



Manejo Integrado de Pragas de Grãos e Sementes Armazenadas

Irineu Lorini

Francisco Carlos Krzyzanowski

José de Barros França-Neto

Ademir Assis Henning

Fernando Augusto Henning

Embrapa

*Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Embrapa Soja
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento*

Manejo Integrado de Pragas de Grãos e Sementes Armazenadas

Irineu Lorini

Francisco Carlos Krzyzanowski

José de Barros França-Neto

Ademir Assis Henning

Fernando Augusto Henning

*Embrapa
Brasília, DF
2015*

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

Embrapa Soja

Rod. Carlos João Strass, s/n, Distrito de Warta - Londrina, PR

Caixa Postal 231

CEP 86001-970

Fone: (43) 3371 6000

Fax: (43) 3371 6100

www.embrapa.br

www.embrapa.br/fale-conosco/sac/

Unidade responsável pelo conteúdo e edição

Embrapa Soja

Comitê de Publicações da Embrapa Soja

Presidente: *Ricardo Vilela Abdelnoor*

Secretária-executiva: *Regina Maria Villas Bôas de Campos Leite*

Membros: *Alvadi Antonio Balbinot Junior, Claudine Dinali Santos Seixas, Eliseu Binneck, Fernando Augusto Henning, Liliane Márcia Hertz Henning, Maria Cristina Neves de Oliveira, Norman Neumaier e Vera de Toledo Benassi.*

Supervisão editorial: *Vanessa Fuzinatto Dall´Agnol*

Normalização bibliográfica: *Ademir Benedito Alves de Lima*

Editoração eletrônica: *Marisa Yuri Horikawa*

Capa: *Vladimir Henrique Moreira Silva*

Fotos da capa: *Irineu Lorini*

1ª edição

1ª impressão (2015): 2.000 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).

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

Embrapa Soja

Manejo integrado de pragas de grãos e sementes armazenadas / Irineu

Lorini ... [et al.]. – Brasília, DF : Embrapa, 2015.

84 p. : il. ; 14,8 cm x 21 cm

ISBN 978-85-7035-471-6

1.Praga de produto armazenado. I.Lorini, Irineu II.Krzyzanowski, Francisco Carlos
III.França-Neto, José de Barros IV.Henning, Ademir Assis V.Henning, Fernando Augusto
VI.Embrapa Soja.

CDD 632.7

AUTORES

IRINEU LORINI

Engenheiro Agrônomo, Ph.D. em Entomologia / Pós-colheita de grãos e sementes, pesquisador da Embrapa Soja, Londrina, PR

FRANCISCO CARLOS KRZYZANOWSKI

Engenheiro Agrônomo, Ph.D. em Agronomia/Tecnologia de Sementes, pesquisador da Embrapa Soja, Londrina, PR

JOSÉ DE BARROS FRANÇA-NETO

Engenheiro Agrônomo, Ph.D. em Agronomia/Tecnologia de Sementes, pesquisador da Embrapa Soja, Londrina, PR

ADEMIR ASSIS HENNING

Engenheiro Agrônomo, Ph.D. em Agronomia/Tecnologia de Sementes, pesquisador da Embrapa Soja, Londrina, PR

FERNANDO AUGUSTO HENNING

Engenheiro Agrônomo, Dr. em Ciência e Tecnologia de Sementes/ Biotecnologia em Sementes, pesquisador da Embrapa Soja, Londrina, PR

Este livro é dedicado a todos aqueles que acreditam e praticam a técnica do Manejo Integrado de Pragas de Grãos e Sementes Armazenadas e na solução dos problemas de pragas em suas unidades pela tolerância zero a insetos. Em especial ao Eng. Agr. Armando Ferreira Filho, colega na implantação do MIPGRÃOS e sempre dedicado a transferência de tecnologias na sua vida profissional na Embrapa.

