



***Pragas de Grãos de  
Cereais Armazenados***

**PRAÇAS**





***Pragas de Grãos de Cereais  
Armazenados***

*Irineu Lorini*

*Passo Fundo, RS  
1999*

*Exemplares desta publicação podem ser solicitados à:*

*Embrapa Trigo  
Rodovia BR 285, km 174  
Telefone: (054)311-3444  
Fax: (054)311-3617  
Caixa Postal 451  
99001-970 Passo Fundo, RS*

*Tiragem: 2000 exemplares*

***Comité de Publicações***

*Rainoldo Alberto Kochhann - Presidente*

*Amarilis Labes Barcellos*

*Dirceu Neri Gassen*

*Erivelton Scherer Roman*

*Geraldino Peruzzo*

*Irineu Lorini*

***Tratamento Editorial:*** *Fátima Maria De Marchi*

***Capa:*** *Liciane Duda Bonatto*

***Referências Bibliográficas:*** *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"*

***Impressão:*** *Maraugraf (054) 342.3411*

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

*Armazenamento; Grão; Praga; Controle; Método físico; Método biológico; Método químico.*

*CDD 633.1631568*

## ***Apresentação***

*A qualidade dos produtos agrícolas é consequência de um sistema integrado de práticas que iniciam no sistema produtivo antes mesmo da semeadura, durante o cultivo, na colheita e na pós-colheita.*

*Todo o esforço do produtor pode ser perdido se o produto depositado em armazéns vier a ser destruído por insetos. O controle integrado de pragas de grãos armazenados é uma alternativa racional que permite a manutenção de produtos agrícolas disponíveis por maior espaço de tempo, o que possibilita o atendimento de demandas conforme as necessidades vão ocorrendo, além de manter a competitividade dos produtos das lavouras.*

*Em virtude do sucesso da publicação “Controle Integrado de Pragas de Grãos Armazenados”, estamos disponibilizando a presente publicação, que coloca à disposição de nossos usuários resultados e conhecimentos recentemente gerados sobre o assunto.*

*Com isto, esperamos atender às demandas do setor agrícola com relação ao pós-colheita.*

*Benami Bacaltchuk  
Chefe-geral da Embrapa Trigo*

**Enviado**

Unidade: ..... comp .....  
Valor aquisição: .....  
Data aquisição: .....  
N.º N. Fiscal/Fatura: .....  
Fornecedor: .....  
N.º OCS: .....  
Origem: .....  
N.º Regis: LU 137 en 3

# Sumário

<i>Pragas de Grãos de Cereais Armazenados</i> .....	7
<i>Introdução</i> .....	7
<i>Descrição, biologia e danos das principais pragas de grãos armazenados</i> .....	10
<i>Rhyzopertha dominica</i> (Col., Bostrychidae) - besourinho dos cereais .....	11
<i>Sitophilus oryzae</i> e <i>S. zeamais</i> (Col., Curculionidae) - gorgulhos dos cereais .....	13
<i>Tribolium castaneum</i> (Col., Tenebrionidae).....	14
<i>Oryzaephilus surinamensis</i> (Col., Silvanidae) .....	15
<i>Cryptolestes ferrugineus</i> (Col., Cucujidae).....	16
<i>Sitotroga cerealella</i> (Lep., Gelechiidae) - traça dos cereais .....	17
<i>Plodia interpunctella</i> (Lep., Pyralidae) - traça dos cereais .....	18
<i>Ephestia kuehniella</i> e <i>E. elutella</i> (Lep., Pyralidae) - traças ...	19
<i>Higienização das instalações de unidades armazenadoras</i> .....	21
<i>Métodos de controle de pragas</i> .....	21
<i>Métodos físicos</i> .....	21
<i>Métodos químicos de controle</i> .....	33
<i>Métodos biológicos de controle</i> .....	40
<i>Resistência de pragas a inseticidas</i> .....	42
<i>Monitoramento de pragas na massa de grãos</i> .....	47
<i>Controle integrados de pragas</i> .....	49
<i>Referências bibliográficas</i> .....	50
<i>Equipe Técnica Multidisciplinar da Embrapa Trigo</i> .....	59

# **Pragas de Grãos de Cereais Armazenados**

*Irineu Lorini<sup>1</sup>*

*O controle físico, químico e biológico de pragas de grãos armazenados, os inseticidas usados, bem como os resíduos destes nos grãos e nos seus subprodutos, e a resistência de pragas aos ingredientes ativos são tratados sob enfoque da técnica de controle integrado de pragas. Esta preconiza a análise integral da unidade armazenadora, visando a evitar perdas quantitativas e a manter a qualidade do produto final.*

## **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 70 milhões de toneladas de grãos produzidas anualmente no Brasil, 20,0 % são desperdiçados no processo de colheita, no transporte e no*

---

<sup>1</sup> Eng.-Agr., Pesquisador da Embrapa-Centro Nacional de Pesquisa de Trigo - Embrapa Trigo, Caixa Postal 451, 99001-970 Passo Fundo, RS. e-mail: [ilorini@cnpt.embrapa.br](mailto:ilorini@cnpt.embrapa.br)

armazenamento (Brasil, 1993), e que as perdas por ataque de pragas durante o armazenamento chegam a 10,0 %. Para o trigo, por exemplo, as perdas durante a colheita, armazenamento e processamento estão estimadas em 9,2 % (Brasil, 1993).

As pragas são as maiores causadoras de perdas físicas de grãos e de subprodutos, além de serem responsáveis pela perda na qualidade no momento que são destinados à comercialização e ao consumo.

O problema tem origem em diversos fatores, dentre os quais destacam-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 a ausência quase total de sistema de aeração. Assim, depois de limpos e secos, os grãos são colocados nesses armazéns, onde permanecem depositados até a retirada para consumo, sem haver o efetivo monitoramento da massa de grãos para verificar a temperatura, a umidade e a 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 o controle de pragas de grãos armazenados, fator este que dificulta a alternância de ingredientes ativos.

Esses fatores, aliados a muitos outros, têm contribuído para que ocorram elevadas perdas de grãos, tanto em quantidade como em qualidade destes. Frequentemente, observa-se o 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.

