

Manual Técnico para o Manejo Integrado de Pragas de Grãos de Cereais Armazenados



**INSETOS
TOLERÂNCIA ZERO**

**Manual Técnico para o
Manejo Integrado de Pragas
de Grãos de Cereais
Armazenados**



ISSN 1516-5582
Agosto, 2007

*Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Centro Nacional de Pesquisa de Trigo
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento*

Documentos 73

Manual Técnico para o Manejo Integrado de Pragas de Grãos de Cereais Armazenados

Irineu Lorini

Passo Fundo, RS
2007

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

Embrapa Trigo
Rodovia BR 285, km 294
Telefone: (54) 3316-5800 - Fax: (54) 3316-5800
Caixa Postal 451
99001-970 Passo Fundo, RS
E-mail: pub_cnpt@cnpt.embrapa.br

Unidade:.....
Valor aquisição:.....
Data aquisição:.....
N.º do Fiscal/Fatura:.....
Fornecedor:.....
N.º OCS:.....
Origem:.....
N.º Registro:.....

Comitê de Publicações

Ana Lídia Variani Bonato, José Antonio Portella, Leandro Vargas (Presidente), Leila Maria Costamilan, Márcia Soares Chaves, Maria Imaculada Pontes Moreira Lima, Paulo Roberto Valle da Silva Pereira, Rita Maria Alves de Moraes

Tratamento Editorial: Fátima Maria De Marchi

Capa: Liciane Duda Bonatto

Ficha Catalográfica: Maria Regina Martins

Imagens: As figuras dos insetos apresentadas neste trabalho foram fotocopiadas do manual técnico da ICI do Brasil S.A. "Proteção dos grãos armazenados".

1ª edição

1ª impressão (2007): 500 exemplares

Todos os direitos reservados.

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

Lorini, Irineu.

Manual técnico para o manejo integrado de pragas de grãos de cereais armazenados / Irineu Lorini. – Passo Fundo : Embrapa Trigo, 2007.

80 p. ; 21 cm. - (Documentos / Embrapa Trigo, ISSN 1516-5582 ; 73).

1. Cereal - Armazenamento - Controle - Método Físico. 2. Cereal - Armazenamento - Controle - Método Biológico. 3. Cereal - Armazenamento - Controle - Método Químico. I. Título.

CDD: 633.1631568

© Embrapa Trigo 2007

Autor

Irineu Lorini

Pesquisador, Ph.D.

Manejo Integrado de Pragas de Pós-colheita de Grãos

Embrapa Trigo

Caixa Postal, 451

99001-970 Passo Fundo, RS

E-mail: ilorini@cnpt.embrapa.br

Apresentação

Não basta produzirmos cada vez mais alimentos. Precisamos também reduzir perdas. O desperdício começa na colheita, continua no processo de transporte e chega até os armazéns, onde são guardados os frutos das safras agrícolas. Nesses últimos, além das perdas quantitativas, acrescenta-se a deterioração de atributos de qualidade dos produtos. Há quem estime que essas perdas somadas chegam a 20% de tudo que é produzido anualmente na agricultura brasileira.

Desperdiçar um quinto (20%) de tudo que se produz na nossa agricultura, nos parece inconcebível. É preciso dar um basta nisso (ou pelo menos minimizar esse prejuízo). Mas, isso não é algo tão simples assim. E não é simples porque o problema é mais complexo que meramente combater insetos pragas e fungos. Há necessidade de mudança de cultura, de comportamento humano, de visão e de postura diante do problema.

O que esse manual contempla são conceitos e boas práticas em armazenagem. O foco é o manejo integrado de pragas que atacam grãos de cereais nos armazéns. Essencialmente é uma receita para se pôr em prática a filosofia da “tolerância zero” com insetos em armazéns, apregoada pela proposta MIPGRÃOS da Embrapa Trigo, que, nos últimos anos, sob a liderança do Dr. Irineu Lorini (autor desta obra), tem sido estendida para todo o segmento de pós-colheita no Brasil.

É motivo de orgulho para nós da Embrapa Trigo trazer a público esta atualização do Manual Técnico para o Manejo Integrado de Pragas de Grãos de Cereais Armazenados. Para isso, foi fundamental contarmos com o patrocínio da FMC do Brasil, da Syngenta e da Vetquímica.

Gilberto R. Cunha
Chefe-Geral da Embrapa Trigo

Sumário

Introdução	12
Descrição, biologia e danos das principais pragas de grãos armazenados	16
<i>Rhyzopertha dominica</i> (Col., Bostrychidae) - besourinho dos cereais	17
<i>Sitophilus oryzae</i> e <i>S. zeamais</i> (Col., Curculionidae) - gorgulhos dos cereais	19
<i>Tribolium castaneum</i> (Col., Tenebrionidae)	21
<i>Oryzaephilus surinamensis</i> (Col., Silvanidae)	22
<i>Cryptolestes ferrugineus</i> (Col., Cucujidae)	23
<i>Sitotroga cerealella</i> (Lep., Gelechiidae) - traça dos cereais	25
<i>Plodia interpunctella</i> (Lep., Pyralidae) - traça dos cereais	26
<i>Ephestia kuehniella</i> e <i>E. elutella</i> (Lep., Pyralidae) - traças	27
Limpeza e higienização das instalações de unida- des armazenadoras	29
Métodos de controle de pragas	30

Métodos físicos	30
Temperatura	31
Umidade relativa do ar	32
Atmosfera controlada	33
Uso de pós inertes - dessecação	36
Remoção física	39
Radiação	39
Luz e som	40
Métodos químicos	44
Tratamento preventivo de grãos	44
Tratamento curativo de grãos.....	50
Métodos biológicos	51
Resistência de pragas a inseticidas	53
Monitoramento de pragas na massa de grãos	59
Manejo Integrado de Pragas (MIP)	63
Referências bibliográficas	68

Perdas no peso de grãos, ocasionadas por pragas em armazéns, presença de fragmentos de insetos nos subprodutos alimentares, deterioração da massa de grãos, contaminação fúngica, presença de micotoxinas, efeitos negativos na saúde humana e animal, dificuldades para exportação de produtos e subprodutos brasileiros devido ao potencial de risco de contaminação etc., constituem um dos problemas que a má armazenagem de grãos traz para a sociedade brasileira.

Introdução

A necessidade crescente de produtos para suprir a demanda mundial de alimentos, tendo em vista o crescimento populacional, exige que a qualidade do grão colhido na lavoura seja mantida com o mínimo de perdas até o consumo final.

Estima-se que, de cerca de 98 milhões de toneladas de grãos produzidas anualmente no Brasil, 20,0% são desperdiçados nos processos de colheita, de transporte e de armazenamento (Brasil, 1993). Para trigo, por exemplo, as perdas durante a colheita, o armazenamento e o processamento estão estimadas em 9,2% (Brasil, 1993).

As perdas quantitativas médias causadas por pragas no Brasil, estimadas pela FAO e pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento brasileiro, são de aproximadamente 10,0% do total produzido anualmente. Isso representa cerca de 9,8 milhões de tonelada por ano (Quadro 1).

Além dessas, existem as perdas qualitativas, que são mais preocupantes, uma vez que podem comprometer totalmente o uso do grão produzido ou desclassificá-lo para outro uso de menor valor agregado. No caso de

trigo, os moinhos não aceitam lotes com insetos, pois isso comprometeria a qualidade da farinha, já que esta terá fragmentos de insetos indesejáveis na indústria de panificação e em outros subprodutos de trigo.

Quadro 1. Estimativas de perdas por pragas em grãos armazenados nas principais *comodities* brasileiras.

Tipo de grão	Produção anual (t)	Perda anual (t)	Valor da perda Anual (R\$)
Milho	41.536.000	4.154.000	465 milhões
Soja	37.216.000	3.722.000	587 milhões
Arroz	10.366.000	1.037.000	216 milhões
Trigo	2.967.000	296.000	44 milhões
Feijão	2.591.000	259.000	109 milhões
Cevada	338.000	33.000	5,8 milhões
Outros	3.103.300	310.000	-
Total¹	98.117.000	9.811.000	1.426,8 milhões

¹ Safra 2000/2001-Fonte: Conab, 2001 (www.conab.gov.br).

O problema tem origem em diversos fatores, entre os quais destaca-se a inadequada estrutura armazenadora, composta, em sua maioria, por armazéns graneleiros de grande capacidade estática, com sistema deficiente ou inexistente de controle de temperatura e deficiência de um sistema de aeração. Assim, depois de limpos e secos, os grãos são colocados nesses armazéns, em

que permanecem depositados até a retirada para consumo, sem haver o efetivo monitoramento da massa de grãos para verificar temperatura, umidade e presença de insetos, situações que podem determinar perdas quantitativas e qualitativas (Lorini & Schneider, 1994).

Outro fator que contribui para o agravamento do problema é a disponibilidade de poucos inseticidas registrados para controle de pragas de grãos armazenados, o que dificulta a alternância de ingredientes ativos.

Esses fatores, aliados a muitos outros, têm contribuído para que ocorram elevadas perdas, tanto em quantidade como em qualidade, de grãos. Frequentemente, observam-se apodrecimento de grandes quantidades de grãos nos armazéns e problemas na comercialização de grãos e de farinha, devido à presença de insetos ou de restos de insetos, fatores oriundos da má conservação de grãos.

Uma das soluções para essa situação é o “Manejo Integrado de Pragas de Grãos Armazenados” (MIP Grãos). Este prevê o conhecimento da situação dos grãos e da unidade armazenadora, a identificação de espécies e de populações de pragas ocorrentes, a limpeza e higienização das instalações, a associação de medidas preventivas e curativas de controle de pragas, o conhecimento dos inseticidas recomendados, sua eficiência e a existência de resistência de pragas aos inseticidas

em uso, a análise econômica do custo de controle e das perdas a serem evitadas. Da mesma forma, faz-se necessária a adoção de rigoroso sistema de monitoramento de pragas, de temperatura e de umidade da massa de grãos.

O conhecimento do hábito alimentar de cada praga constitui elemento importante para definir o manejo a ser implementado na massa de grãos. Segundo esse hábito, as pragas podem ser classificadas em primárias ou secundárias.

a) pragas primárias: são aquelas que atacam grãos inteiros e sadios e, dependendo da parte do grão que atacam, podem ser denominadas pragas primárias internas ou externas. As primárias internas perfuram os grãos e neles penetram para completar seu desenvolvimento. Alimentam-se de todo o interior do grão e possibilitam a instalação de outros agentes de deterioração dos grãos. Exemplos dessas pragas são as espécies *Rhyzopertha dominica*, *Sitophilus oryzae* e *S. zeamais*. As pragas primárias externas destroem a parte exterior do grão (casca) e, posteriormente, alimentam-se da parte interna sem, no entanto, se desenvolverem no interior do grão. Há destruição do grão apenas para fins de alimentação. Exemplo desta praga é a traça *Plodia interpunctella*.

b) pragas secundárias: são aquelas que não conseguem atacar grãos inteiros, pois requerem que os grãos este-

jam danificados ou quebrados para deles se alimentarem. Essas pragas ocorrem na massa de grãos quando estes estão trincados, quebrados ou mesmo danificados por pragas primárias. Multiplicam-se rapidamente e causam prejuízos elevados. Como exemplo, citam-se as espécies *Cryptolestes ferrugineus*, *Oryzaephilus surinamensis* e *Tribolium castaneum*.

Descrição, biologia e danos das principais pragas de grãos armazenados

A descrição, a biologia e os danos de cada espécie-praga devem ser conhecidos, para que seja adotada a melhor estratégia para evitar os respectivos prejuízos.

Existem dois importantes grupos de pragas que atacam os grãos armazenados, que são besouros e traças. Entre os besouros encontram-se as espécies: *R. dominica* (F.), *Sitophilus oryzae* (L.), *S. zeamais* (Motschulsky), *C. ferrugineus* (Stephens), *O. surinamensis* (L.) e *T. castaneum* (Herbst). As espécies de traças mais importantes são: *Sitotroga cerealella* (Olivier), *P. interpunctella* (Hübner), *Ephestia kuehniella* (Zeller) e *Ephestia elutella* (Hübner). Entre essas pragas, *R. dominica*, *S. oryzae* e

S. zeamais são as mais preocupantes economicamente e justificam a maior parte do controle químico praticado nas unidades armazenadoras. Além dessas pragas, há roedores e pássaros causadores de perdas, principalmente qualitativas, pela sujeira que deixam no produto final, que também devem ser considerados no manejo integrado.