APRESENTAÇÃO

O Manejo Integrado de Pragas de Grãos e Sementes Armazenadas (MIPGRÃOS/MIPSEMENTES) visa integrar procedimentos exequíveis e técnicas compatíveis para o controle de pragas necessário na unidade armazenadora de grãos ou unidade de beneficiamento de sementes. Compreende o conhecimento integral da unidade de armazenagem, das pragas que causam danos em grãos e sementes, de medidas preventivas como a limpeza e higienização das instalações, do emprego de métodos de controle preventivo e curativo, de um sistema de monitoramento de pragas na estrutura armazenadora e nos grãos e sementes, e de estratégias de manutenção da qualidade do produto final. A publicação *Manejo Integrado de Pragas de Grãos e Sementes Armazenadas* constitui um referencial básico para que os responsáveis por unidades armazenadoras de grãos e unidades de beneficiamento de sementes, promovam as mudanças necessárias em suas unidades para assegurar alta qualidade de armazenamento.

Ricardo Vilela Abdelnoor

Chefe-Adjunto de Pesquisa e Desenvolvimento da Embrapa Soja

SUMÁRIO

Introdução	11
1. Manejo Integrado de Pragas.....	13
2. Principais Pragas de Grãos e Sementes Armazenadas.....	18
2.1 Descrição, biologia e danos das principais pragas de grãos e sementes armazenadas.....	19
2.1.1 <i>Rhyzopertha dominica</i> (Coleoptera: Bostrychidae)	19
2.1.2 <i>Sitophilus oryzae</i> e <i>S. zeamais</i> (Coleoptera: Curculionidae) 21	
2.1.3 <i>Tribolium castaneum</i> (Coleoptera: Tenebrionidae)	22
2.1.4 <i>Lasioderma serricorne</i> (Coleoptera: Anobiidae).....	23
2.1.5 <i>Oryzaephilus surinamensis</i> (Coleoptera: Silvanidae)	26
2.1.6 <i>Cryptolestes ferrugineus</i> (Coleoptera: Cucujidae).....	28
2.1.7 <i>Acanthoscelides obtectus</i> (Coleoptera: Bruchidae)	29
2.1.8 <i>Sitotroga cerealella</i> (Lepidoptera: Gelechiidae).....	30
2.1.9 <i>Plodia interpunctella</i> (Lepidoptera: Pyralidae).....	31
2.1.10 <i>Ephestia kuehniella</i> (Lepidoptera: Pyralidae).....	32
3. Limpeza e higienização das instalações de unidades armazenadoras	34
4. Métodos de controle de pragas.....	35
4.1 Métodos físicos.....	35
4.1.1 Temperatura.....	35
4.1.2 Umidade relativa do ar	38
4.1.3 Atmosfera controlada.....	38
4.1.4 Uso de pós inertes na dessecação	40

4.1.5 Remoção física	46
4.1.6 Radiação	46
4.1.7 Luz e som	46
4.2 Métodos químicos.....	47
4.2.1 Tratamento preventivo de grãos e sementes	47
4.2.2 Tratamento curativo (expurgo) de grãos e sementes	49
4.3 Métodos biológicos	58
5. Resistência de pragas a inseticidas.....	60
6. Monitoramento de pragas na massa de grãos	64
Referências.....	67

INTRODUÇÃO

A necessidade crescente de produtos para suprir a demanda mundial de alimentos, tendo em vista o crescimento populacional, exige que os grãos ou sementes colhidos nas lavouras sejam mantidos com o mínimo de perdas, quantitativas e qualitativas, até o consumo final.

Estima-se que o Brasil produzirá 200 milhões de toneladas de grãos na safra 2014/2015 (ACOMPANHAMENTO..., 2015), e considerando que as perdas quantitativas médias causadas por pragas no Brasil, estimadas pela FAO e pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (BRASIL, 1993), são de aproximadamente 10,0% do total produzido, verifica-se grandes prejuízos na oferta destes alimentos.

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.

A conservação inadequada dos grãos tem como causa diversos fatores, entre os quais se destaca a estrutura armazenadora deficitária, composta, em sua maioria, por armazéns graneleiros de grande capacidade estática, com sistema deficiente ou inexistente de controle de temperatura e deficiências no 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, 2008).

A semente uma vez produzida no campo com alta tecnologia não pode ser armazenada em qualquer lugar ou de qualquer forma, pois a depender das condições do ambiente, seu poder germinativo e vigor vão-se reduzindo paulatinamente. O local que armazena sementes deve ser bem ventilado e as sacas do produto colocadas sobre estrados de madeira, evitando empilhá-las contra as paredes. A temperatura dentro do armazém de sementes não deve ultrapassar os 25 °C e a umidade relativa ser inferior a 70%. Deve ser um local limpo de pragas que infestam no armazenamento e fazer o expurgo sempre que necessário, evitando que as pragas, fungos e roedores prejudiquem a qualidade da semente.