A solução para essa situação exige a execução do "manejo integrado de pragas". Este prevê que se esteja informado a respeito da situação dos grãos e da unidade armazenadora, da identificação de espécies e de populações de pragas ocorrentes, da associação de medidas preventivas e curativas de controle de pragas, do conhecimento dos inseticidas recomendados e sua eficiência, da existência de resistência das pragas aos inseticidas em uso, da análise econômica do custo de controle e das perdas a serem evitadas. Da mesma forma, a necessidade de adoção de rigoroso sistema de monitoramento de pragas, da temperatura e da umidade da massa de grãos se faz necessário.

O conhecimento do hábito alimentar de cada praga constitui elemento importante para definir o manejo a ser implementado na massa de grãos. Segundo este 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 des-

troem a parte exterior do grão (casca) e alimentam-se posteriormente da parte interna sem, no entanto, se desenvolver no interior do grão. Há uma 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 estejam danificados ou quebrados para deles se alimentar. Essas pragas ocorrem na massa de grãos quando estes estão trincados, quebrados ou mesmo danificados por pragas primárias. Multiplicam-se rapidamente e causam grandes prejuízos. 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*** (Hjbner),

*Ephestia kuehniella* (Zeller) e *Ephestia elutella* (Hjbner). Dentre essas pragas, *R. dominica*, *S. oryzae* e *S. zeamais* são as mais importantes economicamente e justificam a maior parte do controle químico praticado nas unidades armazenadoras. Além dessas pragas, há roedores e pássaros que também são causadores de perdas, principalmente qualitativas, pela presença da sujeira que deixam no produto final, e devem ser considerados no controle integrado.

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

#### a) Descrição e biologia

Os adultos são besouros de 2,3 mm 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 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).

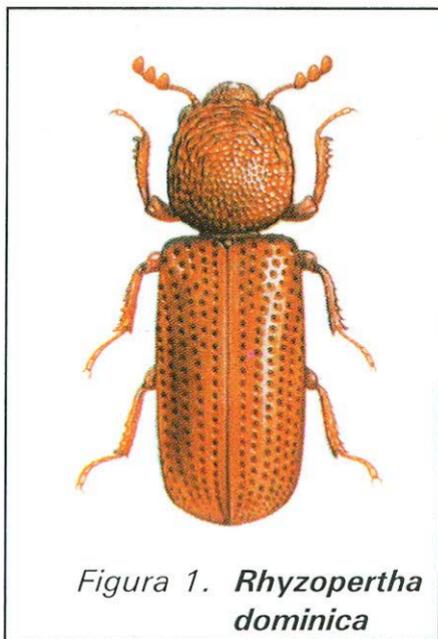


Figura 1. ***Rhyzopertha dominica***

*O período de incubação dos ovos, 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). A oviposição pode ocorrer em grupos de ovos ou em ovos 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) e 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 de 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, devido à alta densidade populacional e à grande dificuldade de se eliminar os prejuízos causados aos grãos.*

*Destrói consideravelmente os grãos, deixando-os perfurados e com grande quantidade de resíduos na forma de farinha, decorrente do hábito alimentar. Tanto adultos como larvas causam danos aos grãos armazenados e possuem 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 mm a 3,5 mm de comprimento, de coloração castanho-escura, com manchas mais claras nos élitros (asas superiores), vi-

síveis logo após a emergência. Têm a cabeça projetada à frente, na forma de rostro curvado (Figura 2). Nos machos, o rostro 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-escuro, e as pupas são brancas (Mound, 1989; Booth et al., 1990). O período de oviposição é de 104 dias, e o número médio de ovos por fêmea é de 282. A longevidade das fêmeas é de 140 dias. O período de incubação dos ovos oscila entre 3 e 6 dias, e o ciclo de ovo até a emergência de adultos é de 34 dias (Lorini & Schneider, 1994).

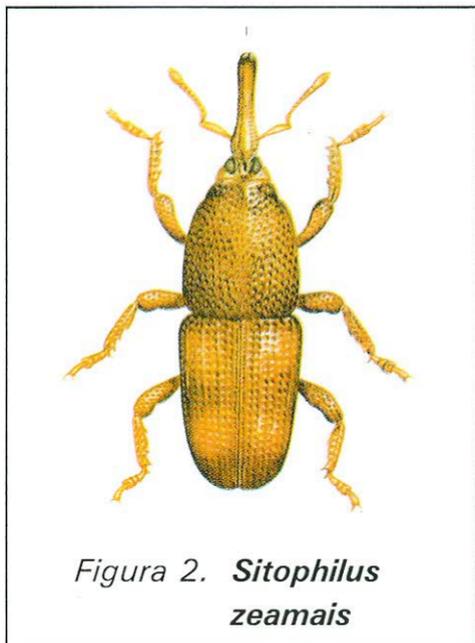


Figura 2. *Sitophilus zeamais*

## b) Danos

É uma praga primária interna de grande importância, pois pode apresentar infestação cruzada, ou seja, infestar grãos no campo e também no armazém. Apresenta elevado potencial de reprodução, possui muitos hospedeiros, como trigo, milho, arroz, cevada, triticales etc., e ataca a massa de grãos, nela penetrando. 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 verificam-se na 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 mm 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. 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

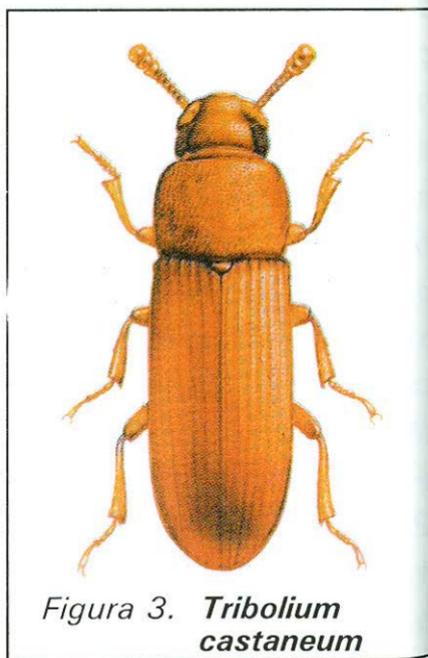


Figura 3. ***Tribolium castaneum***

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 vários tipos de grãos 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-escuro, com comprimento variável de 1,7 mm a 3,3 mm (Figura 4). Possuem 3 carenas longitudinais no pronoto e lateralmente apresentam 6 dentes, sendo a sua diferenciação caracterizada por este detalhe (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. As fêmeas ovipositam de 50 a 300 ovos. Os caracteres bio-