***Rhyzopertha dominica* (Col., Bostrychidae) - besourinho dos cereais**

a) Descrição e biologia

Os adultos são besouros de 2,3 a 2,8 mm de comprimento, coloração castanho-escura, corpo cilíndrico e cabeça globular, normalmente escondida pelo protórax (Figura 1). A coloração das pupas varia de branca, inicialmente, a castanha, próximo à emergência dos adultos; possuem 3,9 mm de comprimento e

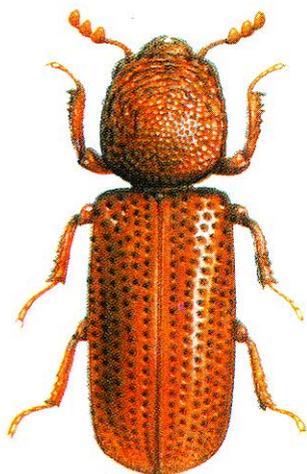


Figura 1. *Rhyzopertha dominica*.

1,0 mm de largura do corpo, aproximadamente. As larvas são de coloração branca, com cabeça escura, e medem cerca de 2,8 mm quando completamente desenvolvidas. Os ovos são cilíndricos, embora variáveis na forma, inicialmente brancos e posteriormente rosados e opacos, com 0,59 mm de comprimento e 0,2 mm de diâmetro (Potter, 1935).

O período de incubação, variável em função da temperatura, é de 15,5 dias a 26 °C (Potter, 1935) e de 4,5 dias a 36 °C (Birch & Snowball, 1945). Os ovos podem ser colocados em grupos ou isolados, em fendas ou rachaduras de grãos ou mesmo na própria massa de grãos (Poy, 1991). A duração do período larval é de, aproximadamente, 22 dias, o período pupal é de 5 dias, e a longevidade dos adultos atinge 29 dias, a 30 °C e 70% de umidade relativa. O ciclo de vida da praga é de, aproximadamente, 60 dias. A fêmea tem fecundidade média de até 250 ovos (Almeida & Poy, 1994; Poy, 1991), a qual depende da qualidade do alimento e das condições de temperatura e de umidade da massa de grãos.

b) Danos

Essa praga primária interna possui elevado potencial de destruição em grãos de trigo, pois é capaz de destruir de 5 a 6 vezes seu próprio peso em uma semana (Poy,

1991). É a principal praga de pós-colheita de trigo no Brasil, em razão da incidência e à da grande dificuldade de se evitar os prejuízos que causa aos grãos.

Deixa os grãos perfurados e com grande quantidade de resíduos na forma de farinha, decorrentes do hábito alimentar. Tanto adultos como larvas causam danos aos grãos armazenados. Possui grande número de hospedeiros, como trigo, cevada, triticale, arroz e aveia. O milho não é hospedeiro preferencial. Adapta-se rapidamente às mais diversas condições climáticas e sobrevive mesmo em extremos de temperatura.

***Sitophilus oryzae* e *S. zeamais* (Col., Curculionidae) - gorgulhos dos cereais**

a) Descrição e biologia

Essas duas espécies são muito semelhantes em caracteres morfológicos e podem ser distinguidas somente pelo estudo da genitália. Ambas podem ocorrer juntas na mesma massa de grãos, independentemente do tipo de grão.

Os adultos são gorgulhos de 2,0 a 3,5 mm de comprimento, de coloração castanho-escura, com manchas mais claras nos élitros (asas anteriores), visíveis logo após a emergência. Têm a cabeça projetada à frente,

na forma de rostró curvado (Figura 2). Nos machos, o rostró é mais curto e grosso, e nas fêmeas, mais longo e afilado. As larvas são de coloração amarelo-clara, com a cabeça de cor marrom-escura, e as pupas são brancas (Mound, 1989; Booth et al., 1990). O período de oviposição é de 104

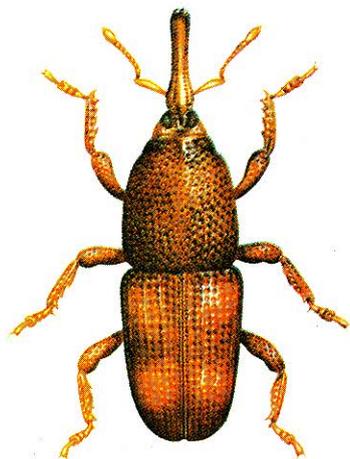


Figura 2. *Sitophilus zeamais*.

dias, e o número médio de ovos por fêmea é de 282. A longevidade das fêmeas é de 140 dias. O período de incubação oscila entre 3 e 6 dias, e o ciclo de ovo até a emergência de adultos é de 34 dias (Lorini & Schneider, 1994).

b) Danos

É praga primária interna de grande importância, pois pode apresentar infestação cruzada, ou seja, infestar grãos no campo e também no armazém, onde penetra profundamente na massa de grãos. Apresenta elevado potencial de reprodução, possui muitos hospedeiros, como trigo, milho, arroz, cevada, triticales etc. Tanto

larvas como adultos são prejudiciais e atacam grãos inteiros. A postura é feita nos grãos; as larvas, após se desenvolverem no grão, saem deste para empupar e se transformarem em adultos. Os danos decorrem da redução de peso e de qualidade do grão (Lorini & Schneider, 1994).

***Tribolium castaneum* (Col., Tenebrionidae)**

a) Descrição e biologia

Os adultos são besouros de coloração castanho-avermelhada, medindo de 2,3 a 4,4 mm de comprimento; o corpo é achatado e possui duas depressões transversais na cabeça (Figura 3). As larvas são branco-amareladas, cilíndricas, medindo até 7 mm de comprimento.

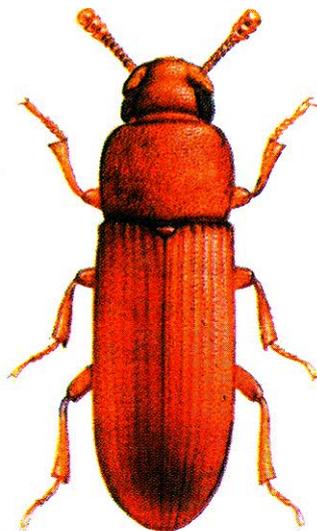


Figura 3. *Tribolium castaneum*.

As fêmeas colocam de 400 a 500 ovos em fendas de paredes, na sacaria e sobre os grãos. A duração de uma geração pode ser inferior a 20 dias, em condições

favoráveis (Booth et al. 1990).

b) Danos

Como é praga secundária, depende do ataque de outras pragas para se instalar nos grãos armazenados. Alimenta-se de grãos de várias espécies e causa prejuízos ainda maiores do que os resultantes do ataque de pragas primárias que permitiram sua instalação.

***Oryzaephilus surinamensis* (Col., Silvanidae)**

a) Descrição e biologia

Os adultos são besouros alongados, achatados, de coloração vermelho-escura, com comprimento variável de 1,7 a 3,3 mm (Figura 4). Possuem três carenas longitudinais no pronoto, além de apresentarem seis dentes laterais, o que permite identificá-los

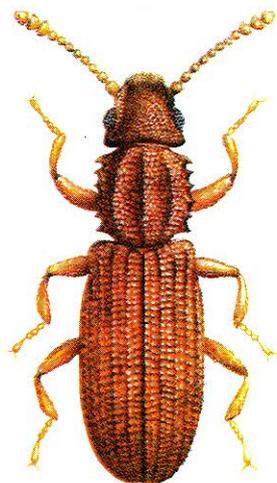


Figura 4. *Oryzaephilus surinamensis*.

(Booth et al. 1990). O ciclo de vida varia de 24 a 50 dias. As fêmeas fazem a postura em orifícios dos grãos ou no interior da massa de grãos, podendo colocar de 50 a 300 ovos. Os caracteres biológicos, acima citados, variam com as condições da massa de grãos e conforme alterações na temperatura e na umidade dos grãos (Lorini & Schneider, 1994).

b) Danos

É uma praga considerada secundária que ataca grãos quebrados, fendidos e restos de grãos. Pode danificar a massa de grão, sendo expressiva em grande densidade populacional. Aparece praticamente em todas as unidades armazenadoras, onde causa a deterioração dos grãos pela elevação acentuada da temperatura. É uma espécie muito tolerante a inseticidas químicos, sendo uma das primeiras a colonizar a massa de grãos após aplicação desses produtos.

***Cryptolestes ferrugineus* (Col., Cucujidae)**

a) Descrição e biologia

Os adultos (Figura 5) são pequenos besouros de, aproximadamente, 2,5 mm de comprimento, de corpo acha-

tado e antenas longas. Têm cor marrom-avermelhada-pálida e grande facilidade de deslocamento. As posturas são realizadas na superfície ou no interior da massa de grãos. A fêmea pode ovipositar de 300 a 400 ovos. O ciclo de vida pode variar de 17 a 100 dias, dependendo da temperatura e da

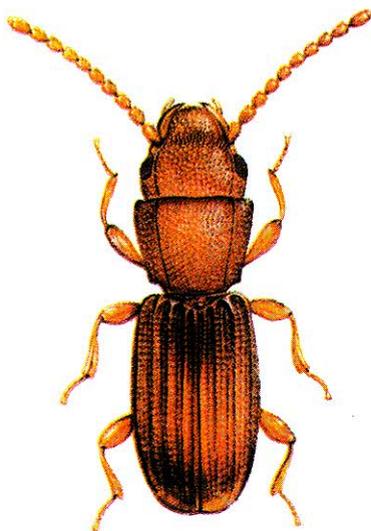


Figura 5. *Cryptolestes ferrugineus*.

umidade da massa de grãos, possuindo, portanto, elevado potencial de reprodução, em relação a outras pragas de armazéns (Lorini & Schneider, 1994).

b) Danos

É praga secundária que pode destruir grãos fendidos, rachados e quebrados, neles penetrando e atacando o germe. Consome grãos quebrados e restos de grãos e de farinhas, causando elevação na temperatura da massa de grãos e deterioração de grãos. Da mesma forma que *O. surinamensis*, aparece em grande quantidade em armazéns, após o tratamento com inseticidas, e é muito tolerante a esses tratamentos. Esse inseto mere-

ce preocupação e estudos para se determinar o potencial de dano, tendo em vista a facilidade de reprodução em massas de grãos armazenados.

***Sitotroga cerealella* (Lep., Gelechiidae) - traça dos cereais**

a) Descrição e biologia

Os adultos (Figura 6) são mariposas com 10 mm a 15 mm de envergadura e 6 a 8 mm de comprimento. As asas anteriores são cor de palha, com franjas, e as posteriores são mais claras, com franjas maiores. Vivem de 6 a 10 dias. Os ovos são colocados sobre os grãos, preferentemente naqueles quebrados e/ou fendidos. A fêmea pode ovipositar de 40 a 280 ovos, dependendo do substrato. Após a eclosão, as larvas penetram no interior do grão, onde se alimentam e completam a fase larval, que se estende por, aproximadamente, 15 dias.

As larvas podem atingir 6 mm de comprimento e são brancas com as mandíbulas escuras. A pupa varia de

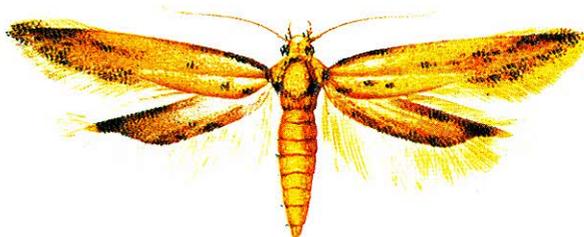


Figura 6. *Sitotroga cerealella*.

coloração desde branca, no início, a marrom-escura, próximo à emergência do adulto. O período de ovo a adulto dura, em média, 30 dias (Lorini & Schneider, 1994).

b) Danos

É praga que ataca grãos inteiros (primária), porém afeta a superfície da massa de grãos. As larvas destroem o grão, alterando o peso e a qualidade deste. Também ataca as farinhas, nas quais se desenvolve, causando deterioração de produto pronto para consumo.

***Plodia interpunctella* (Lep., Pyralidae) - traça dos cereais**

a) Descrição e biologia

Os adultos são mariposas com 20 mm de envergadura, com cabeça e tórax de coloração pardo-avermelhada; as asas anteriores têm dois traços

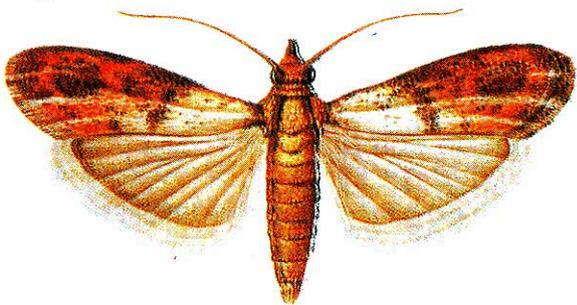


Figura 7. *Plodia interpunctella*.

distais averme-lhados e o terço basal é acinzentado (Figura 7). As larvas são de coloração branca, passando a rosada em algumas partes do corpo. Após seu completo desenvolvimento, as larvas tecem um casulo de seda, no interior do qual empupam. Os locais para empupar são as fendas de parede e as bordas da sacaria. A fêmea oviposita de 100 a 400 ovos na superfície de grãos. O desenvolvimento de ovo a adulto é completado em aproximadamente 28 dias (Lorini & Schneider, 1994).

b) Danos

É praga de superfície da massa de grãos, considerada primária externa. Não causa muitos prejuízos a trigo e a milho armazenados a granel, pois seus danos se limitam à superfície exposta da massa de grãos. No caso de grãos armazenados em sacaria os prejuízos são mais elevados, em decorrência da maior superfície exposta. Essa praga possui a característica de se alimentar, preferentemente, do embrião de grãos.