Outro fator que contribui para o agravamento do problema é a disponibilidade de poucos inseticidas registrados para controle de pragas de grãos e sementes armazenadas, o que limita a alternância de ingredientes ativos, recomendável para evitar a seleção de insetos resistentes. Esses fatores, aliados a muitos outros, têm contribuído para que ocorram elevadas perdas, tanto em quantidade como em qualidade.

1. MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS

Uma das alternativas para minimizar as perdas é o Manejo integrado de pragas de grãos e sementes armazenadas (MIPGRÃOS/MIPSEMENTES). Este prevê o conhecimento das condições de armazenagem dos grãos e sementes, da unidade armazenadora (UA) e unidade de beneficiamento de sementes (UBS), a identificação de espécies e de populações de pragas ocorrentes e seus danos, a limpeza e a higienização das instalações de armazenagem, a associação de medidas preventivas e curativas de controle de pragas, o conhecimento dos inseticidas registrados, sua eficiência e da existência de resistência de pragas aos mesmos, a análise econômica do custo de controle e da prevenção de perdas. Da mesma forma, faz-se necessária a adoção de rigoroso sistema de monitoramento de pragas, de temperatura e de umidade da massa de grãos (LORINI et al., 2002a).

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 MIPGRÃOS/MIPSEMENTES, que consiste na adoção de uma série de medidas, pelos armazenadores, para evitar danos causados por pragas. Essa técnica, cujas etapas foram descritas por Lorini (2000), depende essencialmente de:

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.

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.

Medidas de limpeza e higienização da unidade armazenadora: o uso adequado dessas medidas definirá 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 e sobras de classificação, permitirá o armazenamento adequado. 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.

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.

Conhecimento sobre a resistência de pragas aos inseticidas químicos: a resistência de pragas aos produtos químicos 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.

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.

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.

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.

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.

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 contribuam no processo, garantindo a diminuição das perdas e melhora da qualidade dos grãos para comercialização e consumo.

2. PRINCIPAIS PRAGAS DE GRÃOS E SEMENTES ARMazenadas

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

a) Pragas primárias: são aquelas que atacam grãos e sementes sadias e, dependendo da parte do grão que atacam, podem ser denominadas pragas primárias internas ou externas. As primárias internas perfuram os grãos e sementes e nestes penetram para completar seu desenvolvimento. Alimentam-se de todo o interior do grão ou semente e possibilitam a instalação de outros agentes de deterioração. Exemplos dessas pragas são as espécies *Rhyzopertha dominica* (Fabricius, 1972), *Sitophilus oryzae* (Linnaeus, 1763) e *S. zeamais* (Motschulsky, 1855). As pragas primárias externas destroem a parte exterior do grão ou semente (casca) e, posteriormente, alimentam-se da parte interna sem, no entanto, se desenvolverem no interior destes. Há destruição do grão ou semente apenas para fins de alimentação. Exemplo desta praga é a traça *Plodia interpunctella* (Hübner, 1813) (LORINI, 2008).

b) Pragas secundárias: são aquelas que não conseguem atacar grãos e sementes sadias, pois requerem que estejam 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* (Stephens, 1831), *Oryzaephilus surinamensis* (Linnaeus, 1758) e *Tribolium castaneum* (Herbst, 1797) (LORINI, 2008).

2.1 DESCRIÇÃO, BIOLOGIA E DANOS DAS PRINCIPAIS PRAGAS DE GRÃOS E SEMENTES ARMAZENADAS

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 e sementes armazenadas, que são besouros e traças. Entre os besouros encontram-se as espécies: *R. dominica*, *Sitophilus oryzae*, *S. zeamais*, *T. castaneum*, *Lasioderma serricorne* (Fabricius, 1792), *O. surinamensis*, *C. ferrugineus* e *Acanthoscelides obtectus* (Say, 1831). As espécies de traças mais importantes são: *Sitotroga cerealella* (Olivier, 1789), *P. interpunctella* e *Ephestia kuehniella* (Zeller, 1879). Entre essas pragas, *R. dominica*, *S. oryzae* e *S. zeamais* são as mais preocupantes economicamente e justificam a maior parte do controle químico praticado. Além dessas pragas, há roedores e pássaros causadores de perdas, principalmente qualitativas, pela contaminação que deixam no produto final, que também devem ser considerados no MIPGRÃOS/MIPSEMENTES.