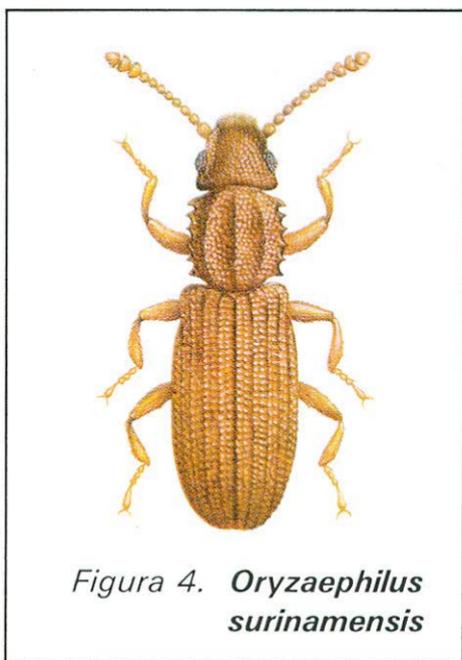


Figura 4. ***Oryzaephilus surinamensis***

lógicos, 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 significativos 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 aos tratamentos químicos e uma das primeiras a colonizar após a aplicação de inseticidas nos grãos.

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

#### *a) Descrição e biologia*

Os adultos são pequenos besouros de, aproximadamente, 2,5 mm de comprimento, de corpo achatado e com antenas longas. Têm cor marrom-avermelhado-pálido e grande facilidade de deslocamento (Figura 5). As posturas são realizadas na superfície da massa de grãos ou no interior desta.

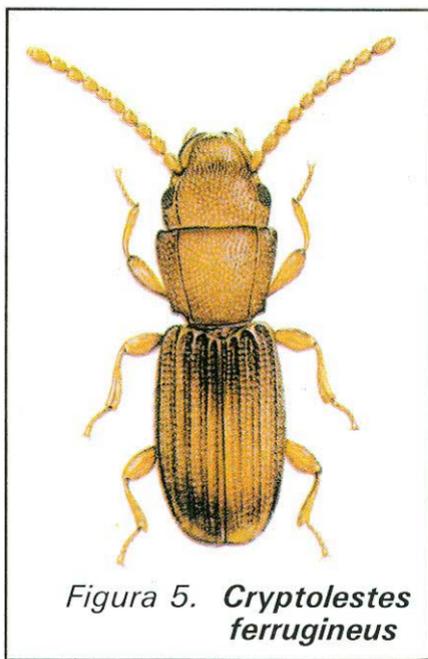


Figura 5. ***Cryptolestes ferrugineus***

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

#### b) Danos

É uma 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 merece preocupação e estudos para se determinar o potencial de dano, devido à sua facilidade de reprodução em massas de grãos armazenados.

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

#### a) Descrição e biologia

Os adultos são mariposas com 10 mm a 15 mm de envergadura e com 6 mm a 8 mm de comprimento. As asas anteriores são

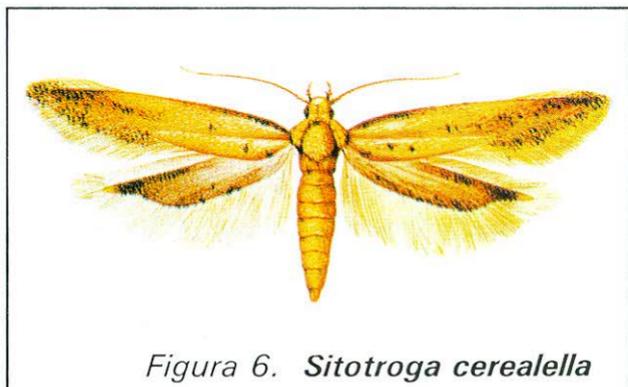


Figura 6. *Sitotroga cerealella*

cor de palha, com franjas, e as posteriores são mais claras, com franjas maiores (Figura 6). Os adultos 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 coloração desde branca, no início, a marrom-escuro, próximo à emergência do adulto. O período de ovo a adulto dura, em média, 30 dias (Lorini & Schneider, 1994)

#### *b) Danos*

É uma praga primária que ataca grãos inteiros, porém afeta a superfície da massa de grãos. As larvas destroem o grão, o que altera o peso e a qualidade deste. Também ataca as farinhas, onde 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 distais avermelhados e o terço basal é acinzentado (Figura 7). As larvas são de coloração branca, passando a rosada em algumas partes do cor-

po. Após seu 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

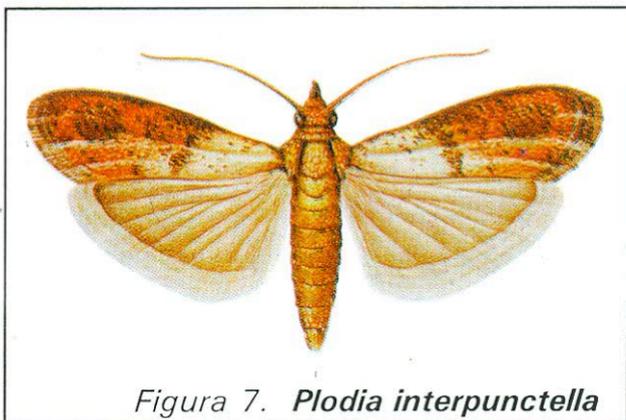


Figura 7. *Plodia interpunctella*

100 a 400 ovos na superfície de grãos armazenados. 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, e não causa muitos prejuízos ao trigo e ao 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 são mariposas de coloração parda, com 20 mm de en-