***Ephestia kuehniella* e *E. elutella* (Lep., Pyralidae) - traças**

a) Descrição e biologia

As duas espécies são muito semelhantes. Os adultos

(Figuras 8 e 9) são mariposas de coloração parda, com 20 mm de envergadura, com asas anteriores longas e estreitas, de coloração acinzentada, com manchas transversais cinza-escuras. As asas posteriores são mais claras. A fêmea oviposita de 200 a 300 ovos. As larvas atingem até 15 mm de comprimento; possuem coloração rosada e pernas e cabeça castanhas; tecem um casulo de seda, em cujo interior empupam. O período de ovo a adulto estende-se por aproximadamente 40 dias. O período de incubação dura cerca de 3 dias, a fase larval 32 dias, a fase de pupa 7 dias, e a longevidade de adultos é de, aproximadamente, 15 dias (Lorini & Schneider, 1994).

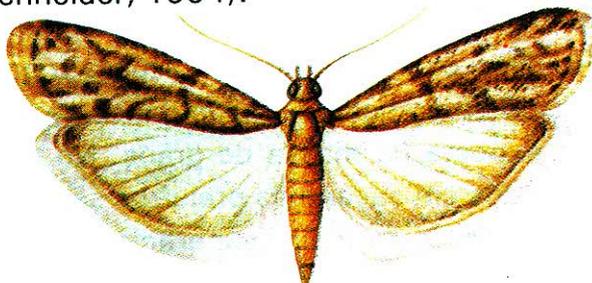


Figura 8. *Ephestia kuehniella*.

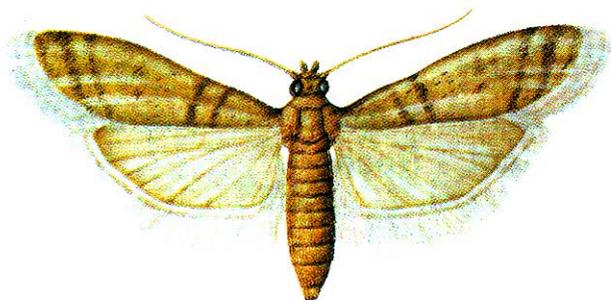


Figura 9. *Ephestia elutella*.

b) Danos

São pragas secundárias, pois as larvas se desenvolvem sobre resíduos de grãos e de farinhas deixados pela ação de outras pragas. Seu ataque prejudica a qualidade de grãos armazenados e torna o produto imprestável para consumo, em razão da grande quantidade de resíduos dos insetos no produto final.

Limpeza e higienização das instalações de unidades armazenadoras

Estas medidas preventivas da infestação de pragas são as mais importantes na conservação de grãos, as mais simples de serem executadas e de menor custo, porém raramente realizadas pelos responsáveis pela armazenagem.

Consistem na eliminação de todos os resíduos nas instalações, no armazém que receberá o produto, nos corredores, nas passarelas, nos túneis, nos elevadores, nas moegas etc. Esses locais devem ser varridos, e os resíduos de grãos e o pó coletados e eliminados. É aconselhável queimar ou enterrar esse material para evitar a proliferação de insetos e de fungos, que poderão reinfestar as unidades armazenadoras. Após essa lim-

peza, os locais deverão ser higienizados através da termonebulização e/ou pulverização com inseticidas para eliminar os insetos presentes em paredes e em equipamentos. Os inseticidas indicados para essa situação são: pirimiphos-methyl, fenitrothion, deltamethrin e bifenthrin (Tabela 5).

Uma vez realizada a higienização da unidade armazenadora, esta poderá receber os grãos limpos e secos, de preferência com 12 a 13% de umidade, que também auxilia na prevenção da infestação.

Métodos de controle de pragas

Métodos físicos

Os métodos físicos eram os principais métodos de proteção de grãos, antes do extensivo uso de químicos sintéticos. Envolvem a manipulação dos fatores físicos para reduzir a população da praga a um nível tolerável ou eliminá-la (Banks & Fields, 1995). Controle da temperatura, da umidade relativa e da composição da atmosfera (CO_2 , O_2 , N_2), uso de pós inertes, remoção física de pragas, radiação ionizante, luz e som podem ser empregados, isoladamente ou combinados, para se obter controle de pragas.

Temperatura

Tanto a baixa como a alta temperatura podem ser empregadas para controle de insetos. Assim como existe uma temperatura ideal para o desenvolvimento de pragas, temperatura diferenciada pode ser usada para retardar a multiplicação de espécies, e até mesmo para eliminá-las (Tabela 1).

Tabela 1. Resposta das principais pragas de produtos armazenados à temperatura.

Ação	Faixa de temperatura (°C)	Efeito esperado
Letal	> 62	Morte em menos de 1 minuto
	50 a 60	Morte em menos de 1 hora
	45 a 50	Morte em menos de 1 dia
	35 a 42	Populações podem morrer
Subótimo	35	Temperatura máxima para reprodução
Ótimo	25 a 32	Máxima taxa de crescimento populacional
	32 a 35	Lento crescimento populacional
Subótimo	13 a 25	Lento crescimento populacional
Letal	5 a 13	Lenta mortalidade populacional
	3 a 5	Cessam os movimentos
	-10 a -5	Morte em algumas semanas ou meses
	-25 a -15	Morte em menos de 1 hora

Fonte: (Banks & Fields, 1995).

A redução da temperatura da massa de grãos para menos de 13 °C, em geral, irá determinar a eliminação da população, uma vez que a taxa de multiplicação não será suficiente para que se mantenha. Essa baixa temperatura pode ser conseguida com a introdução de ar frio no ambiente, através de equipamentos de aeração refrigerada. A baixa temperatura provoca dois efeitos básicos, que são: a) a redução das taxas de desenvolvimento, de alimentação e de fecundidade; e b) decréscimo do número de insetos sobreviventes na massa de grãos (Banks & Fields, 1995).

Por outro lado, elevada temperatura também é letal aos insetos, e a faixa de temperatura a que se deve expor a massa de grãos está relacionada com o tempo de exposição. Temperatura acima de 42 °C leva a maioria das populações à morte. Entretanto, para *R. dominica* a temperatura deve ser mais elevada para se obter êxito, uma vez que essa praga é considerada a mais tolerante ao calor (Banks & Fields, 1995). A elevada temperatura para matar os insetos pode ser conseguida com a introdução de ar aquecido, microondas etc., levando sempre em consideração que tanto a temperatura de exposição do material quanto o tempo de duração do calor podem afetar a qualidade final do produto.

Umidade relativa do ar

O efeito da umidade relativa do ar geralmente está associado à temperatura no desenvolvimento de pragas

de grãos armazenados, e esta, à umidade de armazenamento do grão. A umidade relativa do ar ótima para as principais pragas de grãos armazenados situa-se em torno de 70%, na qual as espécies têm melhor desenvolvimento, para uma temperatura na faixa ideal. A diminuição da umidade relativa cria ambiente desfavorável aos insetos e diminui a longevidade e a sobrevivência destes. Assim, qualquer método que proporcione redução da umidade relativa, e, por conseguinte, redução da umidade do grão, estará contribuindo para eliminar o efeito de pragas (Banks & Fields, 1995). Como exemplo, Evans (1982), citado por Banks & Fields (1995), verificou decréscimo na longevidade média de *S. oryzae* de 24,0 para 11,5 semanas em trigo a 15 °C, com redução de 12,5% para 10,3% na umidade dos grãos, correspondente à redução na umidade relativa de 50% para 35%. O grão também é fator que deve ser considerado quando se usam redutores de umidade do ambiente, pois o inseto pode obter a umidade necessária à sobrevivência no próprio alimento e, assim, tolerar índices menores de umidade, quando comparados ao seu desenvolvimento na ausência de alimento.

Atmosfera controlada

O uso desse método de controle está baseado na modificação da atmosfera, pela alteração da concentração dos gases CO₂, O₂ ou N₂, o que torna o ambiente letal a insetos. Essa situação pode ser conseguida pela adição de CO₂, sólido ou gasoso, ou de gases de baixa con-

centração de O_2 , ou permitindo-se que os processos metabólicos dentro do armazém removam O_2 , geralmente com liberação de CO_2 (Banks & Fields, 1995). Para se obter um ambiente com atmosfera controlada, há necessidade de as instalações do armazém ou silo serem herméticas, caso contrário poder-se-á ter insucessos e elevados custos. Como exemplo, na Tabela 2 estão os gases produzidos por algumas fontes modificadoras de atmosfera. Em função do tempo de exposição necessário para eliminar as diferentes espécies, pode-se tomar a decisão sobre a viabilidade de cada método nos diferentes tipos de unidade armazenadora, considerando-se também a relação custo/benefício.

Em resumo, para todas as fases de vida das principais pragas de grãos armazenados, as doses e os regimes de aplicação seguintes são necessários: a) concentrações de O_2 mantidas a menos de 1% por mais de 20 dias; b) concentrações de CO_2 mantidas a 80% por 5 dias, 60% por 11 dias ou 40% por 17 dias; e c) concentrações de CO_2 inicialmente superiores a 70% e reduzidas para não menos de 35%, durante um período mínimo de 15 dias (Banks & Fields, 1995).

Essa tecnologia de atmosfera controlada foi intensamente estudada, e a literatura (acima citada, por exemplo) apresenta várias discussões sobre o assunto, com vantagens e desvantagens do método, podendo ser pesquisada por interessados. Assim, são apresentados apenas alguns pontos importantes e que podem ser aplicados à realidade brasileira de armazenagem.

Tabela 2. Composição típica da atmosfera controlada (AC) criada em ambientes de armazenagem herméticos.

Tipo de AC	Fonte de AC	Composição (%)		
		O ₂	CO ₂	N ₂ Ar
Baixo O ₂	nitrogênio líquido ou outras fontes (< 0,1% de O ₂)	0,5	-	99,4
Baixo O ₂	queima de gás propano	0,5	13,4	85,1
Baixo O ₂	combustão de gases	0,5	20,8	78,2
Baixo O ₂	CO ₂ líquido ou outras fontes (< 0,1% de O ₂)	0,5	97,5	2,0
Armazém hermético	metabolismo dentro do armazém	2,0	18,0	81,0
Alto CO ₂	CO ₂ líquido ou outras fontes (> 98% puro)	4,2	80,0	15,6
Alto CO ₂	CO ₂ líquido ou outras fontes (> 98% puro)	8,4	60,0	31,2
Alto CO ₂	CO ₂ líquido ou outras fontes (> 98% puro)	12,6	40,0	46,9

Fonte: (Banks & Fields, 1995).

Uso de pós inertes - dessecação

O uso de pós inertes para controlar pragas de grãos armazenados é uma técnica de longa história e revisada por vários autores (Ebeling, 1971; Loschiavo, 1988a, 1988b; Shawir et al., 1988; Aldryhim, 1990; 1993). Com o advento dos químicos sintéticos, esse método foi negligenciado, porém os problemas que os inseticidas químicos estão hoje apresentando, como falhas de controle, resíduos em alimentos, resistência pelas pragas etc., estão proporcionando a retomada desse método muito eficaz no controle de pragas de grãos armazenados. Já existem formulações comerciais de alguns pós inertes. Nos Estados Unidos da América, o dióxido de sílica amorfa, à base de terra de diatomáceas, é “geralmente reconhecido como seguro para consumo humano e animal” e registrado como aditivo alimentar (Banks & Fields, 1995). Os pós inertes, além de muito seguros no uso e de apresentarem baixa toxicidade aos mamíferos, não afetam a qualidade de grãos para panificação (Ebeling, 1971; Aldryhim, 1990).

