. *Erwinia carotova* f. sp. *zeae*, destructive pathogen of maize in India. *Indian Phytopath.*, v. 12, p. 151-157, 1959.

HORIKOSHI, R. J; FERRARI, G; DOURADO, P. M; CLIMACO, J. I; VERTUAN, H. V; EVANS, A; PLEAU, M; MORRELL, K; JOSÉ, M.O.M.A; ANDERSON, H; MARTINELLI, S; RAMIRO F. L. OVEJERO, R. F. L; BERGER, G. U; HEAD, G. MON 95379 Bt maize as a new tool to manage sugarcane borer (*Diatraea saccharalis*) in South America. **Pest Management Science**, p. 34, 2022.

HU, M.; LI, J.; CHEN, R.; WENJUN LI, W.; FENG, L.; SHI, L.; XUE, Y.; FENG, X.; ZHANG, L.; ZHOU, J. *Dickeya zeae* strains isolated from rice, banana and clivia rot plants show great virulence differentials. *BMC Microbiology*, v. 18, p. 136, 2018. <https://doi.org/10.1186/s12866-018-1300-y>

IANNONE, N. Y; LEIVA, P. Bioecología y control de plagas en el cultivo de maíz. En Eyherabide, G. (Ed.), *Bases para el manejo del cultivo de maíz (177-202)*. Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA, 2012. Disponível:https://inta.gob.ar/sites/default/files/inta_bases_para_el_manejo_de_maiz_reglon_100-2_2.pdf. Acesso em 01 de agosto de 2022.

JADHAV, K.P., RAVEENDRAN, N., TAMILARASI, P.M., K.N. GANESAN, K.N., PARANIDHARAN, V., RAVEENDRAN, M., RAMALINGAM, J. QTL mapping for sorghum downy mildew disease resistance in maize (*Zea mays* L.) in recombinant inbred line population of UMI79 X UMI936 (w). **Current Plant Biology**, v. 20, p. 100124, 2019.

JAIROCE, C. F.; TEIXEIRA, C. M.; NUNES, C. F.; NUNES, A. M.; PEREIRA, C. M.; GARCIA, F. R. Insecticide activity of clove essential oil on bean weevil and maize weevil. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.20, n.1, p.72-77, 2016.

JARDIM BOTÂNICO da UTDA – Flora digital de Portugal. Disponível em: <<https://jb.utad.pt/>>. Acesso em 03 de agosto de 2008.

JINGXIN, Z.; HUIFANG, S.; XIAOMING, P.; BIRUN, L.; JOHN, H. Identification of *Dickeya zea* as a causal agent of bacterial soft rot in banana in China. *Plant disease*, v. 98, n. 4, p. 436-442, 2014.

KAISER, I.S; KANNO, R.H; BOLZAN, A; AMARAL, F.S.A; LIRA, E.C.L; GUIDOLIN, A.S; OMOTO, O. Baseline Response, Monitoring, and Cross-Resistance of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) to Sodium Channel Blocker Insecticides in Brazil. **Journal of Economic Entomology**, v. 114, n. 2, p. 903–913, 2021.

KIM, H.C., KIM, K-H, SONG, K, KIM, J.Y., LEE, B-M. Identification and validation of candidate genes conferring resistance to downy mildew in maize (*Zea mays* L.). **Genes**, v. 11, n. 2, p. 191, 2020.

KITAJIMA, E. W.. 1998. Maize viruses and mollicutes: Interactions between the host and pathogens. In: C. Casela; R.B.Renfro; A.F. Krattiger. (Org.). Diagnosing maize diseases in Latin America. Sete Lagoas: Embrapa/Pioneer Hi-Bred Intl., v. , p. 22-26.

KUMAR, A.; HUNJAN, M.S.; KAUR, H.; RAWAL, R.; KUMAR, A.; SINGH, P. P. A review on bacterial stalk rot disease of maize caused by *Dickeya zea*. *Journal of Applied and Natural Science*, v. 9, n. 2, p. 1214 -1225, 2017.