2.1.1 *Rhyzopertha dominica* (Coleoptera: Bostrychidae)

Os adultos são besouros de 2,3 mm a 2,8 mm de comprimento, coloração castanho-escuro, 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).

Fotos: Irineu Lorini

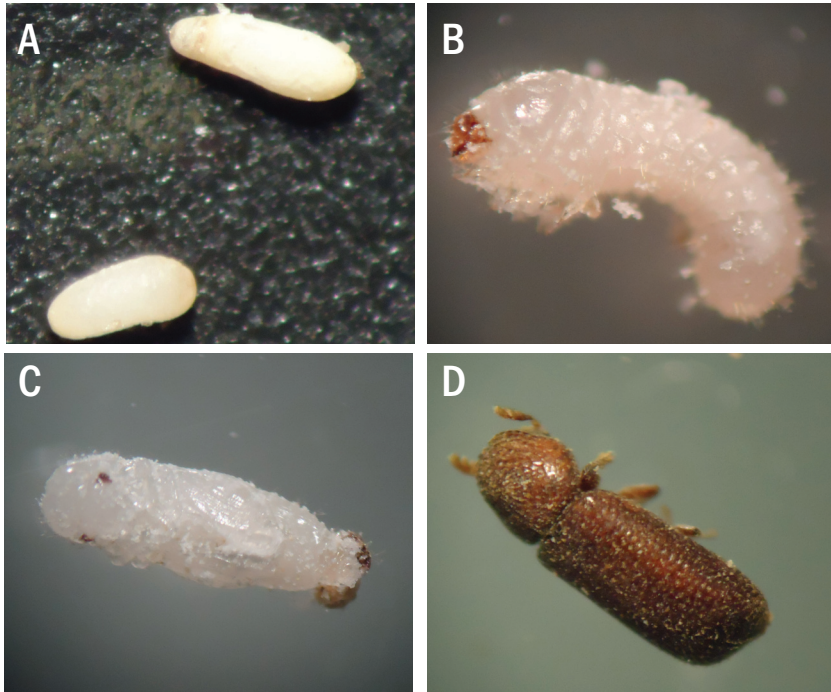


Figura 1. *Rhyzopertha dominica*. Ovo (a), larva (b), pupa (c) adulto (d).

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.

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, devido a elevada incidência e da grande dificuldade de se evitar os prejuízos que causa aos grãos e sementes.

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 e sementes. 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.

2.1.2 *Sitophilus oryzae* e *S. zeamais* (Coleoptera: Curculionidae)

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 ou sementes, independentemente da região e tipo dos mesmos.

Os adultos são gorgulhos de 2,0 mm a 3,5 mm de comprimento, de coloração castanho-escuro, 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-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 oscila entre 3 e 6 dias, e o ciclo de ovo até a emergência de adultos é de 34 dias (LORINI, 2008).

É praga primária interna de grande importância, pois pode apresentar infestação cruzada, ou seja, infestar grãos no campo e também no armazém, onde penetra na massa de grãos. Apresenta elevado potencial

de reprodução, e possui muitos hospedeiros, como trigo, milho, arroz, cevada e triticale. Tanto larvas como adultos são prejudiciais e atacam grãos e sementes. A postura é feita nos grãos e sementes, as larvas, após se desenvolverem, empupam e se transformam em adultos ainda no grão ou semente. Os danos decorrem da redução de peso e de qualidade do grão (LORINI, 2008).

Fotos: Adriana de Marques Freitas



Figura 2. *Sitophilus zeamais*. Larva (a), adulto dorsal (b) adulto lateral (c), adulto ventral (d).

2.1.3 *Tribolium castaneum* (Coleoptera: Tenebrionidae)

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 a 20 dias, em condições favoráveis (BOOTH et al., 1990).