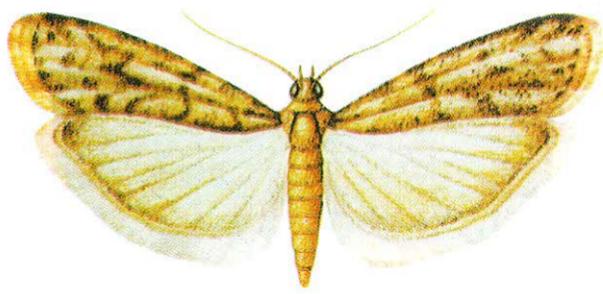


Figura 8. *Ephestia kuehniella*

vergadura, com asas anteriores longas e estreitas, de coloração acinzentada, com manchas transversais cinza-escuras. As asas posteriores são mais claras (Fi-

guras 8 e 9). A fêmea oviposita de 200 a 300 ovos. As larvas atingem até 15 mm de comprimento; possuem coloração rosada e as pernas e a cabeça cor de castanha; tecem um casulo de seda, em cujo interior empupam. O período de ovo a adulto se estende 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 dura cerca de 15 dias (Lorini & Schneider, 1994).

#### b) Danos

São pragas secundárias, pois as larvas se desenvolvem sobre resíduos de grãos e de farinhas deixados pela ação de outras pra-

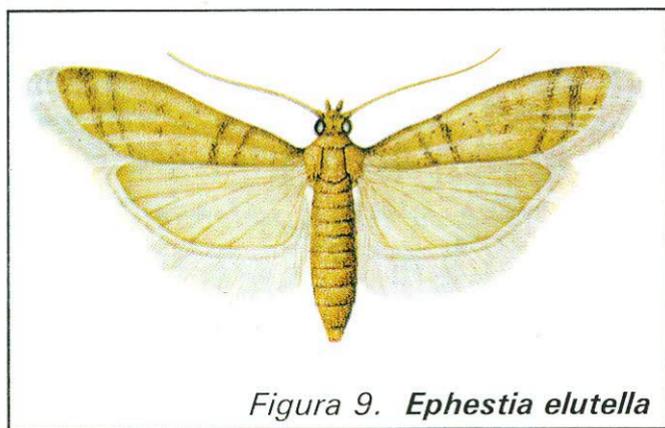


Figura 9. *Ephestia elutella*

gas. Seu ataque prejudica a qualidade de grãos armazenados e tornam o produto impréstável para consumo, devido à grande quantidade de resíduos dos insetos no produto final.

## **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, coletando-se os resíduos de grãos e de pó e eliminando-os. É aconselhável queimar esses resíduos para evitar a proliferação de insetos e de fungos, que poderão reinfestar as unidades armazenadoras. Após essa limpeza, os locais deverão ser pulverizados com inseticidas para eliminar os insetos presentes em paredes e em equipamentos. Os inseticidas recomendados para essa situação são: pirimiphos-methyl, fenitrothion, deltamethrin, dichlorvos e permethrin.*

*Uma vez realizada a higienização da unidade armazenadora, esta poderá receber os grãos limpos e secos, de preferência com 12 a 13 % de umidade, o 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<sub>2</sub>, O<sub>2</sub>, N<sub>2</sub>), uso de pós inertes, remoção física de pragas, radiação, luz e som podem ser empregados, isoladamente ou combinados, para se obter o 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, temperaturas diferenciadas podem ser usadas para retardar a multiplicação de espécies e até mesmo para eliminá-las (Tabela 1).*

*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 mantê-la. Essa baixa temperatura pode ser conseguida com a introdução de ar frio no ambiente, através de equipamentos de aeração refrigerada. As baixas temperaturas provocam 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 ao tratamento (Banks & Fields, 1995).*

*Por outro lado, altas temperaturas também são letais aos insetos, e a faixa de temperatura a que se deve expor a*

massa de grãos está relacionada com o tempo de exposição. Temperaturas acima de 42 °C levam a maioria das populações à morte. Entretanto, para **R. dominica** as temperaturas devem ser mais elevadas para se obter êxito, uma vez que essa praga é considerada a mais tolerante ao calor (Banks & Fields, 1995). A alta 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.

Tabela 1. Resposta de 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).

## **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 o melhor desenvolvimento, para uma temperatura na faixa ideal. A diminuição da umidade relativa cria um ambiente desfavorável aos insetos e diminui a longevidade e a sobrevivência destes. Assim, qualquer método que proporcione a redução da umidade relativa e, por conseguinte, a 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 um decréscimo na longevidade média de **S. oryzae** de 24,0 para 11,5 semanas em trigo a 15 °C, com a 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 um 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 CO<sub>2</sub>, O<sub>2</sub> e N<sub>2</sub>, o que torna o ambiente letal aos*

*insetos. Essa situação pode ser conseguida pela adição de CO<sub>2</sub>, sólido ou gasoso, ou de gases de baixa concentração de O<sub>2</sub>, ou permitindo-se que os processos metabólicos dentro do armazém removam o O<sub>2</sub>, geralmente com a liberação de CO<sub>2</sub> (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 todos os estádios das principais pragas de grãos armazenados, as doses e regimes de aplicação seguintes são necessários: a) concentrações de O<sub>2</sub> mantidas a menos de 1 % por mais de 20 dias; b) concentrações de CO<sub>2</sub> mantidas a 80 % por 5 dias, 60 % por 11 dias ou 40 % por 17 dias; e c) concentrações de CO<sub>2</sub> inicialmente superiores a 70 % e reduzindo 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 apresenta várias discussões sobre o assunto, com vantagens e desvantagens do método, podendo ser pesquisada por interessados. Aqui foram apresentados apenas alguns pontos importantes e que podem ser aplicados à realidade brasileira de armazenagem, principalmente devido ao aparecimento de problemas no controle de pragas com os métodos hoje empregados.*

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

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

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, 1988 a; b; 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” 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 que inviabiliza a sua ação eficaz de controle de pragas.