KUMAR, A.; HUNJAN, M.S.; KAUR, H.; SINGH, P.P. Characterizing diversity of *Dickeya zea* causing bacterial stalk rot of maize based on biochemical assays and antibiotic sensitivity. *Indian phytopath*, v. 68, p. 375-379, 2015.

LANTERI, A. A.; MARVALDI, A. E. *Graphognathus* Buchanan a new synonym of *Naupactus* Dejean and systematics of the *N. leucoloma* species group (Coleoptera: Curculionidae). **The Coleopterists' Bulletin**, p. 206-228, 1995.

Li X, Li Y, Hu W, Li Y, Li Y, Chen S, Wang J. 2021. Simultaneous multiplex RT-PCR detection of four viruses associated with maize lethal necrosis disease. *Journal Virology Methods*. 298:114286. doi: 10.1016/j.jviromet.2021.114286

LOCHE, E.T; NOVAKOWISKI, J. H. N; BREN, L; SANDINI, I. E. Severidade de *Diatraea saccharalis*, produtividade e massa de grãos em milho Bt e seu similar convencional. **Semana de integração ensino, pesquisa e extensão**, v. 1, 2009.

LOECK, A. E. **Pragas de produtos armazenados**. Pelotas: EGUFPEL, 2002. 113 p.

LOPES, C. A. 1986. Bacterial stalk and top rot of maize in florida caused by *Erwinia chrysanthemi* pv. *zeae*. *Plant disease*, v. 70, p. 259, 1986. doi.org/10.1094/pd-70-259a.

LORENZI, H. Manual de identificação e controle de plantas daninhas: plantio direto e convencional. 7ª Edição. Nova Odessa, SP. Editora: Instituto Plantarum. 384p. 2014.

LORENZI, H. Plantas daninhas do Brasil: terrestres, aquáticas, parasitas, tóxicas e medicinais. 4ª Edição. Nova Odessa, SP. Editora: Instituto Plantarum. 640p. 2008.

MAHUKU G, LOCKHART BE, WANJALA B, JONESMW, KIMUNYE JN, ET AL. 2015. Maize lethal necrosis (MLN), an emerging threat to maize-based food security in Sub-Saharan Africa. *Phytopathology* 105:956–65

MARTINEZ-CISNEROS, B. A.; JUAREZ-LOPEZ, G.; VALENCIA-TORRES, N.; DURAN-PERALTA, E. & MEZZALAMA, M. 2014. First report of bacterial stalk rot of maize caused by *Dickeya zeae* in Mexico. *Plant Disease*, v. 98, p. 1267 Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1094/PDIS-02-14-0198-PDN>.

MATTEI, L. O papel e a importância da agricultura familiar no desenvolvimento rural brasileiro contemporâneo. **Revista Econômica do Nordeste**, v.45, n.2, p.1-9, 2014.

MAY, B. M. The Argentine stem weevil *Hyperodes bonariensis* Kuschel on pasture in Auckland. **New Zealand journal of agricultural research**, v. 4, n. 3-4, p. 289-297, 1961.

McNeill, M. R.; GOLDSON, S. L.; PROFFITT, J. R.; PHILLIPS, C. B.; ADDISON, P. J. A description of the commercial rearing and distribution of *Microctonus hyperodae* (Hymenoptera: Braconidae) for biological control of *Listronotus bonariensis*

(Kuschel)(Coleoptera: Curculionidae). **Biological Control**, v. 24, n. 2, p. 167-175, 2002.

MEHTA, P. P. (1973). Investigations on bacterial stalk rot of maize in Bihar. p. 353. In Proceedings 60th Session Indian Science Congress Part III.

MELLO, M. B.; BOTREL, P. P.; TEIXEIRA, I. R. V.; FIGUEIREDO, F. C.; PINTO, J. E. B. P.; BERTOLUCCI, S. K. V. Atividade inseticida do óleo essencial de *Hyptis marruboides* no controle de *Zabrotes subfasciatus* (Coleoptera, Chrysomelidae, Bruchinae). **Revista Agrogeoambiental**, v.6, n.1, p.79-86, 2014.