Existem quatro tipos básicos de pós inertes:

a) argilas, areias e terra têm sido empregadas como uma camada protetora na parte superior dos grãos, podendo ser misturadas com a massa de grãos nas doses de 10 kg/t ou mais. Essa quantidade é um ponto negativo de seu uso, na atualidade, e inviabiliza o uso no controle de pragas.

b) terra de diatomáceas, proveniente de fósseis de algas diatomáceas, que possuem naturalmente uma fina camada de sílica amorfa hidratada. O maior componente

desse fósseis é sílica, contendo também outros minerais, como alumínio, ferro, magnésio, sódio etc. Esse pó misturado com grãos controla a maioria das pragas de grãos armazenados, de forma eficaz (Banks & Fields, 1995).

c) sílica aerogel produzida pela desidratação da solução aquosa de silicato de sódio. São pós não higroscópicos, efetivos em doses mais baixas que terra de diatomáceas.

d) não derivados da sílica, como aqueles provenientes de rochas fosfatadas. Na Austrália, o hidróxido de cálcio é usado para proteger grãos destinados à alimentação animal (Banks & Fields, 1995).

Experimentos realizados na Embrapa Trigo (Tabelas 3 e 4) visando ao controle das principais pragas de trigo, de arroz, de milho e de cevada demonstraram excelente performance da terra de diatomáceas (Lorini, 1994b; 1999). Seu uso também foi validado na armazenagem de propriedade familiar, em que demonstrou elevada eficácia, como pode ser visto nas Figuras 10 e 11 (Lorini et al. 2001). Isso confirma o potencial desse produto como protetor de grãos. A dose eficaz dos produtos comerciais Insecto ou Keepdry, à base de terra de diatomáceas, é de 1-2 kg/t de grãos (Tabela 5). Por ser praticamente atóxica, pode ser facilmente manuseada por operadores de unidades armazenadoras de forma segura. Também confere longo período de proteção à massa de grãos, sem deixar resíduos em alimentos destinados ao consumo. Pode ser alternativa para controlar as raças de pragas resistentes aos inseticidas químicos sintéticos e ser usado no manejo integrado de pragas de grãos armazenados.

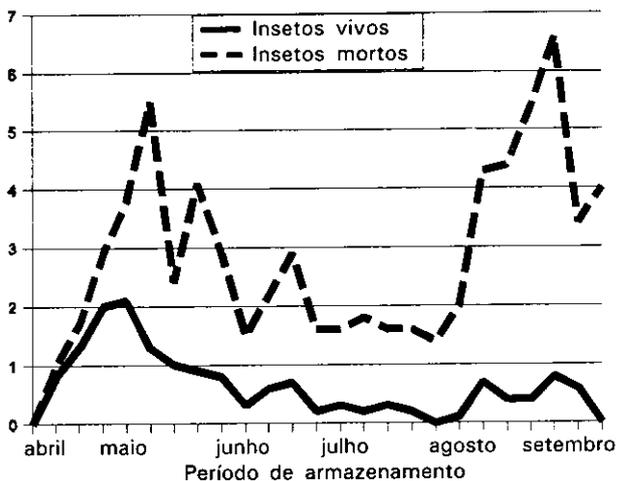


Figura 10. Flutuação de insetos (*Sitophilus* spp.), vivos e mortos, durante o período de armazenamento (13/4 a 29/9) de grãos de milho tratados com terra de diatomáceas na EPAGRI. Concórdia, SC. Embrapa Trigo, 1999.

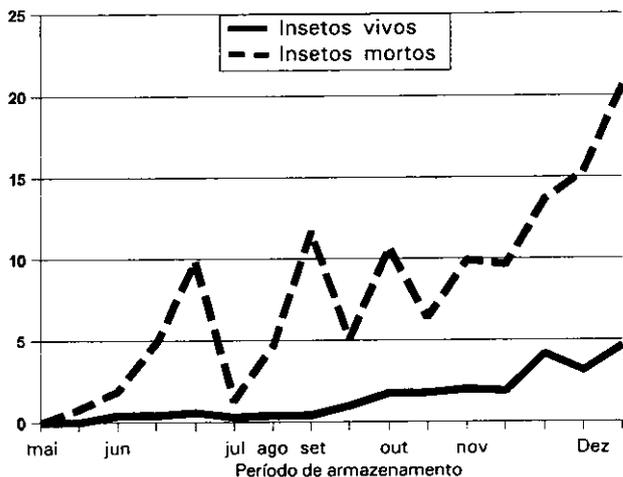


Figura 11. Flutuação de insetos (*Sitophilus* spp.), vivos e mortos, durante o período de armazenamento (18/5 a 29/12) de grãos de milho tratado com terra de diatomáceas na EPAGRI. Concórdia, SC. Embrapa Trigo, 2000.

Remoção física

Esse método consiste em usar um eficiente sistema de peneiras como auxiliar na redução da densidade populacional de pragas. Principalmente para espécies *S. oryzae* e *S. zeamais*, que infestam os grãos já na lavoura, antes mesmo de serem colhidos, qualquer processo que remova os insetos durante o recebimento e armazenagem desses grãos estará contribuindo para o controle. A secagem de grãos poderá eliminar parte dos insetos e, se for associada à passagem dos grãos através de uma mesa de gravidade, a maioria dos insetos, os quais teriam formado o foco inicial de infestação, será eliminada.

Radiação

Existem dois tipos básicos de radiação ionizante para controle de insetos: a) radiação gama produzida por ^{60}Co ou ^{137}Cs , e b) aceleração de elétrons. A radiosensibilidade de insetos tem sido estudada e verificou-se que a tolerância aumenta na seguinte ordem crescente: ovo, larva, pupa e adulto. Assim, as doses que matam adultos são tomadas como máximas para tratamento de grãos. Entretanto, deve-se considerar que a radiação pode reduzir a qualidade dos cereais tratados, especialmente trigo, e também reduzir o teor das vitaminas A, C, E, B₁ e K. Em cevada, as doses que

eliminam insetos afetam a germinação, o que inviabiliza a produção de malte e prejudica a qualidade da semente (Banks & Fields, 1995). Existe também a possibilidade de irradiar insetos para tornar as progênies estéreis, o que auxiliaria no controle. O uso de radiação como método de controle, apesar de eficaz, deixa muitas dúvidas quanto à qualidade alimentar do produto tratado.

Luz e som

A luz pode ser usada como atrativo de grande utilidade para monitorar certas pragas de grãos armazenados, que são atraídas para a fonte de luz. Quando associada a uma armadilha de captura, o resultado serve para indicar a presença do inseto no ambiente de armazenagem. Como método de controle, praticamente, não é usado devido à baixa eficácia.

As ondas sonoras demonstraram ser eficientes no controle de insetos. Ondas de baixa frequência afetam o desenvolvimento de *P. interpunctella*, e uma exposição de 5 minutos a um som de 1MHz a 14,5 W/cm² elimina todos os estádios de *Sitophilus granarius* a 26 °C, em trigo (Banks & Fields, 1995). Porém o emprego desses métodos deve ser definido em termos de viabilidade comercial, o qual se acredita seja possível apenas em situações restritas de armazenagem.

Tabela 3. Efeito inseticida da terra de diatomáceas (Insecto) sobre *Rhizopertha dominica* e sobre *Sitophilus oryzae* em grãos armazenados de trigo, de arroz, de milho e de cevada. Embrapa Trigo, Passo Fundo, 1994.

Grão/inseticida	Dose (g/t)	Infestação inicial ¹	<i>Rhizopertha dominica</i>		<i>Sitophilus oryzae</i>	
			n ^{o2}	E(%) ³	n ^{o2}	E(%) ³
Trigo:						
Insecto	500	20,0	13,00 b	62	6,25 c	30
Insecto	750	20,0	17,25 a	85	8,50 b	40
Insecto	1000	20,0	20,00 a	100	20,00 a	100
Sem tratamento	0	20,0	1,75 c	-	0,75 d	-
C.V. (%)			6,3		7,0	
Arroz:						
Insecto	500	20,0	19,25 a	95	16,25 b	79
Insecto	750	20,0	20,00 a	100	18,50ab	91
Insecto	1000	20,0	20,00 a	100	20,00 a	100
Sem tratamento	0	20,0	3,50 b	-	2,25 c	-
C.V. (%)			4,5		5,6	

Continua...

Tabela 3. Continuação

Grão/inseticida	Dose (g/t)	Infestação inicial ¹	<i>Rhyzopertha dominica</i>		<i>Sitophilus oryzae</i>	
			n ^{o2}	E(%) ³	n ^{o2}	E(%) ³
Milho:						
Insecto	500	20,0	10,75 b	52	4,25 c	19
Insecto	750	20,0	20,00 a	100	17,50 b	87
Insecto	1000	20,0	20,00 a	100	20,00 a	100
Sem tratamento	0	20,0	0,75 c	-	0,50 d	-
C.V. (%)			5,6		4,2	
Cevada:						
Insecto	500	20,0	20,00 a	100	3,25 c	9
Insecto	750	20,0	20,00 a	100	11,75 b	55
Insecto	1000	20,0	20,00 a	100	20,00 a	100
Sem tratamento	0	20,0	2,00 b	-	1,50 d	-
C.V. (%)			3,0		7,5	

Médias seguidas da mesma letra, para cada praga e para cada tipo de grão, não diferem significativamente entre si, pelo teste de Duncan, a 5 % de significância.

¹ Número de insetos colocados um dia após a aplicação do produto no grão.

² Média do número de insetos mortos sete dias após a infestação inicial.

³ Eficiência de mortalidade calculada pela fórmula de Abbott (1925).

Fonte: Lorini (1994b).

Tabela 4. Eficiência da terra de diatomáceas (Insecto) aplicada em grãos de trigo no controle de *Rhizopertha dominica*, de *Sitophilus oryzae* e de *Cryptolestes ferrugineus*. Embrapa Trigo, Passo Fundo, 1994.

Inerte	Dose (g/t)	Infestação Inicial ¹	<i>R. dominica</i>		<i>S. oryzae</i>		<i>C. ferrugineus</i>	
			n ^{o2}	E(%) ³	n ^{o2}	E(%) ³	n ^{o2}	E(%) ³
Insecto	250	20,0	9,75 c	44	15,75 b	66	20,00 a	100
Insecto	500	20,0	14,75 b	71	19,75 a	98	20,00 a	100
Insecto	750	20,0	20,00 a	100	19,75 a	98	20,00 a	100
Insecto	1.000	20,0	19,50 a	97	20,00 a	100	20,00 a	100
Insecto	1.500	20,0	19,50 a	97	19,75 a	98	20,00 a	100
Insecto	2.000	20,0	20,00 a	100	20,00 a	100	20,00 a	100
Sem tratamento	0	20,0	1,75 d	-	6,50 c	-	1,00 b	-
C.V. (%)			9,7		8,6			

Médias seguidas da mesma letra, para cada praga, não diferem significativamente entre si, pelo teste de Duncan, a 5% de significância.

¹ Número de insetos colocados 150 dias após a aplicação do produto no grão.

² Média do número de insetos mortos 13 dias após a infestação inicial, e 7 dias após, para *C. ferrugineus*.

³ Eficiência de mortalidade calculada pela fórmula de Abbott (1925).

Fonte: Lorini (1994b).

Métodos químicos

O uso de inseticidas é um dos métodos de controle de pragas de grãos armazenados mais empregados na atualidade. Porém vem apresentando restrições de uso à medida que surgem problemas de resistência das pragas aos inseticidas. O controle químico pode ser aplicado de forma preventiva ou curativa.

Tratamento preventivo de grãos

Após terem sido limpos, secos e expurgados, os grãos deverão ser guardados em armazéns limpos e higienizados, por um período variável, dependendo do consumo e do interesse de cada armazenador.

Se o período de armazenagem for superior a 3 meses, pode-se fazer tratamento preventivo de grãos para proteção contra pragas. Esse tratamento consiste em aplicar inseticidas líquidos sobre os grãos, na correia transportadora, no momento de carregar o armazém, e homogeneizá-los, de forma que todo o grão receba inseticida. Esse inseticida protegerá o grão contra o ataque de pragas que tentarão se instalar na massa de grãos.

A pulverização deve ser realizada com grãos descansados, ou seja, não efetuar o tratamento com a massa de grãos quente, logo após esta ter saído do secador. Os grãos quentes apresentam uma série de inconvenientes para o tratamento, que pode resultar em ineficácia. Assim, é aconselhável deixar os grãos esfriarem por algum tempo para, depois, fazer a pulverização com inseticidas e proceder à armazenagem adequada.

Para esse tratamento, é necessário instalar adequadamente o equipamento de pulverização, que pode ser específico para armazéns ou adaptado a partir de um pulverizador de lavoura. Deve-se instalar uma barra de pulverização, sobre a correia transportadora, no túnel ou na passarela, com 3 ou 5 bicos, distribuídos de maneira que todo o grão receba inseticida. Também devem ser colocados tombadores sobre a correia transportadora para que os grãos sejam misturados quando estiverem passando sob a barra de pulverização. Durante esse processo, devem ser verificadas a vazão dos bicos e a da correia transportadora. Se houver necessidade, deve-se fazer o ajuste de acordo com as doses de inseticidas e de calda por tonelada de grãos. Recomenda-se a dose de 1,0 a 2,0 litros de calda/t, a ser pulverizada sobre os grãos, e uso dos inseticidas pirimiphos-methyl, fenitrothion, deltamethrin ou bifenthrin (Tabela 5), de acordo com a espécie-praga. Não se deve realizar tratamento via líquida na correia

transportadora, caso exista infestação de qualquer praga na massa de grãos, pois poderá resultar em falhas de controle e início de problema de resistência das pragas aos inseticidas.