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

*desses fósseis é a sílica, existindo também outros minerais, como alumínio, ferro, magnésio, sódio etc. Esse pó misturado com os grãos controla a maioria das pragas de grãos armazenados de forma eficaz (Banks & Fields, 1995). Experimentos realizados na Embrapa Trigo (Tabelas 3 e 4) com as principais pragas de trigo, de arroz, de milho e de cevada demonstraram excelente performance da terra de diatomáceas (Lorini, 1994b), o que salienta o potencial desse produto para ser empregado no Brasil como protetor de grãos. A dose eficaz do produto comercial Insecto (terra de diatomáceas) é de 1-2 kg/t de grãos (Tabela 5). Por ser praticamente atóxico, pode ser facilmente manuseado por operadores de unidades armazenadoras de forma segura. Também confere um longo período de proteção à massa de grãos, sem deixar resíduos em alimentos destinados ao consumo. Pode ser uma alternativa para controlar as raças de pragas resistentes aos inseticidas químicos sintéticos e, ser usado no manejo integrado de pragas de grãos armazenados.*

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

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

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

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

Continuação Tabela 3

Grão/ Inerte	Dose (g/t)	Rhyzopertha dominica		Sitophilus oryzae	
		Infestação inicial <sup>1</sup>	n <sup>o2</sup> E(%) <sup>3</sup>	n <sup>o2</sup> E(%) <sup>3</sup>	E(%) <sup>3</sup>
<b>Milho:</b>					
Dióxido de sílica	500	20,0	10,75 b	52	4,25 c
Dióxido de sílica	750	20,0	20,00 a	100	17,50 b
Dióxido de sílica	1000	20,0	20,00 a	100	20,00 a
Sem inerte	0	20,0	0,75 c	-	0,50 d
C.V. (%)			5,6		4,2
<b>Cevada:</b>					
Dióxido de sílica	500	20,0	20,00 a	100	3,25 c
Dióxido de sílica	750	20,0	20,00 a	100	11,75 b
Dióxido de sílica	1000	20,0	20,00 a	100	20,00 a
Sem inerte	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.

<sup>1</sup> Infestação realizada um dia após a aplicação do produto no grão.

<sup>2</sup> Média do número de insetos mortos sete dias após a infestação inicial.

<sup>3</sup> Eficiência de mortalidade calculada pela fórmula de Abbott (1925).

Fonte: Lorini (1994b).

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

Inerte	Dose (g/t)	Infestação		R. dominica		S. oryzae		C. ferrugineus	
		inicial <sup>1</sup>	n <sup>o2</sup>	E(%) <sup>3</sup>	n <sup>o2</sup>	E(%) <sup>3</sup>	n <sup>o2</sup>	E(%) <sup>3</sup>	
Dióxido de sílica	250	20,0	9,75 c	44	15,75 b	66	20,00 a	100	
Dióxido de sílica	500	20,0	14,75 b	71	19,75 a	98	20,00 a	100	
Dióxido de sílica	750	20,0	20,00 a	100	19,75 a	98	20,00 a	100	
Dióxido de sílica	1000	20,0	19,50 a	97	20,00 a	100	20,00 a	100	
Dióxido de sílica	1500	20,0	19,50 a	97	19,75 a	98	20,00 a	100	
Dióxido de sílica	2000	20,0	20,00 a	100	20,00 a	100	20,00 a	100	
Sem inerte	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.

<sup>1</sup> Infestação realizada 150 dias após a aplicação do produto no grão.

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

<sup>3</sup> Eficiência de mortalidade calculada pela fórmula de Abbott (1925).

Fonte: Lorini (1994b).

## **Remoção física**

*Esse método pode auxiliar na redução da densidade populacional de pragas por um eficiente sistema de peneiras. Principalmente para as espécies **S. oryzae** e **S. zeamais**, que infestam os grãos já na lavoura, antes mesmo de estes serem colhidos, qualquer processo que remova os insetos durante o recebimento e armazenagem desses grãos estará contribuindo para a diminuição dos efeitos de pragas. A secagem de grãos poderá eliminar parte dos insetos e, se for associada à passagem dos grãos por 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 o controle de insetos: a) radiação-g produzida por  $^{60}\text{Co}$  ou  $^{137}\text{Cs}$ , 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 o tratamento de grãos. Entretanto, deve-se considerar que a radiação pode reduzir a qualidade dos cereais tratados, especialmente trigo, e também reduzir as vitaminas A, C, E, B<sub>1</sub> e K. Em cevada, as doses que eliminam os insetos afetam a germinação, o que inviabiliza o malte e a qualidade da semente para a próxima safra (Banks & Fields, 1995). Existe também a possibilidade de irradiar os insetos para tornar as progênes 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 um 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/cm<sup>2</sup> elimina todos os estádios de **S. granarius** a 26 °C, em trigo (Banks & Fields, 1995). Porém o emprego desses métodos deve ser definido em termos de viabilidade de uso comercial, o qual se acredita seja possível em determinadas situações de armazenagem.*

### ***Métodos químicos de controle***

*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. O controle químico pode ser aplicado de forma preventiva ou curativa.*

## ***Tratamento preventivo de grãos***

*Após terem sido limpos e secos, expurgados ou não, os grãos deverão ser guardados em armazéns previamente 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 o tratamento preventivo de grãos para proteção contra as pragas. Esse tratamento consiste em aplicar inseticidas líquidos sobre os grãos, no momento de carregar o armazém, na correia transportadora, 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 os 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 alguns dias para, depois, fazer a pulverização com os 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, com 3 ou 5 bicos, sobre a correia transportadora, no túnel ou na passarela, 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 o uso dos inseticidas pirimiphos-methyl, fenitrothion, deltamethrin ou bifenthrin (Tabela 5), de acordo com a espécie e a raça da praga. Não se deve realizar o 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 um problema de resistência das pragas aos inseticidas.

Não havendo raças resistentes, os inseticidas indicados são deltamethrin e bifenthrin, para controle de **R. dominica**, e pirimiphos-methyl e fenitrothion, para **S. oryzae** e **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 os trabalhos existentes na literatura que tratam da eficácia de inseticidas sobre as outras espécies-pragas, uma vez que normalmente não são o 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, 1999), de cevada (Reunião, 1997) e de milho (Rio Grande do Sul, 1998).