MENDES, S.M; WAQUIL, J.M; RODRIGUES, J.A.S; SAMPAIO, M.V; VIANA, P.A. **Manejo de pragas na cultura do sorgo**. Informe agropecuário 1:76-88, 2014.

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO. Consulta de Produtos Formulados. Disponível em https://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso 05 ago. 2022. AGROFIT.

NELSON, S., BREWBAKER, J., HU, J. **Maize Chlorotic Mottle. Plant Disease December 2011 PD-79**. UH–CTAHR

ODVODY, G.N., FREDERIKSEN, R.A. Use of systemic fungicides metalaxyl and fosetyl-Al for control of sorghum downy mildew in corn and sorghum in South Texas. I: seed treatment. **Plant disease**, v. 68, n. 7, p. 604-607, 1984.

OLIVEIRA, M.C.S.; NASCIMENTO, T. ; HARAKAVA, R.; GONÇALVES, M.C.. PANORAMA DOS VÍRUS QUE INFECTAM A CULTURA DO MILHO NO ESTADO DE SÃO PAULO. 18º CICAM Congresso de Iniciação Científica em Ciências Agrárias, Biológicas e Ambientais. 2020. DOI: 10.31368/1980-6221c00142020

PAUER, G.D. *Erwinia carotovora* f .sp. *zeae*, the bacterium causing stalk rot of maize in the Republic of South Africa. South Africa J. Agri, Sci., v. 7, p. 581-582, 1964

PEREIRA, P. R. V. da S.; SALVADORI, J. R. **Identificação dos principais Coleoptera (Insecta) associados a produtos armazenados**. Passo Fundo: Embrapa Trigo, 2006. 33 p. html. (Embrapa Trigo. Documentos Online, 75). Disponível em: http://www.cnpt.embrapa.br/biblio/do/p_do75.htm

PIMENTEL, M.A.G.; OLIVEIRA, I.R. de; NORMANDO, C.A.; OLIVEIRA, C.L. de. Inseticidas recomendados, limites de resíduos e indicações técnicas para aplicação no controle de pragas durante o armazenamento de grãos de milho. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2020. 39 p. (Embrapa Milho e Sorgo. Circular Técnica, 267).

PRASAD, H.H. A bacterial stalk rot of maize. Indian J. Agri., v. 25, p. 72, 1930.

PRASANNA BM (ed). 2021. Maize Lethal Necrosis (MLN): A Technical Manual for Disease Management. CDMX: CIMMYT.

PRASANNA, B.M., SURESH, L.M. MWATUNI, F. BEYENE, Y. MAKUMBI D. , GOWDA M. , OLSEN M. , HODSON D. , WORKU M. , MEZZALAMA M. , MOLNAR T. , DHUGGA K. , WANGAI A. , GICHURU L. , ANGWENYI S. , ALEMAYEHU Y. , GRØNBECH-HANSEN J. , LASSEN, P. 2020. **Maize lethal necrosis (MLN): containing the spread and impact of a devastating transboundary disease in sub-Saharan Africa**. Virus Research, 282 , Article 197943, [10.1016/j.virusres.2020.197943](https://doi.org/10.1016/j.virusres.2020.197943)

PU, X. M.; J. N. ZHOU, J. N.; LIN, B. R.; SHEN, H. F. First report of bacterial foot rot of rice caused by a *Dickeya zae* in China. Plant disease, v. 96, n. 12, 2012. DOI: <https://doi.org/10.1094/PDIS-03-12-0315-PDN>

QUINTELA, E. D., DE MOURA, E. C., SILVA, J. F. A. Weevil Zabrotes subfasciatus (Boheman, 1883)(Chrysomelidae: Bruchinae) rearing in dry bean (Phaseolus vulgaris L.). **Embrapa Arroz e Feijão-Artigo em periódico indexado (ALICE)**, 2020.

RANGARAJAN, M.; CHAKRAVARTI, B. P. *Erwinia carotovora* (Jones) Holland, the inciting agent of corn stalk rot in India. Phytopathologia Mediterranea, v. 10, p. 41- 45, 1971.