Os inseticidas indicados são deltamethrin e bifenthrin, para controle de *R. dominica*, e pirimiphos-methyl e fenitrothion, para *S. oryzae* e para *S. zeamais*. Para as demais pragas citadas neste trabalho, geralmente se obtém elevada eficácia usando-se um dos inseticidas indicados na Tabela 5, salientando-se que são poucos trabalhos existentes na literatura que tratam da eficácia de inseticidas sobre outras espécies-pragas, uma vez que, normalmente, não são alvo direto de controle. Detalhes sobre os inseticidas citados, como doses, nomes comerciais, intervalo de segurança etc., podem ser obtidos na Tabela 5 ou nas recomendações oficiais das comissões de pesquisa de trigo (Reunião..., 2001), de cevada (Comissão..., 2001) e de milho (Fepagro, 2001).

Resultados de pesquisas obtidos na Embrapa Trigo (Tabela 6) evidenciaram eficácia do ingrediente ativo bifenthrin no controle de *R. dominica* (Lorini, 1994a), tanto em trigo como em cevada armazenados. O inseticida bifenthrin, pertencente ao grupo dos piretróides, possui elevada eficácia sobre *R. dominica*, semelhante à do inseticida deltamethrin.

Tabela 5. Inseticidas indicados para tratamento preventivo e/ou curativo de pragas de grãos armazenados.

Nome	Dose (l.a.)	Nome comercial	Dose comercial/t	Formulação ¹	Concentração l.a./kg	Intervalo de segurança ²	Classe toxicológica	Registrante
Fosfina3	2,0 g/m ³	Gastoxin	6g	PF	570	4 dias	I	Bernardo Química SA
	2,0 g/m ³	Phostek	6g	PF	570	4 dias	I	
	2,0 g/m ³	Gastoxin-B 57	6g	PF	570	4 dias	I	
	2,0 g/m ³	Degesch Aluphos	6g	PF	560	4 dias	I	Degesch do Brasil
	2,0 g/m ³	Degesch Fumicel	6g	PF	560	4 dias	I	
	2,0 g/m ³	Degesch Fumistrip	6g	PF	560	4 dias	I	
	2,0 g/m ³	Fertox	6g	PF	560	4 dias	I	Fersol Ind. e Comércio
	2,0 g/m ³	Fermag	6g	PF	660	4 dias	I	
	Terra de diatomáceas	0,9-1,7 kg/t	Insecto	1-2kg/t	Pó	867	-	IV
0,9-1,7 kg/t		Keepdry	1-2kg/t	Pó	860	-	IV	Irrigação Dias Cruz
0,35-0,50 g/t		K-Obiol	14-20 ml	CE	25	30 dias	III	Bayer
0,4 g/t		ProStore	16 ml	CE	25	30 dias	III	FMC
0,4 g/t		Starion	16 ml	CE	25	30 dias	III	FMC
5,0-10,0 g/t		Sumigran	10-20 ml	CE	500	120 dias	II	Iharabras
4,0-8,0 g/t		Actellic	8-16 ml	CE	500	30 dias	II	Syngenta

¹ CE = Concentrado emulsionável; PF = Pastilha fumigante; Pó = Pó seco. ² Período entre a última aplicação e o consumo.

³ O período de exposição da fosfina é de, no mínimo, 168 horas, dependendo da temperatura e da umidade relativa do ar no armazém.

Tabela 6. Eficiência de inseticidas aplicados em grãos de trigo e de cevada no controle de *Rhizopertha dominica*, de *Sitophilus oryzae* e de *Cryptolestes ferrugineus*. Embrapa Trigo, Passo Fundo, 1994.

Inerte	Dose/t (ppm i.a.)	Infestação Inicial ¹	<i>R. dominica</i> ^{1,2}		<i>S. oryzae</i> ^{1,1}		<i>C. ferrugineus</i> ^{1,2}	
			n ^{o2}	E(%) ³	n ^{o2}	E(%) ³	n ^{o2}	E(%) ³
Trigo:								
Bifenthrin	0,2	20,0	19,00 ab	94	6,25 e	30	18,50 a	92
Bifenthrin	0,4	20,0	19,75 ab	98	11,50 d	57	19,75 a	99
Bifenthrin	0,8	20,0	19,75 ab	98	12,75 cd	63	19,75 a	99
Permethrin	7	20,0	20,00 a	100	19,25 ab	96	19,50 a	97
Permethrin	14	20,0	19,00 ab	94	20,00 a	100	20,00 a	100
Deltamethrin	0,35	20,0	18,00 b	88	19,25 ab	96	19,75 a	99
Deltamethrin	0,70	20,0	18,50 ab	91	19,00 ab	95	20,00 a	100
Fenitrothion	7,5	20,0	19,50 ab	97	20,00 a	100	20,00 a	100
Pirimiphos-methyl	6,0	20,0	19,75 ab	98	20,00 a	100	20,00 a	100
Sem inseticida	-	20,0	2,75 c	-	0,25 f	-	0,75 c	-
C.V. (%)			3,7		9,7		4,8	

Continua...

Tabela 6. Continuação

Inerte	Dose/t (ppm i.a.)	Infestação Inicial ¹	<i>R. dominicanus</i> ^{st1}		<i>S. oryzae</i> ^{st1}		<i>C. ferrugineus</i> ^{cr2}	
			n ^{o2}	E(%) ³	n ^{o2}	E(%) ³	n ^{o2}	E(%) ³
Cevada:								
Bifenthrin	0,2	20,0	18,25 a	89	9,25 cd	19	8,25 b	80
Bifenthrin	0,4	20,0	19,25 a	95	11,75 bc	37	9,75 a	97
Bifenthrin	0,8	20,0	19,75 a	98	12,00 b	40	9,75 a	97
Permethrin	7	20,0	20,00 a	100	19,25 a	94	9,75 a	97
Permethrin	14	20,0	20,00 a	100	19,75 a	98	9,50 a	94
Deltamethrin	0,35	20,0	19,50 a	97	16,75 a	75	10,00 a	100
Deltamethrin	0,70	20,0	19,50 a	97	19,25 a	94	9,75 a	97
Fenitrothion	7,5	20,0	18,25 a	89	20,00 a	100	10,00 a	100
Pirimiphos-methyl	6,0	20,0	20,00 a	100	20,00 a	100	10,00 a	100
Sem inseticida	-	20,0	4,00 b	-	6,75 d	-	1,00 c	-
C.V. (%)			3,5		7,5		4,5	

Médias seguidas da mesma letra, para cada praga e para tipo de grão, não diferem significativamente entre si, pelo teste de Duncan, a 5% de significância.

st1, st1 e cr2 Referem-se às raças das diferentes espécies.

¹ Número de insetos colocados 15 dias após a aplicação do produto no grão. A infestação inicial em cevada, para *C. ferrugineus*, foi de apenas 10 insetos. ² Média do número de insetos mortos 7 dias após a infestação inicial. ³ Eficiência de mortalidade calculada pela fórmula de Abbott (1925).
Fonte: Lorini (1994a).

Tratamento curativo de grãos

A fumigação ou expurgo é uma técnica empregada para eliminar qualquer infestação de pragas em grãos mediante uso de gás. Deve ser realizada sempre que houver infestação, seja em produto recém-colhido infestado na lavoura ou mesmo após um período de armazenamento em que houve infestação no armazém. Esse processo pode ser realizado nos mais diferentes locais, desde que sejam observadas a perfeita vedação do local a ser expurgado e as normas de segurança para os produtos em uso. Assim, pode ser realizado em silos de concreto, em armazéns graneleiros, em tulhas, em vagões de trem, em porões de navios, em câmaras de expurgo etc., observando-se sempre o período de exposição e a hermeticidade do local. O gás introduzido no interior da massa de grãos deve ficar nesse ambiente em concentração letal para as pragas. Assim, qualquer saída ou entrada de ar deve ser vedada sempre com materiais apropriados, como lona de expurgo, não porosa. Para grãos ensacados, é essencial a colocação de pesos ao redor das pilhas, sobre lonas de expurgo, para garantir vedação.

O inseticida indicado para expurgo de grãos, pela eficácia, facilidade de uso, segurança de aplicação e versatilidade, é fosfina (Tabela 5). No entanto, é importante lembrar que já foram detectadas raças de pragas resistentes a esse fumigante (ver o item Resistência de Pragas aos Inseticidas). Além disso, a temperatura e a

umidade relativa do ar no armazém a ser expurgado, para uso de fosfina, são de extrema importância, pois determinarão a eficiência do expurgo. O tempo mínimo de exposição das pragas à fosfina deve ser de 120 horas para temperatura superior a 10 °C. Abaixo de 10 °C não é aconselhável usar fosfina, pois o expurgo será ineficaz. Quanto à umidade relativa do ar, deve-se observar intervalos de 120 horas se superior a 25 %, desaconselhando-se o expurgo com umidade inferior a 25 %. Deve-se associar temperatura com umidade relativa do ar para definir o período de exposição, prevalecendo sempre o fator mais limitante dos dois (Manual, 1992). Detalhes sobre fosfina, como doses, nomes comerciais, intervalo de segurança etc., podem ser obtidos na Tabela 5 ou nas recomendações oficiais das comissões de pesquisa de trigo (Reunião..., 2001), de cevada (Comissão..., 2001) e de milho (Fepagro, 2001).

Métodos biológicos

O controle biológico é um método eficiente de controle de muitas pragas em escala de campo, mas pouco adequado ao ambiente de armazenagem. O controle de pragas que ocorrem em armazéns feito principalmente pelo uso de químicos, pelo fato de que os grãos devem ser mantidos isentos de insetos tanto quanto possível, assegura que não haverá disponibilidade de hospedeiros para manter a população de predadores e parasitóides na massa de grãos. Também, pelo uso desses quími-

cos, haverá pouca chance de sobrevivência de inimigos naturais nesse ambiente, a menos que eles possam tolerar os produtos químicos.

Nesse particular, existem trabalhos que demonstram a tolerância de inimigos naturais de pragas aos inseticidas usados para controle (Hoy, 1990). Como exemplo, o parasitóide *Theocolax elegans* (Westwood) (Hymenoptera: Pteromalidae), proveniente de populações de *R. dominica* (F.) resistentes ao inseticida deltamethrin, também apresentou elevada tolerância a esse inseticida (Lorini, 1997; Lorini & Galley, 1997). Esse inseto também pode tolerar tratamento de grãos com dióxido de carbono, conforme comprovado por Banks e Sharp (1979). Essas características são altamente desejáveis para uso de controle biológico nesses ambientes em que o inseticida químico estará presente.

Na literatura, verifica-se uma variedade de inimigos naturais de pragas de grãos armazenados. Porém as citações limitam-se à identificação do agente e à capacidade de predação ou parasitismo em laboratório. *Teretriosoma nigrescens* (Coleoptera: Histeridae) é mencionado como predador importante de *Prostephanus truncatus* (Coleoptera: Bostrychidae), o qual também pode reduzir populações de *Dinoderus minutus* (Coleoptera: Bostrychidae) e de *R. dominica* (F.) (Rees, 1991). O ácaro *Acarophenax lacunatus* (Acari: Acarophenacidae) tem sido encontrado predando ovos de *R. dominica* (F.) e chega a reduzir em até 90% a população da praga (Padilha & Faroni, 1993; Matioli et

al. 1995). O parasitóide *T. elegans* (Westwood) é comumente encontrado parasitando estádios imaturos de *S. oryzae*, embora não seja eficiente em reduzir a população da praga (Almeida & Matioli, 1984) e se mostre menos competitivo que outro parasitóide, *Anisopteromalus calandrae* (Coleoptera: Curculionidae), tanto em milho quanto em trigo (Wen et al. 1994; Wen & Brower, 1995). O controle biológico deve ser estudado e entendido como estratégia de controle de pragas durante o armazenamento de grãos. A liberação de parasitóides em grandes quantidades em armazéns, para redução de pragas, sem prejudicar a qualidade do produto final, deve ser investigada, uma vez que existe necessidade de se manter uma população mínima do hospedeiro no ambiente. Porém é um método de controle que deve ser considerado por ocasião do manejo integrado de pragas, e sua real contribuição na redução de pragas deve ser medida.