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

Nome comum	Dose (i.a.)	Nome comercial	Dose comercial	Formu- lação <sup>1</sup> (g i.a./l.kg)	Concen- tração	Intervalo de segu- rança <sup>2</sup>	Recomendado para as espécies. <sup>3</sup>	Classe toxico- lógica	Registrante
Fosfina <sup>4</sup>	1-3g/t	Fermag Gastoxin	3g 3-9g	PF PF	333,3 570	4 dias 4 dias	Rd, So, Sz, Tc, Os, Cf, Sc Rd, So, Sz, Tc, Os, Cf, Sc	I I	Fersol Casa Bernardo
Terra de diatomácea	0,9-1,7kg/t	Insecto	1-2kg/t	Pó	867	-	Rd, So, Sz, Tc, Os, Cf, Sc	IV	Casa Bernardo
Deltamethrin	0,35-0,50ppm	K-Obiol	14-20 ml	CE	25	30 dias	Rd, Os, Cf, Sc	III	AgrEvo
Bifenthrin	0,40 ppm	ProStore	16 ml	CE	25	30 dias	Rd, Os, Cf, Sc	III	FMC
Fenitrothion	5,0-10,0 ppm	Sumigran	10-20 ml	CE	500	14 dias	So, Sz, Tc, Os, Cf, Sc	II	Iharabras
Pririmiphos- methyl	4,0-8,0 ppm	Actellic	8-16 ml	CE	500	30 dias	So, Sz, Tc, Os, Cf, Sc	II	Zeneca

<sup>1</sup> CE = Concentrado emulsionável; PF = Pastilha fumigante; Pó = Pó seco.

<sup>2</sup> Período entre a última aplicação e o consumo.

<sup>3</sup> Rd = *Rhyzopertha dominica*; So = *Sitophilus oryzae*; Sz = *Sitophilus zeamais*; Tc = *Tribolium castaneum*; Os = *Oryzaephilus surinamensis*; Cf = *Cryptolestes ferrugineus*; Sc = *Sitotroga cerealella* e demais traças.

<sup>4</sup> O período de exposição da fosfina é de, no mínimo, 72 horas, dependendo da temperatura e da umidade relativa do ar no armazém.

Tabela 6. Eficácia 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

Grão/ Inseticida	Dose/t (ppm i.a.)	Infestação		<i>R. dominica</i> <sup>th1</sup>		<i>S. oryzae</i> <sup>st1</sup>		<i>C. ferrugineus</i> <sup>cr2</sup>	
		inicial <sup>1</sup>	n <sup>o2</sup>	E(%) <sup>3</sup>	n <sup>o2</sup>	E(%) <sup>3</sup>	n <sup>o2</sup>	E(%) <sup>3</sup>	
<b>Trigo:</b>									
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		

Continuação Tabela 6

Grão/ Inseticida	Dose/t (ppm i.a.)	Infestação inicial <sup>1</sup>	R. dominica <sup>th1</sup>		S. oryzae <sup>st1</sup>		C. ferrugineus <sup>cr2</sup>	
			n <sup>o2</sup>	E(%) <sup>3</sup>	n <sup>o2</sup>	E(%) <sup>3</sup>	n <sup>o2</sup>	E(%) <sup>3</sup>
<b>Cevada:</b>								
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.

<sup>th1</sup>, <sup>st1</sup> e <sup>cr2</sup> Referem-se às raças das diferentes espécies.

<sup>1</sup> Infestação realizada 15 dias após a aplicação do produto no grão. A infestação inicial em cevada, para C. ferrugineus, foi de apenas 10 insetos.

<sup>2</sup> Média do número de insetos mortos 7 dias após a infestação inicial.

<sup>3</sup> Eficiência de mortalidade calculada pela fórmula de Abbott (1925).

Fonte: Lorini (1994a).

Resultados de pesquisas obtidos na Embrapa Trigo (Tabela 6) evidenciaram a eficácia de um outro 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 ao inseticida deltamethrin.

### **Tratamento curativo de grãos**

A fumigação ou expurgo é uma técnica empregada para eliminar qualquer infestação de pragas em grãos mediante o uso de gás. Deve ser realizada sempre que houver infestação, seja em produto recém-colhido infestado na lavoura ou mesmo após um período de armazenamento em que houve infestação no armazém. Esse processo pode ser realizado nos mais diferentes locais, desde que sejam observadas a perfeita vedação do local a ser expurgado e as normas de segurança dos 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 naquele ambiente em concentração letal para as pragas. Assim, qualquer saída ou entrada de ar deve ser vedada sempre com materiais apropriados, como a lona de expurgo, não porosa. Para grãos ensacados, é essencial a colocação de pesos ao redor das pilhas sobre as lonas de expurgo, para garantir a vedação.

O inseticida indicado para o expurgo de grãos, pela

*eficácia, facilidade de uso, segurança de aplicação e versatilidade, é a 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). A temperatura e a umidade relativa do ar no armazém a ser expurgado, para o uso de fosfina, são de extrema importância, pois irão determinar a eficiência do expurgo. O tempo mínimo de exposição das pragas à fosfina deve ser de 72 horas para temperaturas superiores a 20 °C, de 96 horas para temperaturas de 16 a 20 °C e de 120 horas para temperaturas entre 10 e 15 °C. Abaixo de 10 °C não é aconselhável usar a fosfina, pois o expurgo será ineficaz. Quanto à umidade relativa do ar, deve-se observar intervalos de 72 horas se superior a 50 %, 96 horas de 40 a 50 %, 120 horas de 25 a 40 %, desaconselhando-se o expurgo com umidade inferior a 25 %. Deve-se associar a temperatura com a umidade relativa do ar para definir o período de exposição, prevalecendo sempre o fator mais limitante dos dois (Manual, 1992). Detalhes sobre a 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, 1999), de cevada (Reunião, 1997) e de milho (Rio Grande do Sul, 1998).*