REDINBAUGH, M. G. AND STEWART, L. R. [Maize Lethal Necrosis: An Emerging, Synergistic Viral Disease](#). Annual Review of Virology 2018 5:1, 301-322

REES, D. P. Coleoptera. In: SUBRAMANYAM, B.; HAGSTRUM, D. W. (Ed.). **Integrated management of insects in stored products**. New York: Marcel Dekker, 1996. p. 1-39.

ROSSETTO, R; SANTIAGO, A.D; AGROLINK. Disponível em <https://www.agrolink.com.br/problemas/lagarta-rosca>. SANTOS, W.J. **Identificação**,

biologia, amostragem e controle de pragas do algodoeiro. In: Algodão: tecnologia de produção. Dourados: Embrapa Agropecuário Oeste, 2001. p. 189-190, 2018.

SABET, K. A. Etiological aspects of the bacterial root and stalk disease of maize. Bull. Fac. Agric. Cairo Univ., v. 48, p. 17, 1954.

SALVADORI, J. R.; SUZANA, C. S. Saldo da Helicoverpa. **Cultivar Grandes Culturas**, v. 15, n. 187, p. 26-28, 2014.

SAMSON, R.; LEGENDRE, J.B.; CHRISTEN, R.; FISCHER, M.; ACHOUAK, W.; GARDAN, L. Transfer of *Pectobacterium chrysanthemi* (Burkholder et al 1953) Brenner et al 1973 and *Brenneria paradisiaca* to 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. Int. J. Syst. Evol. Microbiol., v. 55, p. 1415-27, 2005.

SANTOS, L. A. O; MIHSFELDT, L. H. Capacidade de Busca e de Parasitismo de *Cotesia flavipes* Cameron (Hymenoptera: Braconidae) em Lagartas de *Diatraea saccharalis* (Fabricius)(Lepidoptera: Crambidae). **EntomoBrasilis**, v. 7, n. 2, p. 106-109, 2014.

SCHOONHOVEN, A.V.; CARDONA, C.; VALOR, J. Resistance to the bean weevil and the Mexican bean weevil (Coleoptera: Bruchidae) in noncultivated common bean accessions. **Journal of Economic Entomology**, v. 76, p. 1255- 1259, 1983.

SGARBIERO, E. **Resíduos de pirimifós-metil em grãos de trigo, milho e milho pipoca, em alguns de seus produtos processados e ação residual desse inseticida sobre *Sitophilus* spp. (Coleoptera, Curculionidae).** 2001. 69 f. Dissertação (Mestrado) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” – Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2001.

SIDHU, J. K; STOUT, M. J; BLOUIN, D. C. Performance and preference of sugarcane borer, *Diatraea saccharalis*, on rice cultivars. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Amsterdam, v. 149, n. 1, p.67-76, 2013.

SILVA D.D; COTA L.V.; COSTA R.V.; PARREIRA D. F. Principais doenças do sorgo. **Informe Agropecuário, Belo Horizonte**, v. 35, n. 278, p. 102-111, 2014.

SILVA, A. G.d'.A.; GONÇALVES, C. R.; GALVÃO, D. M.; GONÇALVES, A. J. L.; GOMES, J.; SILVA, M. do. N.; SIMONI, L. de. Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil: seus parasitos e predadores. Rio de Janeiro: **Laboratório central de patologia vegetal**, v. 1, pt. 2, 381.p, 1968.

SILVA, D.D.; COSTA, R.V.; COTA, L.V; LANZA, F.E; GUIMARÃES, E.A. **Micotoxinas em cadeias produtivas do milho: Riscos à saúde animal e humana**. Documentos 193, SSN 1518-4277- Embrapa Milho e Sorgo, 2015.

SIMINATO, J; GRIGOLLI, J. F. J; OLIVEIRA, H. N. **Controle Biológico de Insetos-Praga na Soja**. Embrapa Agropecuária Oeste, Capítulo em Livro Técnico Científico, 2014.