Resistência de pragas a inseticidas

A resistência a inseticidas está aumentando mundialmente e constitui um dos maiores problemas de contro-

le de pragas na atualidade. Já existem documentadas 447 espécies de insetos e de ácaros que desenvolveram resistência a um ou mais grupos químicos (Georghiou & Mellon, 1983; Georghiou, 1986; Roush & Tabashnik, 1990). O primeiro caso de resistência foi relatado por Melander (1914), na cochonilha de São José, ao enxofre, evoluindo para apenas 12 espécies nos 30 anos subseqüentes. Porém, com a introdução do DDT, o interesse e o estudo da resistência aumentaram muito, com reflexos nos diferentes grupos, como clorados, fosforados, carbamatos e piretróides (Georghiou, 1983). Espécies multirresistentes são comuns, demonstrando vários mecanismos de resistência a diferentes grupos químicos (Georghiou, 1986).

Classicamente, existem três mecanismos envolvidos na resistência de insetos a inseticidas, que são: redução da penetração do inseticida pela cutícula do inseto; detoxificação ou metabolização do inseticida por enzimas; e redução da sensibilidade no sítio de ação do inseticida no sistema nervoso (Narahashi, 1983; Oppenoorth, 1985; Genetic..., 1986; Soderlund & Bloomquist, 1990).

As barreiras de penetração em insetos são um mecanismo de resistência viável, e a redução da penetração do inseticida pela cutícula é efetiva, quando associada ao mecanismo de defesa metabólico, e mais eficaz ain-

da contra inseticidas prontamente degradáveis (Matsumura, 1983; Chen & Mayer, 1985). A base genética desse mecanismo está relacionada a genes secundários, como o gene *pen* da mosca doméstica. Este se localiza no cromossomo III e é um gene recessivo. Normalmente, esse gene confere pouca ou nenhuma resistência na ausência de outro mecanismo de resistência e provavelmente não causa, por si só expressivas falhas de controle (Plapp & Wang, 1983; Roush & Daly, 1990).

A metabolização ou detoxificação é importante, e provavelmente o mais estudado, mecanismo de resistência de insetos a inseticidas. Esse mecanismo permite ao inseto modificar ou eliminar o inseticida a uma taxa suficiente para prevenir a ação no sítio-alvo (Fukuto & Mallipudi, 1983). A degradação do inseticida pode ocorrer por vários processos metabólicos, nos quais o produto é convertido em uma forma não tóxica ou mesmo eliminado rapidamente do corpo do inseto. Várias enzimas e sistemas enzimáticos estão envolvidos, como as esterases, oxidases, transferases e outras enzimas que aumentam a eficiência ou a quantidade nas raças resistentes (Oppenoorth, 1984; Yu & Nguyen, 1992). Cada enzima é mais específica para um tipo ou grupo de inseticidas. A resistência associada a esses processos é controlada, primariamente, por genes localizados no cromossomo II na mosca doméstica e parece ser

herdada de maneira intermediária a incompletamente dominante (Plapp & Wang, 1983).

O terceiro mecanismo de resistência, ou seja, a redução na sensibilidade do sistema nervoso, é caracterizado por três diferentes processos (Lund, 1985). Na resistência por “knockdown” (*kdr*) na mosca doméstica existe uma demora na resposta do nervo do inseto aos inseticidas piretróides e ao DDT (Chang & Plapp, 1983; Miller et al. 1983). O mecanismo neurotóxico do gene *kdr* envolve uma seletiva modificação na sensibilidade do canal de sódio, o qual é considerado o principal sítio de ação dos piretróides e do DDT (Plapp & Wang, 1983; Soderlund & Bloomquist, 1990). Esses autores registraram que o gene *kdr* é recessivo e incluem o *super-kdr* alelo, que confere resistência superior à do gene *kdr*. Outro mecanismo que altera o sistema nervoso é a insensibilidade da acetilcolinesterase para inseticidas organofosforados e carbamatos. Também na mosca doméstica, o gene responsável por essa resistência está localizado no cromossomo II (Hama, 1983; Plapp & Wang, 1983; Devonshire & Moores, 1984; Soderlund & Bloomquist, 1990; Byrne & Devonshire, 1993). O último desses processos confere resistência aos inseticidas ciclodienos, e o gene responsável está localizado no cromossomo IV (Plapp & Wang, 1983).

A resistência em pragas de produtos armazenados, no

Brasil, tem assumido grande importância nos últimos anos. Entre as principais pragas de grãos armazenados, como *Rhyzopertha dominica*, *Sitophilus oryzae*, *Sitophilus zeamais*, *Tribolium castaneum*, *Cryptolestes ferrugineus* e *Oryzaephilus surinamensis*, já foram detectadas raças resistentes aos inseticidas químicos usados para controle (Tabela 7), exceto para *O. surinamensis*. Isso evidencia a necessidade urgente de fazer manejo integrado de pragas no armazenamento (Lorini, 1998) para que esses inseticidas sejam preservados pelo maior tempo possível, haja vista a grande dificuldade de substituição desses produtos. Dessa forma, o manejo da resistência das pragas aos inseticidas no ambiente de armazenagem de grãos é prática essencial, pois é muito difícil controlar uma praga depois de se tornar resistente a um produto químico. O manejo adequado pode reduzir o número de espécies resistentes ou, no mínimo, retardar o aparecimento do problema da resistência (Lorini, 1997). Por outro lado, a resistência de parasitóides de pragas de produtos armazenados a inseticidas (Lorini & Galley, 1997) poderá ser empregada como estratégia de controle de pragas, complementar ao controle químico convencional.

A resistência de pragas a inseticidas é um exemplo de evolução das espécies e demonstra como podem sobreviver e mudar fisiologicamente sob pressão dos químicos que selecionam geneticamente.

Tabela 7. Evolução da resistência das principais pragas de grãos armazenados aos inseticidas no Brasil. Embrapa Trigo, Passo Fundo, RS, 2001.

Pragas	Fosfina	Deltamethrin	Prirniphos-methyl	Fenitrothion	Chlorpyrifos-methyl	Malathion	Permethrin	Referências
<i>Rhyzopertha dominica</i>	+	+	+	+	+	+	+	Champ & Dyte (1976); Pacheco et al. (1990); Sartori et al. (1990); Sartori, (1993); Guedes et al. (1996); Lorini & Galley (1996; 1999); Guedes et al. (1997); Lorini (1997).
<i>Sitophilus oryzae</i>	+	-	+	+	-	+	-	Champ & Dyte (1976); Pacheco et al. (1990); Sartori et al., (1990); Sartori (1993).
<i>Sitophilus zeamais</i>	-	+	-	-	-	-	-	Guedes et al. (1994); Guedes et al. (1995).
<i>Oryzaephilus surinamensis</i>	-	-	-	-	-	-	-	Pacheco et al. (1990); Sartori (1993).
<i>Cryptolestes</i> spp.	+	-	+	+	+	-	-	Champ & Dyte (1976); Pacheco et al. (1990); Sartori et al. (1990); Sartori (1993).
<i>Tribolium castaneum</i>	+	-	+	+	+	-	-	Sartori et al. (1990); Sartori (1993).

+ significa resistência registrada da espécie ao inseticida; - significa o não registro da resistência para esse inseticida.

Como exemplo, a resistência da praga de grãos armazenados *R. dominica* ao inseticida piretróide deltamethrin (Lorini & Galley, 1996; 1999; 2000a) e a resistência cruzada da mesma praga aos inseticidas pirimiphos-methyl, chlorpyrifos-methyl e permethrin resultaram da associação dos mecanismos de resistência metabólicos e redução da sensibilidade do sistema nervoso (Lorini, 1997; Lorini & Galley, 2001). Devido a falhas de controle de formulação comercial da deltamethrin, diferentes insetos coletados em diversas unidades armazenadoras de grãos submetidos ao teste de resistência apresentaram inicialmente um fator de resistência de 874 vezes maior. Após nove gerações de seleção em laboratório com esse inseticida, o fator de resistência aumentou para 9.036 vezes, entre os mais suscetíveis e os resistentes. Essa resistência é explicada, parte pelo mecanismo metabólico, mediante uso dos bloqueadores enzimáticos butóxido de piperonila e DEF, parte pela mudança no comportamento das raças e parte pela redução da sensibilidade do sistema nervoso do inseto, devido à provável mudança na permeabilidade da membrana do canal de sódio (Lorini, 1997; Lorini & Galley, 1998; 2000b).

Monitoramento de pragas na massa de grãos

O sistema de acompanhamento de pragas que ocorrem

na massa de grãos armazenados é de fundamental importância, pois irá detectar o início de qualquer infestação que poderá alterar a qualidade final do grão. O sistema de monitoramento instalado deve contemplar um método eficiente de amostragem de insetos, de medição da temperatura e da umidade do grão e de detecção da presença de fungos. Para insetos que vivem no interior da massa de grãos, existem dois métodos eficientes: o método tradicional, que consiste em coletar amostras de grãos em vários pontos do armazém e passá-los por uma peneira de 20 x 20 cm, malha de 2 mm, dotada de um coletor, na qual ficam retidas as pragas para posterior identificação e quantificação. Outro método é o uso de armadilhas de plástico, tipo "Burkholder Grain Probe", que consistem em tubos de plástico de 2,5 cm de diâmetro e 36 cm de comprimento, perfurados na metade superior (Cogburn et al. 1984; Burkholder & Ma, 1985; Subramanyam & Harein, 1990). Essas armadilhas são introduzidas na massa de grãos, onde permanecem por determinado tempo, sete dias, por exemplo. Pelo deslocamento dos insetos na massa de grãos e pela presença de maior concentração de oxigênio, estes caem nas perfurações da armadilha, que, internamente, possui um coletor que impede a saída dos insetos. Após um período variável de 7 a 15 dias, essas armadilhas são retiradas, e as pragas identificadas e quantificadas. Podem ser usados feromônios específicos para atrair insetos para o interior das armadilhas (Cogburn et al. 1984; Burkholder & Ma, 1985).

A vantagem da armadilha de plástico é a coleta de insetos vivos na massa de grãos, uma vez que há necessidade de se deslocarem para que sejam capturados pela armadilha. No método da peneira, recolhem-se insetos vivos e mortos. Além disso, a permanência da armadilha na massa de grãos pode extrair, com maior exatidão, informações sobre população da praga e auxiliar na tomada de decisão para controle (Lorini, 1993).

Para traças e outras espécies que atacam apenas a superfície da massa de grãos, existem armadilhas adesivas que determinam a densidade de insetos que estão voando no interior da unidade armazenadora. Estes são monitorados periodicamente pela contagem de indivíduos, permitindo a previsão de infestação e auxiliando na tomada de decisão. Por exemplo, para as principais pragas de grãos armazenados pode-se usar a planilha anexa (Tabela 8), que consiste em relatar o número de cada espécie-praga nos principais pontos de focos de ocorrência na unidade armazenadora.

O monitoramento está baseado em eficiente sistema de amostragem de pragas, por qualquer método empregado, e na medição de diversas variáveis que influem na conservação do grão armazenado. Dessa forma, com o método eficaz e com o acompanhamento contínuo, chega-se à determinação de todos os fatores que podem interferir na conservação de grãos.

Tabela 8. Ficha de monitoramento das unidades demonstrativas de MIP Grãos

Pontos de controle	Pragas encontradas						
	<i>Rhizopertha dominica</i>	<i>Sitophilus zeamais</i> ou <i>S. oryzae</i>	<i>Oryzaephilus surinamensis</i>	<i>Cryptolestes ferrugineus</i>	<i>Tribolium castaneum</i>	Traças	Outros
Recepção							
Escritório/ classificação							
Moegas 1							
Moegas 2							
Sector de secadores							
Máquinas de pré-limpeza							
Máquinas de limpeza							
Elevadores							
Túneis das moegas							
Túneis dos silos							
Túneis dos graneleiros							
Parede externa silo							
Parede externa graneleiro 1							
Parede externa graneleiro 2							
Passarela interna graneleiro 1							
Passarela interna graneleiro 2							
Sector sementeiro							
Expedição							
Outros							

Preenchimento: 0, 1 vivo, 2 vivos, ... etc. ou 1 morto, 2 mortos, ... etc.

Observação: Esta planilha deverá ser preenchida semanalmente pelo responsável da unidade e enviada ao setor técnico da instituição. Essa serve de apoio à unidade de MIP para prevenir problemas de infestação de pragas em grãos.