Como é praga secundária, depende do ataque de outras pragas para se instalar nos grãos armazenados. Alimenta-se de grãos quebrados, farinhas e rações causando prejuízos elevados pela sua presença e atividade biológica associada as pragas primárias, provocando a deterioração.

Fotos: Adriana de Marques Freitas



Figura 3. *Tribolium castaneum*. Larva (a e b), pupa (c) e adulto (d).

2.1.4 *Lasioderma serricorne* (Coleoptera: Anobiidae)

Essa praga é originária do fumo armazenado, por isto é denominado besourinho-do-fumo e, recentemente, passou a ocorrer com frequência em grãos e sementes de soja durante o armazenamento. É cosmopolita, encontrada em praticamente todos os países, se alimentando de

produtos secos armazenados. No Brasil, tem sido encontrada em todas as regiões e em todos os estados produtores, em armazenagem de cereais e em oleaginosas, como a soja (FRANÇA-NETO et al., 2010; LORINI et al., 2010b).

Os adultos (Figura 4) vivem até 20 dias e não se alimentam. As larvas escavam os produtos, no caso a soja armazenada, onde fazem as galerias. Não é capaz de atacar plantas vivas, embora ataque um grande número de produtos em armazenamento, entre esses, frutos secos, fumo, condimentos, cereais, grãos oleaginosos, farelos, farinhas, massas, biscoitos e rações. Frequentemente é encontrado em produtos manufaturados de origem vegetal, como cigarros e charutos (MOUND, 1989; BOOTH et al., 1990; FRANÇA-NETO et al., 2010; LORINI et al., 2010a; FERRI, 2014).

No fumo, as fêmeas colocam os ovos em pequenas fendas nos fardos, ou nos charutos, mas não nas folhas de fumo no campo. Na soja, perfura sementes e grãos, provocando prejuízos aos armazenadores e ameaçando a qualidade do produto oferecido nos mercados. No momento, é a maior ameaça ao armazenamento de sementes e grãos de soja. Estão sendo estudados em soja os aspectos biológicos dessa espécie, uma vez que a ocorrência é recente, porém, em outros produtos armazenados, como trigo, farinha de trigo e rações em geral, o número médio de ovos por fêmea varia de 30 a 50. As larvas têm coloração branco-leitosa e são recobertas de pelos finos (Figura 4). Após a eclosão, são ágeis e escavam rapidamente galerias cilíndricas. As larvas medem cerca de 4,5 mm, em seu último ínstar, enquanto a pupa mede aproximadamente 4,0 mm de comprimento e tem coloração semelhante às larvas. O adulto é um besouro de corpo ovalado, de coloração castanho-avermelhada, recoberto por pelos claros. O comprimento varia de 2 mm a 4 mm, sendo as fêmeas maiores que os machos. Suas antenas são dentadas e salientes. O ciclo completo é de

30 a 90 dias e apresenta cerca de três a 11 gerações por ano (BOOTH et al., 1990; HOWE, 1957; LORINI et al., 2010b; MOUND, 1989; FERRI, 2014).