SINHA, S.K.; PRASAD, M. Studies on certain aspects of chemical control of bacterial stalk rot disease of maize. *Zentralblatt für Bakteriologie, Parasitenkunde, Infektionskrankheiten und Hygiene*, v. 132, p. 81-88, 1977.

SMITH, I. M.; MCNAMARA, D. G.; SCOTT, P. R.; HOLDERNESS, M. *Listronotus bonariensis*. Quarantine Pests for Europe, 2nd Edition, CABI / EPPO, Wallingford,p. 1425, 1997.

SOUTHGATE, B. J. Biology of the Bruchidae. **Annual Review of Entomology**, v. 24, n. 1, p. 449-473, 1979.

SUMATHI, K., GANESAN, K.N., AARTHI, P., SRUTHYMENON, V., DEVASREE, S., KARTHIKEYAN, A. Introgression of QTLs determining sorghum downy mildew (SDM) resistance into elite maize line UMI 79 through marker-assisted backcross breeding (MABC). **Australasian Plant Pathology**, v. 49, n. 2, p. 159-165, 2020.

THIÉRY, D.; JARRY, M., POUZAT, J. To penetrate or not to penetrate? A behavioral choice by bean beetle first-instar larvae in response to *Phaseolus vulgaris* seed surface quality. **Journal of Chemical Ecology**, v. 20, n. 8, p. 1867-1875, 1994.

THIND, B.S. (1970). Investigation of bacterial stalk rot of maize (*Erwinia carotovora* var. *zeae* Sabet). Ph.D. Thesis, Post Graduate School, Indian Agricultural Research Institute, New Delhi.

THIND, B.S.; PAYAK, M. M. Evaluation of maize germoplasm and estimation of losses to *Erwinia* stalk rot. *Plant Dis. Rep.*, v. 62, P. 319-323, 1978.

TRUMPER, E. V; PORELLO, L; SERRA, G. Relación entre posición de desoves del barrenador del tallo (*Diatraea saccharalis*) y distribución de daños en plantas de maíz. Manfredi: INTA: EEA Manfredi, 2004. (Modelos bioeconómicos para la toma de decisiones de manejo de plagas, n. 4). Disponível em: <<http://www.inta.gov.ar/manfredi/info/documentos/docprodveg/entomo/bioeco4.htm>>. Acesso em: 21 de maio de 2022.

ULUKANLI, Z.; KARABÖRKLÜ, S.; BOZOK, F.; ÇENET, M.; ÖZTÜRK, B.; BALCILAR, M.. Antimicrobial, insecticidal and phytotoxic activities of *Cotinus coggyria* Scop. essential oil (Anacardiaceae). **Natural product research**, v.28, n.23, p.2150-2157, 2014.

USDA. <https://www.usda.gov/oce/commodity/wasde/wasde0722.pdf>. Acessado dia 11/08/2022.

VALENCIA-MONTOYA, W.A; ELFEEKIH, S; NORTH, H.L; MEIER, J. I; WARREN, I.A; TAY, W. T; GORDON, K.H.J; SPECHT, A; PAULA-MORAES, S. V; RANE, R; WALSH, T.K; JIGGINS, C. D. Adaptive introgression across semipermeable species boundaries between local *Helicoverpa zea* and invasive *Helicoverpa armigera* moths. **Molecular Biology and Evolution**, v. 37, n. 9, p. 2568–2583, 2020.

VAN DER WOLF, J.M., NIJHUIS, E.H., KOWALEWSKA, M.J., SADDLER, G.S., PARKINSON, N., ELPHINSTONE, J.G., PRITCHARD, L., TOTH, I.K., LOJKOWSKA, E., POTRYKUS, M., WALERON, M., DE VOS, P., CLEENWERCK, I., PIRHONEN, M., GARLANT, L., HELIAS, V., POTHIER, J.F., PFLUGER, V., DUFFY, B., TSROR, L. AND MANULIS, S. *Dickeya solani* sp. nov., a pectinolytic plant pathogenic bacterium isolated from potato (*Solanum tuberosum*). *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.*, v. 64, p. 768-74, 2013.