Manejo Integrado de Pragas (MIP)

A integração de diferentes métodos de controle é prática essencial para se obter sucesso na supressão de pragas de grãos armazenados. A resistência de pragas a inseticidas, crescente no Brasil, exige o uso integrado de outros métodos que não somente os químicos. Os métodos físicos, que antecederam os químicos no controle de pragas no passado, devem ser retomados e adequados ao uso presente e futuro. Também o controle biológico precisa ser definido quanto à sua parcela de contribuição na redução das populações de pragas; quando empregado com um método não químico, poderá ter melhor performance. O controle químico, adotado na maioria das unidades armazenadoras pela facilidade e simplicidade de uso, tem apresentado limitações de emprego, pelo aumento da resistência de pragas a esses inseticidas ou pela contaminação de alimentos através do resíduo deixado no grão. A solução para reduzir o efeito de pragas em grãos não é simples e exige competência técnica para ser executada. Esta exige a integração dos métodos possíveis de ser executados em cada unidade armazenadora e por um eficiente sistema de monitoramento, os quais, associados às medidas preventivas e curativas de controle de pragas, permitirão ao armazenador manter o grão isento de insetos, evitando perdas quantitativas e mantendo a qualidade de comercialização e de consumo do produto. Isso tudo

é possível com uso do Manejo Integrado de Pragas de Grãos Armazenados (MIP Grãos), que consiste na adoção de uma série de medidas, pelos armazenadores, para evitar danos causados por pragas. Essa técnica compreende várias etapas (Lorini, 2000), tais como:

- a) **Mudança de comportamento dos armazenadores:** é a fase inicial e mais importante de todo o processo, no qual todas as pessoas responsáveis e que atuam nas unidades armazenadoras de grãos têm de estar envolvidas. É necessário que desde operadores, que lidam com o grão propriamente dito, até dirigentes das instituições armazenadoras participem do processo. Nesta fase, o alvo é conscientizar pessoas sobre a importância de pragas no armazenamento e os danos diretos e indiretos que podem causar.
- b) **Conhecimento da unidade armazenadora de grãos:** esta deve ser conhecida em todos seus detalhes, por seus operadores e administradores, desde a chegada do produto à recepção até a expedição, após o período de armazenamento. Em inspeções, devem ser identificados e previstos os pontos de entrada e abrigo de pragas dentro do sistema de armazenagem. Também deve ser levantado o histórico do controle de pragas na unidade armazenadora nos anos anteriores, identificando problemas passados.
- c) **Medidas de limpeza e higienização da unidade armazenadora:** o uso adequado dessas medidas de-

finirá o sucesso da meta estabelecida. O uso de simples equipamentos de limpeza, como, por exemplo, vassouras, escovas e aspiradores de pó, em moegas, túneis, passarelas, secadores, fitas transportadoras, eixos sem-fim, máquinas de limpeza, elevadores etc. nas instalações da unidade armazenadora representa os maiores ganhos deste processo. A eliminação total de focos de infestação dentro da unidade, como resíduos de grãos, poeiras, sobras de classificação, sobras de grãos etc., permitirá o armazenamento sadio. Após essa limpeza, o tratamento periódico de toda a estrutura armazenadora, com inseticidas protetores de longa duração, é uma necessidade para evitar reinfestação de insetos.

- d) Correta identificação de pragas:** as pragas que atacam os diferentes tipos de grãos devem ser identificadas taxonomicamente, pois dessa identificação dependerão as medidas de controle a ser tomadas e a conseqüente potencialidade de destruição dos grãos. As pragas de grãos armazenados podem ser divididas em dois grupos de maior importância econômica, que são os besouros e as traças. No primeiro grupo, as espécies que causam maior prejuízo são *Rhyzopertha dominica*, *Sitophilus oryzae*, *S. zeamais* e *Tribolium castaneum*, e, no segundo, *Sitotroga cerealella* é a traça de maior importância.
- e) Conhecimento sobre a resistência de pragas aos inseticidas químicos:** a resistência de pragas aos pro-

duto químico é uma realidade comum no mundo todo e cada vez mais deve ser considerada, de forma consciente e por todos os envolvidos no processo, uma vez que pode inviabilizar o uso de alguns inseticidas disponíveis no mercado e causar perdas de elevados investimentos de capital.

- f) **Potencial de destruição de cada espécie-praga:** o verdadeiro dano e a conseqüente capacidade de destruição da massa de grãos por cada espécie-praga devem ser perfeitamente entendidos, pois determinam a viabilidade de comercialização desses grãos armazenados.

- g) **Proteção do grão com inseticidas:** depois de limpos e secos, e se houver armazenamento por períodos superiores a 90 dias, os grãos podem ser tratados preventivamente com inseticidas protetores, de origem química ou natural. Esse tratamento visa a garantir a eliminação de qualquer praga que venha a infestar o produto durante o período em que estiver armazenado. O tratamento com inseticidas protetores de grãos deve ser realizado no momento de abastecer o armazém e pode ser feito na forma de pulverização na correia transportadora ou em outros pontos de movimentação de grãos, com emprego de inseticidas químicos líquidos ou mediante polvilhamento com inseticida pó inerte natural, na formulação pó seco. Também, pode-se usar a pulverização ou polvilhamento para proteção de grãos

armazenados em sacaria, na dose registrada e indicada pelo fabricante.

- h) Tratamento curativo:** sempre que houver presença de pragas na massa de grãos, deve-se fazer expurgo, usando produto à base de fosfina. Esse processo deve ser feito em armazéns, em silos de concreto, em câmaras de expurgo, em porões de navios, sempre com vedação total, observando-se o período mínimo de exposição de cinco dias para controle de todas as fases da praga e a dose indicada do produto.
- i) Monitoramento da massa de grãos:** uma vez armazenados, os grãos devem ser monitorados durante todo o período em que permanecerem estocados. O acompanhamento da evolução de pragas que ocorrem na massa de grãos armazenados é de fundamental importância, pois permite detectar o início de infestações que poderão alterar a qualidade final do grão. Esse monitoramento tem por base um sistema eficiente de amostragem de pragas, como uso de armadilhas fixas de captura de insetos ou peneiras de malha não inferior a 20 mm, e a medição de variáveis, como temperatura e umidade do grão, que influem na conservação do produto armazenado. Permite registrar o início da infestação e direcionar a tomada de decisão por parte do armazenador, a fim de garantir a qualidade do grão.

- j) **Gerenciamento da unidade armazenadora:** todas essas medidas devem ser tomadas através de atitudes gerenciais durante a permanência dos grãos no armazém, e não somente durante o recebimento do produto, permitindo, dessa forma, que todos os procedimentos interajam no processo, garantindo menos perdas e melhor qualidade de grão para comercialização e consumo.

Referências bibliográficas

ABBOTT, W. S. A method of computing the effectiveness of an insecticide. **Journal of Economic Entomology**, v. 18, p. 265-267, 1925.

ALDRYHIM, Y. N. Combination of classes of wheat and environmental factors affecting the efficacy of amorphous silica dust, dryacide, against *Rhyzopertha dominica* (F.). **Journal of Stored Products Research**, v. 29, p. 271-275, 1993.

ALDRYHIM, Y. N. Efficacy of the amorphous silica dust, dryacide, against *Tribolium confusum* Duv. and *Sitophilus granarius* (L.) (Coleoptera: Tenebrionidae and Curculionidae). **Journal of Stored Products Research**, v. 26, p. 207-210, 1990.

ALMEIDA, A. A.; MATIOLI, J. C. Ocorrência de *Chaetospila elegans* Westwood, 1874 (Hym., Pteromalidae) como parasito de *Sitophilus oryzae* (Linnaeus, 1763) (Col., Curculionidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 13, p. 107-115, 1984.

ALMEIDA, A. A.; POY, L. D. A. Reprodução de *Rhyzopertha dominica* (F., 1792) (Coleoptera, Bostrychidae) em grãos inteiros e partidos, de cultivares de trigo, de textura vítrea e suave. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 38, p. 599-604, 1994.

BANKS, H. J.; FIELDS, P. G. Physical methods for insect control in stored-grain ecosystems. In: JAYAS, D. S.; WHITE, N. D. G.; MUIR, W. E. **Stored-grain ecosystems**. New York: Marcell Dekker, 1995. p.353-409.

BANKS, H. J.; SHARP, A. K. Insect control with CO₂ in a small stack of bagged grain in a plastic film enclosure. **Australian Journal of Experimental Agriculture and Animal Husbandry**, v. 19, p. 102-107, 1979.

BIRCH, L. C.; SNOWBALL, J. G. The development of eggs of *Rhyzopertha dominica* (Fab. Coleoptera) at constant temperature. **Journal of Experimental Biology, Medicine and Science**, v. 23, p. 37-40, 1945.

BOOTH, R. G.; COX, M. L.; MADGE, R. B. **IIE Guides to insects of importance to man 3. COLEOPTERA**. London: C.A.B. International, 1990. 384 p.

BRASIL. Ministério da Agricultura, do Abastecimento

e da Reforma Agrária. Comissão Técnica para Redução das Perdas na Agropecuária. (Brasília, DF). **Perdas na agropecuária brasileira: relatório preliminar.** Brasília, 1993. v. 1.

BURKHOLDER, W. E.; MA, M. Pheromones for monitoring and control of stored-product insects. **Annual Review of Entomology**, v. 30, p. 257-272, 1985.

BYRNE, F. J.; DEVONSHIRE, A. L. Insensitive acetylcholinesterase and esterase polymorphism in susceptible and resistant populations of the Tobacco whitefly *Bemisia tabaci* (Genn.). **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 45, p. 34-42, 1993.

CHAMP, B. R.; DYTE, C. E. **Report of the FAO global survey of pesticide susceptibility of stored grain pests.** Rome: FAO, 1976. 297 p.

CHANG, C. P.; PLAPP, F. W. J. DDT and pyrethroids: receptor binding in relation to knockdown resistance (*kdr*) in the house fly. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 20, p. 86-91, 1983.

CHEN, A. C.; MAYER, R. T. Insecticides: effects on the cuticle. In: KERKUT, G. A.; GILBERT, L. I. **Comprehensive insect physiology, biochemistry, and pharmacology.** Oxford: Pergamon Press, 1985. p. 57-77.

COGBURN, R. R.; BURKHOLDER, W. E.; WILLIAMS, H. J. Field tests with the aggregation pheromone of the lesser grain borer (Coleoptera: Bostrichidae). **Environmental Entomology**, v. 13, p. 162-166, 1984.

COMISSÃO DE PESQUISA DE CEVADA. **Indicações técnicas para produção de cevada cervejeira: safras 2001 e 2002.** Passo Fundo: Embrapa Trigo, 2001. 80 p.

DEVONSHIRE, A. L.; MOORES, G. D. Different forms of insensitive acetylcholinesterase in insecticide-resistant house flies (*Musca domestica*). **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 21, p. 336-340, 1984.

EBELING, W. Sorptive dusts for pest control. **Annual Review of Entomology**, v. 16, p. 122-158, 1971.

FEPAGRO (Porto Alegre, RS). **Indicações técnicas para a cultura de milho no estado do Rio Grande do Sul.** Porto Alegre: Fepagro / Embrapa Trigo / Emater/RS; Fecoagro/RS, 2001. 135 p. (Fepagro. Boletim Técnico, 5).

FUKUTO, T. R.; MALLIPUDI, N. M. Suppression of metabolic resistance through chemical structure modification. In: GEORGHIOU, G. P.; SAITO, T. (Ed.). **Pest resistance to pesticides: challenges and prospects.** New York: Plenum Press, 1983. p. 557-578.

GENETIC, biochemical, and physiological mechanisms of resistance to pesticides. In: NATIONAL RESEARCH COUNCIL **Pesticide resistance: strategies and tactics for management.** Washington: National Academy Press, 1986. p. 45-53.

GEORGHIOU, G. P. The magnitude of the resistance problem. In: UNITED STATES. National Research Council. **Pesticide resistance: strategies and tactics for management.** Washington: National Academy Press, 1986. p. 14-43.

GEORGHIOU, G. P. Management of resistance in arthropods. In: GEORGHIOU, G. P.; SAITO, T. (Ed.). **Pest resistance to pesticides: challenges and prospects**. New York: Plenum Press, 1983. p. 769-792.

GEORGHIOU, G. P.; MELLON, R. B. Pesticide resistance in time and space. In: GEORGHIOU, G. P.; SAITO, T. **Pest resistance to pesticides: challenges and prospects**. New York: Plenum Press, 1983. p. 1-46.

GUEDES, R. N. C.; DOVER, B. A.; KAMBHAMPATI, S. Resistance to chlorpyrifos-methyl, pirimiphos-methyl, and malathion in Brazilian and U.S. populations of *Rhyzopertha dominica* (Coleoptera: Bostrichidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 89, p. 27-32, 1996.

GUEDES, R. N. C.; KAMBHAMPATI, S.; DOVER, B. A. Organophosphate resistance and its biochemical mechanisms in Brazilian and U.S. populations of the lesser grain borer, *Rhyzopertha dominica*. **Resistant Pest Management Newsletter**, v. 9, p. 24-25, 1997.