## **Métodos biológicos de controle**

*O controle biológico é um método eficiente de controle de muitas pragas ao nível de campo, mas pouco ade-*

quando ao ambiente de armazenagem. O controle de pragas que ocorrem em armazéns é feito principalmente pelo uso de químicos e, pelo fato de que os grãos devem ser mantidos isentos de insetos tanto quanto possível, não haverá disponibilidade de hospedeiros para manter a população de predadores e parasitóides na massa de grãos. Também, pelo uso desses químicos, 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 o tratamento de grãos com dióxido de carbono, conforme comprovado por Banks e Sharp (1979). Essas características são altamente desejáveis para o uso de controle biológico nesses ambientes onde 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**, o qual também pode reduzir populações de **Dinoderus minutus** 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 é menos competitivo que outro parasitóide, *Anisopteromalus calandrae*, 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 a 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 controle 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 ape-

nas 12 espécies nos 30 anos subsequentes. 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 ainda 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 localiza-se 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 um 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 ao do gene kdr. Outro mecanismo que altera o sistema nervoso é a insensibilidade da acetilcolinesterase para inseticidas organofosforados e carbamatos. Também na mosca domés-*

*tica, 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. Para 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 no Brasil, exceto para **O. surinamensis**, aos inseticidas químicos usados para o controle (Tabela 7). Isso evidencia a necessidade urgente de fazer o 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 uma prática essencial, pois é muito difícil controlar uma praga depois de ela tornar-se 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.*

Tabela 7. Evolução da resistência das principais pragas de grãos armazenados aos inseticidas no Brasil. Embrapa Trigo, Passo Fundo, RS. 1999

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>	+	-	+	+	-	+	-	Champ & Dyte (1976); Pacheco et al. (1990); Sartori et al. (1990); Sartori (1993).

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

*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.*

*Como exemplo, a resistência da praga de grãos armazenados **R. dominica** ao inseticida piretróide deltamethrin (Lorini & Galley, 1996; 1999) 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). Devido a falhas de controle da formulação comercial da deltametrina, os diferentes insetos coletados em diversas unidades armazenadoras de grãos foram submetidos ao teste de resistência, que inicialmente apresentou um fator de resistência de 874 vezes. 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, pelo 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).*

## **Monitoramento de pragas na massa de grãos**

*O sistema de acompanhamento de pragas que ocor-*

rem 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 cm x 20 cm, malha de 2 mm, dotada de um coletor, onde 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, 15 dias por exemplo. Pelo deslocamento dos insetos na massa de grãos, estes caem nas perfurações da armadilha, que, internamente, possui um coletor que impede a saída dos insetos. Após um período variável de 15 a 30 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 estes 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 a 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.

O monitoramento está baseado em um 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.

## **Controle integrado de pragas**

A integração de diferentes métodos de controle é uma 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 serem 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.

## **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 *Rhizopertha 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 CO<sub>2</sub> 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 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. 384p.
- 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.

- 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.
- CHAMP, B.R.; DYTE, C.E. **Report of the FAO global survey of pesticide susceptibility of stored grain pests**. Rome: FAO, 1976. 297p.
- 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.
- 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.
- FUKUTO, T.R.; MALLIPUDI, N.M. Suppression of metabolic resistance through chemical structure modification. In: GEORGHIU, 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.
- GEORGHIU, G.P. Management of resistance in arthropods. In: GEORGHIU, G.P.; SAITO, T., ed. **Pest resistance to pesticides: challenges and prospects**. New York: Plenum Press, 1983. p.769-792.

- 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.; 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-]. 28p.
- 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. 52p. (EMBRAPA-CNPT. Documentos, 48).
- LORINI, I. **Insecticide resistance in *Rhyzopertha dominica* (Fabricius) (Coleoptera: Bostrychidae), a pest of stored grain.** London: University of London, 1997. 166p. Ph.D. Thesis.
- 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. *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. *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 storea 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. 47p.
- 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. 28p.
- 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.; SALGADO, 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 Natural History, 1989. 68p.
- 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-CNPT, 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. Curitiba: Universidade Federal do Paraná, 1991. 135p. Tese Mestrado.*
- REES, D.P. *The effect of **Teretriosoma nigrescens** Lewis (Coleoptera: Histeridae) on three species of storage Bostrichidae infesting shelled maize. **Journal of Stored Products Research**, v.27, p.83-86, 1991.*
- REUNIÃO ANUAL DE PESQUISA DE CEVADA, 17., 1997, Passo Fundo. *Recomendações da Comissão de Pesquisa de Cevada para o cultivo de cevada cervejeira em 1997 e em 1998. Passo Fundo: EMBRAPA-CNPT, 1997. 64p. (EMBRAPA-CNPT. Documentos, 33).*
- REUNIÃO DA COMISSÃO SUL-BRASILEIRA DE PESQUISA DE TRIGO, 31., 1999, Passo Fundo. *Recomendações... Passo Fundo: Comissão Sul-Brasileira de Pesquisa de Trigo, 1999. 82p.*
- RIO GRANDE DO SUL. *Programa Multinstitucional de Difusão de Tecnologia em Milho. Recomendações técnicas para a cultura do milho no estado do Rio Grande do Sul. Porto Alegre: FEPAGRO / EMATER-RS/FECOAGRO, 1998. 148p. (Programa Multinstitucional de Difusão de Tecnologia em Milho. Boletim Técnico, 5).*
- 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. 303p.*

- 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 malatium 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.