VELÉZ-NEGRÓN, Y. I.; SIMBAÑA-CARRERA, L. L.; SOTO-RAMOS, C.M.; MEDINA, O.H.; DINKEL, E.; HARDY, C.; RIVERA-VARGAS, L. I.; RAMOS-SEPÚLVEDA, L. First report of bacterial pineapple heart rot caused by *Dickeya zeae* in Puerto Rico. *Plant Disease*, 2020. doi: 10.1094/PDIS-01-22-0174-PDN

VIEIRA, Clibas. **Doenças e pragas do feijoeiro**. Viçosa^ eMG MG: UFV, 1983.

VILELA, M; Mendes, S.M; Viana, P. A. **Manejo de pragas do sorgo**. *Jornal Eletrônico da Embrapa Milho e Sorgo, Grão em Grão*, Ano 08 - Edição 57, 2014.

VILLAVICENCIO, A. L. C. H. **Avaliação dos efeitos da radiação ionizante de ^{60}Co em propriedades físicas, químicas e nutricionais dos feijões *Phaseolus vulgaris* L. e *Vigna unguiculata* (L.) Walp.** São Paulo, 1998. 138p. Tese (Doutorado) – Faculdade de Ciências Farmacêuticas, Universidade de São Paulo, 1998.

VOLCANI, Z. A maize stalk disease caused by a strain of *Erwinia carotovora* in Israel. J. Agr. Res., v. 11, p. 179-183, 1961.

WANG, Q., ZHANG, C., WANG, C. *et al.* Further characterization of *Maize chlorotic mottle virus* and its synergistic interaction with *Sugarcane mosaic virus* in maize. *Sci Rep* 7, 39960 (2017). <https://doi.org/10.1038/srep39960>.

WHITE, D.G. Compendium of corn diseases. 3rd Ed. St. Paul: APS, 1999. 78p.

YANG, F; KERNS, D.L; BROWN, S; HEAD, G.P; HUANG, F. Pollen contamination in seed mixture increases the dominance of resistance to Bt maize in *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **Pest Management Science**, v. 73, n. 11, p. 2379–2385, 2017.

YANG, Q. Y.; JIANG, S. B.; ZHANG, J. X.; SHEN, H. F.; SUN, D. Y.; PU, X. M. *et al.* First report of *dickeya zae* causing bacterial soft rot on *Canna edulis* in China. *Plant disease*, v. 103, n. 1, p. 146-146, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1094/PDIS-04-18-0616-PDN>.

YANG, Y.; YAO, Z.; ZHANG, M.-Q.; ZOU, C. & CHEN, B. 2020. First report of stalk bacterial soft rot of sugarcane caused by *Dickeya zae* in China. *Plant disease*, v. 105, n.4, p. 1188, 2020. DOI: <http://dx.doi.org/10.1094/PDIS-10-20-2234-PDN>.

YOUNG, H. C.; APP, B. A.; GILL, J. B.; HOLLINGSWORTH. White-fringed beetles and how to combat them. USDA. **Circular**, 850, 1–15, 1950.

ZACHOS, D. G.; PANAGOPOULOS, G.G.; MAKRIS, S.A. A disease of maize in Greece caused by *Erwinia carotovora* (Jones). *Holland Ann. Inst. Phytopath. Benaki*, v. 5, p. 288-293, 1963.

ZARBIN, P.H.G.; LEAL, W.S.; ÁVILA, C.J.; OLIVEIRA, L.J. Identification of the sex pheromone of *Phyllophaga cuyabana* (Coleoptera: Melolonthidae). **Tetrahedron Letters**, v. 48, p. 1991-1992, 2007.

ZEWDE, D. K.; JEMBERE, B. Evaluation of orange peel *Citrus sinensis* (L) as a source of repellent, toxicant and protectant against *Zabrotes subfasciatus* (Coleoptera: bruchidae). **Momona Ethiopian Journal of Science**, v.2, n.1, p.61-75, 2010.