GUEDES, R. N. C., LIMA, J. O. G., SANTOS, J. P.; CRUZ, C. D. Inheritance of deltamethrin resistance in a Brazilian strain of maize weevil (*Sitophilus zeamais* Mots.). **International Journal of Pest Management**, v. 40, p. 103-106, 1994.

GUEDES, R. N. C.; LIMA, J. O. G.; SANTOS, J. P.; CRUZ, C. D. Resistance to DDT and pyrethroids in Brazilian populations of *Sitophilus zeamais* Motsch. (Coleoptera: Curculionidae). **Journal of Stored Products Research**, v. 31, p. 145-150, 1995.

HAMA, H. Resistance to insecticides due to reduced sensitivity of acetylcholinesterase. In: GEORGHIOU, G. P.; SAITO, T. (Ed.). **Pest resistance to pesticides: challenges and prospects**. New York: Plenum Press, 1983. p. 299-331.

HOY, M. A. Pesticide resistance in arthropod natural enemies: variability and selection responses. In: ROUSH, R. T.; TABASHNIK, B. E. (Ed.). **Pesticide resistance in arthropods**. London: Chapman and Hall, 1990. p. 203-236.

ICI BRASIL. Divisão Agroquímica (São Paulo, SP). **Proteção dos grãos armazenados**: manual técnico. São Paulo, [197-]. 28 p.

LORINI, I. Aplicação do manejo integrado de pragas em grãos armazenados. In: SIMPÓSIO DE PROTEÇÃO DE GRÃOS ARMAZENADOS, 1993, Passo Fundo. **Anais...** Passo Fundo: EMBRAPA-CNPT, 1993. p. 117-126.

LORINI, I. Avaliação de inseticidas no controle de pragas de cereais armazenados. In: REUNIÃO NACIONAL DE PESQUISA DE TRIGO, 17., 1994, Passo Fundo. **Resumos...** Passo Fundo: EMBRAPA-CNPT, 1994a. p. 19.

LORINI, I. Avaliação do produto INSECTO no controle de pragas de trigo armazenado. In: REUNIÃO NACIONAL DE PESQUISA DE TRIGO, 17., 1994, Passo Fundo. **Resumos...** Passo Fundo: EMBRAPA-CNPT, 1994b. p. 20.

LORINI, I. **Controle integrado de pragas de grãos armazenados**. Passo Fundo: EMBRAPA-CNPT, 1998. 52 p. (EMBRAPA-CNPT. Documentos, 48).

LORINI, I. **Insecticide resistance in *Rhyzopertha dominica* (Fabricius) (Coleoptera: Bostrychidae), a pest of stored grain**. 1997. 166 f. Thesis (Ph.D.) - University of London, London.

LORINI, I. **Manejo integrado de pragas de grãos armazenados**. Passo Fundo: Embrapa Trigo, 2000. 4 p. (Embrapa Trigo. Comunicado, 17).

LORINI, I. **Pragas de grãos de cereais armazenados**. Passo Fundo: EMBRAPA-CNPT, 1999. 60 p. (Embrapa Trigo. Documentos, 2).

LORINI, I.; FERREIRA FILHO, A.; DALBELLO, O. **Validação do pó inerte à base de terra de diatomáceas no controle de pragas de milho armazenado em propriedade familiar**. Passo Fundo: Embrapa Trigo, 2001. 5p.html. (Embrapa Trigo. Comunicado Técnico Online, 63. Disponível: http://www.cnpt.embrapa.br/biblio/p_co63.htm)

LORINI, I.; GALLEY, D. J. Changes in resistance status of *Rhyzopertha dominica* (F.) (Coleoptera: Bostrychidae), a pest of stored grain in Brazil, with and without deltamethrin selection. **Resistant Pest Management Newsletter**, v. 8, p. 12-14, 1996.

LORINI, I.; GALLEY, D. J. The cross-resistance spectrum in deltamethrin resistance strains of *Rhyzopertha dominica* (F.) (Coleoptera: Bostrychidae). **Neotropical Entomology**, v. 30, p. 321-325, 2001.

LORINI, I.; GALLEY, D. J. Deltamethrin resistance in *Rhyzopertha dominica* (F.) (Coleoptera: Bostrychidae), a pest of stored grains in Brazil. **Journal of Stored Products Research**, v. 35, p. 37-45, 1999.

LORINI, I.; GALLEY, D. J. Effect of the synergists piperonyl butoxide and DEF in deltamethrin resistance strains of *Rhyzopertha dominica* (F.) (Coleoptera: Bostrychidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 29, p. 749-755, 2000a.

LORINI, I.; GALLEY, D. J. Estimation of realized heritability of resistance to deltamethrin insecticide in selected strains of *Rhyzopertha dominica* (F.) (Coleoptera: Bostrychidae). **Journal of Stored Products Research**, v. 36, p. 119-124, 2000b.

LORINI, I.; GALLEY, D. J. Relative effectiveness of topical, filter paper and grain applications of deltamethrin, and associated behaviour of *Rhyzopertha dominica* (F.) strains. **Journal of Stored Products Research**, v. 34, p. 377-383, 1998.

LORINI, I.; GALLEY, D. J. Toxicity of insecticides to *Theocolax elegans* (Westwood) (Hymenoptera: Pteromalidae), a parasitoid of the stored grain pest *Rhyzopertha dominica* (F.) (Coleoptera: Bostrychidae). In: HASKELL, P. T.; MCEWEN, P. K. (Ed.). **New studies in ecotoxicology**. Cardiff: The Welsh Pest Management Forum, 1997. p. 42-44.

LORINI, I.; SCHNEIDER, S. **Pragas de grãos armazenados: resultados de pesquisa**. Passo Fundo: EMBRAPA-CNPT, 1994. 47 p.

LOSCHIAVO, S. R. Availability of food as a factor in effectiveness of a silica aerogel against the merchant grain beetle (Coleoptera: Cucujidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 81, p. 1237-1240, 1988a.

LOSCHIAVO, S. R. Safe method of using silica aerogels to control stored-product beetles in dwellings. **Journal of Economic Entomology**, v. 81, p. 1231-1236, 1988b.

LUND, A. E. Insecticides: effects on the nervous system. In: KERKUT, G. A.; GILBERT, L. I. (Ed.). **Comprehensive insect physiology, biochemistry and pharmacology**. Oxford: Pergamon Press, 1985. p. 9-56.

MANUAL técnico Gastoxin: procedimento de aplicação. São Vicente: Casa Bernardo, 1992. 28 p.

MATIOLI, A. L.; FARONI, L. R. D.; BUECK, J. Controle biológico natural de *Rhyzopertha dominica* (F.) (Coleoptera: Bostrychidae) e avaliação da progênie de *Acarophenax lacunatus* (Prostigmata: Pyemotidae). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 15., 1995, Caxambu. **Resumos...** Lavras: ESAL / SEB, 1995. p. 351.

MATSUMURA, F. Penetration, binding and target insensitivity as causes of resistance to chlorinated hydrocarbon insecticides. In: GEORGHIOU, G. P.; SAITO, T. (Ed.). **Pest resistance to pesticides: challenges and prospects**. New York: Plenum Press, 1983. p. 367-386.

MELANDER, A. L. Can insects become resistant to sprays? **Journal of Economic Entomology**, v. 7, p. 167-173, 1914.

MILLER, T. A.; SÁLGADO, V. L.; IRVING, S. N. The KDR factor in pyrethroid resistance. In: GEORGHIOU, G. P.; SAITO, T. (Ed.). **Pest resistance to pesticides: challenges and prospects**. New York: Plenum Press, 1983. p. 353-366.

MOUND, L. **Common insect pests of stored food products**. London: British Museum of Natural History, 1989. 68 p.

NARAHASHI, T. Resistance to insecticides due to reduced sensitivity of the nervous system. In: GEORGHIOU, G. P.; SAITO, T. (Ed.). **Pest resistance to pesticides: challenges and prospects**. New York: Plenum Press, 1983. p. 333-352.

OPPENORTH, F. J. Biochemistry and genetics of insecticide resistance. In: KERKUT, G. A.; GILBERT, L. I. **Comprehensive insect physiology, biochemistry, and pharmacology**. Oxford: Pergamon Press, 1985. p. 731-773.

OPPENORTH, F. J. Biochemistry of insecticide resistance. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 22, p. 187-193, 1984.

PACHECO, I. A.; SARTORI, M. R.; TAYLOR, R. W. D. Levantamento de resistência de insetos-pragas de grãos armazenados à fosfina no Estado de São Paulo. **Coletânea ITAL**, v. 20, p. 144-154, 1990.

PADILHA, L.; FARONI, L. R. D. Importância e formas de controle de *Rhizopertha dominica* (F.) em grãos armazenados. In: SIMPÓSIO DE PROTEÇÃO DE GRÃOS ARMAZENADOS, 1993, Passo Fundo. **Anais...** Passo Fundo: EMBRAPA-CNPq, 1993. p. 52-58.

PLAPP, F. W. J.; WANG, T. C. Genetic origins of insecticide resistance. In: GEORGHIOU, G. P.; SAITO, T. (Ed.). **Pest resistance to pesticides: challenges and prospects**. New York: Plenum Press, 1983. p. 47-70.

POTTER, C. The biology and distribution of *Rhizopertha dominica* (Fab.). **Transactions of the Royal Entomological Society of London**, v. 83, p. 449-482, 1935.

POY, L. de A. **Ciclo de vida de *Rhizopertha dominica* (Fabricius, 1972) (Col., Bostrychidae) em farinhas e grãos de diferentes cultivares de trigo**. 1991. 135 f. Tese (Mestrado) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

REES, D. P. The effect of *Teretriosoma nigrescens* Lewis (Coleoptera: Histeridae) on three species of storage Bostrychidae infesting shelled maize. **Journal of Stored Products Research**, v. 27, p. 83-86, 1991.

REUNIÃO DA COMISSÃO SUL-BRASILEIRA DE PESQUISA DE TRIGO, 33., 2001, Passo Fundo. **Indicações técnicas...** Passo Fundo: Comissão Sul-Brasileira de Pesquisa de Trigo, 2001. 132 p.

ROUSH, R. T.; DALY, J. C. The role of population genetics in resistance research and management. In: ROUSH, R. T.; TABASHNIK, B. E. (Ed.). **Pesticide resistance in arthropods**. London: Chapman and Hall, 1990. p. 97-152.

ROUSH, R. T.; TABASHNIK, B. E. **Pesticide resistance in arthropods**. London: Chapman and Hall, 1990. 303 p.

SARTORI, M. R. Resistência de pragas de grãos. In: SIMPÓSIO DE PROTEÇÃO DE GRÃOS ARMAZENADOS, 1993, Passo Fundo. **Anais...** Passo Fundo: EMBRAPA-CNPT, 1993. p. 28-43.

SARTORI, M. R.; PACHECO, I. A.; IADEROZA, M.; TAYLOR, R. W. D. Ocorrência e especificidade de resistência ao inseticida malatiom em insetos-praga de grãos armazenados, no Estado de São Paulo. **Coletânea ITAL**, v. 20, p. 194-209, 1990.

SHAWIR, M.; LE PATOUREL, G. N. J.; MOUSTAFA, F. I. Amorphous silica as an additive to dust formulations of insecticides for stored grain pest control. **Journal of Stored Products Research**, v. 24, p. 123-130, 1988.

SODERLUND, D. M.; BLOOMQUIST, J. R. Molecular mechanisms of insecticide resistance. In: ROUSH, R. T.; TABASHNIK, B. E. (Ed.). **Pesticide resistance in arthropods**. London: Chapman and Hall, 1990. p. 58-96.

SUBRAMANYAM, B.; HAREIN, P. K. Accuracies and sample sizes associated with estimating densities of adult beetles (Coleoptera) caught in probe traps in stored barley. **Journal of Economic Entomology**, v. 83, p. 1102-1109, 1990.

WEN, B.; BROWER, J.H. Competition between *Anisopteromalus calandrae* and *Choetospila elegans* (Hymenoptera: Pteromalidae) at different parasitoid densities on immature rice weevils (Coleoptera: Curculionidae) in wheat. **Biological Control**, v. 5, p. 151-157, 1995.

WEN, B.; SMITH, L.; BROWER, J. H. Competition between *Anisopteromalus calandrae* and *Choetospila elegans* (Hymenoptera: Pteromalidae) at different parasitoid densities on immature maize weevils (Coleoptera: Curculionidae) in corn. **Environmental Entomology**, v. 23, p. 367-373, 1994.

YU, S. J.; NGUYEN, S. N. Detection of biochemical characterization of insecticide resistance in the diamondback moth. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 44, p. 74-81, 1992.



Trigo

- BIBLIOTECA -

Embrapa

Trigo

Patrocínio



Ministério da
Agricultura, Pecuária
e Abastecimento