# ***Equipe Técnica Multidisciplinar da Embrapa Trigo***

## ***Chefe-Geral***

*Benami Bacaltchuk - Ph.D.*

## ***Chefe Adjunto de Administração***

*João Carlos Ignaczak - M.Sc.*

## ***Chefe Adjunto de Pesquisa e Desenvolvimento***

*José Eloir Denardin - Dr.*

## ***Chefe Adjunto de Comunicação e Negócios***

*João Francisco Sartori - M.Sc.*

<i>Nome</i>	<i>Gra- duação</i>	<i>Área de atuação</i>
<i>Agostinho Dirceu Didonet</i>	<i>Dr.</i>	<i>Fisiologia Vegetal</i>
<i>Amarilis Labes Barcellos</i>	<i>Dr.</i>	<i>Fitopatologia-Ferrugem da Folha</i>
<i>Ana Christina A. Zanatta</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Recursos Genéticos</i>
<i>Antônio Faganello</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Máquinas Agrícolas</i>
<i>Airton N. de Mesquita</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Fitotecnia</i>
<i>Arcenio Sattler</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Máquinas Agrícolas</i>
<i>Ariano Moraes Prestes</i>	<i>Ph.D.</i>	<i>Fitopatologia-Septorias</i>
<i>Armando Ferreira Filho</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Difusão de Tecnologia</i>
<i>Aroldo Gallon Linhares</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Tecnol. de Sementes, Recurs. Genéticos</i>
<i>Augusto Carlos Baier</i>	<i>Dr.</i>	<i>Melhoramento de Plantas-Triticale</i>
<i>Cantídio N.A. de Sousa</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Melhoramento de Plantas-Trigo</i>
<i>Claudio Brondani</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Biotecnologia</i>
<i>Dirceu Neri Gassen</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Entomologia</i>
<i>Delmar Pöttker</i>	<i>Ph.D.</i>	<i>Fertilidade do Solo/Nutrição de Plantas</i>
<i>Edson Clodoveu Picinini</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Fitopatologia-Controle Quím. Doenças</i>
<i>Edson J. Iorczeski</i>	<i>Ph.D.</i>	<i>Melhoramento de Plantas</i>
<i>Eliana Maria Guarienti*</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Tecnologia de Alimentos</i>
<i>Emídio Rizzo Bonato</i>	<i>Dr.</i>	<i>Melhoramento de Plantas-Soja</i>
<i>Erivelton Scherer Roman</i>	<i>Ph.D.</i>	<i>Ecologia de Plantas Daninhas</i>
<i>Euclides Minella</i>	<i>Ph.D.</i>	<i>Melhoramento de Plantas-Cevada</i>

<i>Nome</i>	<i>Gra- duação</i>	<i>Área de atuação</i>
<i>Gabriela E.L. Tonet</i>	<i>Dr.</i>	<i>Entomologia-Pragas de Soja/de Trigo</i>
<i>Geraldino Peruzzo</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Fertilidade do Solo/Nutrição de Plantas</i>
<i>Gerardo Arias</i>	<i>Ph.D.</i>	<i>Melhoramento de Plantas-Cevada</i>
<i>Gilberto Omar Tomm</i>	<i>Ph.D.</i>	<i>Culturas Alternativas - Ciclagem de N</i>
<i>Gilberto Rocca da Cunha</i>	<i>Dr.</i>	<i>Agrometeorologia</i>
<i>Henrique P. dos Santos</i>	<i>Dr.</i>	<i>Manejo e Rotação de Culturas</i>
<i>Irineu Lorini</i>	<i>Ph.D.</i>	<i>Entomologia-Pragas de Grãos Armaz.</i>
<i>Ivo Ambrosi</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Economia Rural</i>
<i>Jaime Ricardo T. Maluf</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Agrometeorologia</i>
<i>João Carlos Haas</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Biotecnologia</i>
<i>João Carlos S. Moreira</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Fitotecnia</i>
<i>José Antônio Portella</i>	<i>Dr.</i>	<i>Máquinas Agrícolas</i>
<i>José M.C. Fernandes</i>	<i>Ph.D.</i>	<i>Fitopatologia</i>
<i>José Roberto Salvadori</i>	<i>Dr.</i>	<i>Entomologia-Pragas Trigo, Feijão e Milho</i>
<i>Julio Cesar B. Lhamby</i>	<i>Dr.</i>	<i>Rotação Culturas-Contr. Plantas Daninhas</i>
<i>Leila Maria Costamilan</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Fitopatologia-Doenças de Soja</i>
<i>Leo de Jesus A. Del Duca</i>	<i>Dr.</i>	<i>Melhoramento de Plantas-Trigo</i>
<i>Luiz Ricardo Pereira</i>	<i>Dr.</i>	<i>Melhoramento de Plantas-Milho</i>
<i>Márcio Só e Silva</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Fitotecnia</i>
<i>Marcio Voss</i>	<i>Dr.</i>	<i>Microbiologia do Solo</i>
<i>Maria Imaculada P.M. Lima</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Fitopatologia</i>
<i>Maria Irene B.M. Fernandes</i>	<i>Dra.</i>	<i>Biologia Celular</i>
<i>Martha Z. de Miranda</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Tecnologia de Alimentos</i>
<i>Osmar Rodrigues</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Fisiologia Vegetal</i>
<i>Paulo F. Bertagnolli</i>	<i>Dr.</i>	<i>Melhoramento de Plantas-Soja</i>
<i>Pedro Luiz Scheeren</i>	<i>Dr.</i>	<i>Melhoramento de Plantas-Trigo</i>
<i>Rainoldo A. Kochhann</i>	<i>Ph.D.</i>	<i>Manejo e Conservação de Solo</i>
<i>Renato Serena Fontaneli*</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Fitotecnia-Forageiras</i>
<i>Roque G.A. Tomasini</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Economia Rural</i>
<i>Sandra Patussi Brammer</i>	<i>M.Sc.</i>	<i>Biotecnologia</i>
<i>Sírio Wiethölter</i>	<i>Ph.D.</i>	<i>Fertilidade do Solo/Nutrição de Plantas</i>
<i>Wilmar Cório da Luz</i>	<i>Ph.D.</i>	<i>Fitopatologia</i>

\* Em curso de Pós-Graduação.

Apoio:

**ZENECA**  
Saúde Pública



**PROSTORE**  
inseticida

**FMC**  
FMC do Brasil



**GOVERNO  
FEDERAL**

**Embrapa**

---

*Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária  
Centro Nacional de Pesquisa de Trigo  
Ministério da Agricultura e do Abastecimento  
Rodovia BR 285, km 174 - Caixa Postal, 451  
99001-970 Passo Fundo, RS  
Fone: (054) 311 3444, Fax: (054) 311 3617  
e-mail: [trigo@cnpt.embrapa.br](mailto:trigo@cnpt.embrapa.br)  
site: <http://www.cnpt.embrapa.br>*