Fotos: Irianeu Lorini

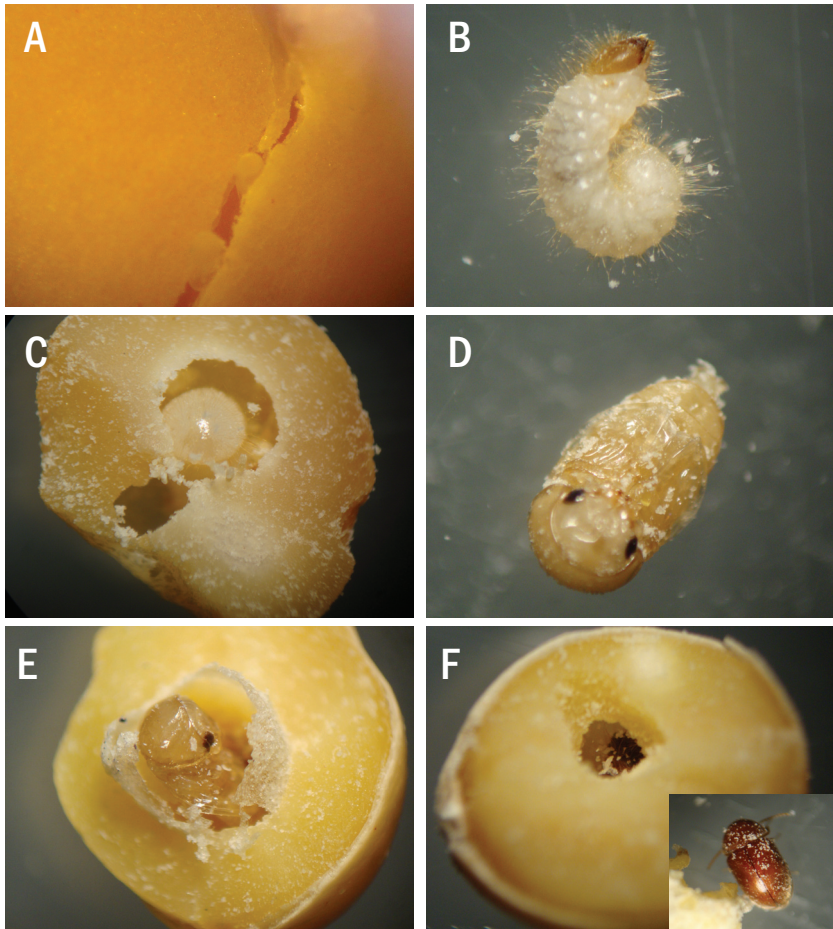


Figura 4. Fases do desenvolvimento do besourinho dos cereais, *Lasioderma serricorne* em grãos de soja armazenada: postura no grão (a), larva (b), larva no grão (c), pupa (d), pupa no grão (e), adulto no grão (f). Fonte: Lorini (2012)

Pesquisas desenvolvidas na Embrapa Soja evidenciaram que a praga consome, sobrevive e se desenvolve adequadamente em dieta de grãos de soja, em laboratório (LORINI, 2012; FERRI, 2014). Foi possível obter

mais de 800 insetos adultos, após 140 dias do desenvolvimento em frascos de vidro com 220 gramas de grãos de soja. O consumo de grãos de soja aumentou conforme o aumento da infestação inicial, por causa da multiplicação da espécie, demonstrando sua ampla adaptação em grãos de soja, durante o armazenamento. O consumo de grãos foi superior a 39% no período de 140 dias de armazenamento, considerando uma infestação inicial de 150 ou 200 insetos adultos, enquanto esse consumo foi de 20% com infestação inicial de 50 insetos adultos. Estes resultados evidenciaram o desenvolvimento de *L. serricorne* em grãos de soja durante o armazenamento, com elevado potencial de destruição e consumo do produto armazenado (LORINI, 2012).

2.1.5 *Oryzaephilus surinamensis* (Coleoptera: Silvanidae)

É uma espécie cosmopolita que ocorre em praticamente todas as regiões do mundo, sempre em produtos armazenados (Figura 5). No Brasil, a praga está presente em toda a região produtora de grãos, bem adaptada às regiões climáticas de produção, com preferência por climas quentes onde tem sua melhor distribuição.

É considerada uma praga que infesta uma grande variedade de *commodities*, especialmente cereais, frutos secos e oleaginosas. Assim, grãos de milho, trigo, arroz, soja, cevada, aveia, entre outros, são os mais procurados pela espécie. Também é uma praga infestante de estruturas de armazenamento, como moegas, máquinas de limpeza, elevadores, secadores, túneis, fundos de silos e caixas de expedição.

Os adultos são besouros alongados, achatados, de coloração vermelho-escuro, com comprimento variável de 1,7 mm a 3,3 mm (Figura 5). Possuem três carenas longitudinais no pronoto, além de apresentarem seis dentes laterais, o que permite identificá-los (BOOTH et al., 1990). O ciclo de vida varia muito, e os adultos podem sobreviver até 450

dias. As fêmeas fazem a postura em orifícios dos grãos ou no interior da massa de grãos, podendo colocar de 20 a 352 ovos, dependendo da dieta e das condições do meio (BECKEL et al., 2007; LORINI, 2008).

A praga é considerada secundária pois ataca grãos quebrados, fendidos e restos de grãos. Pode danificar a massa do grão, sendo o dano expressivo quando ocorre 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 (LORINI, 2008; 2012).

Fotos: Irineu Lorini

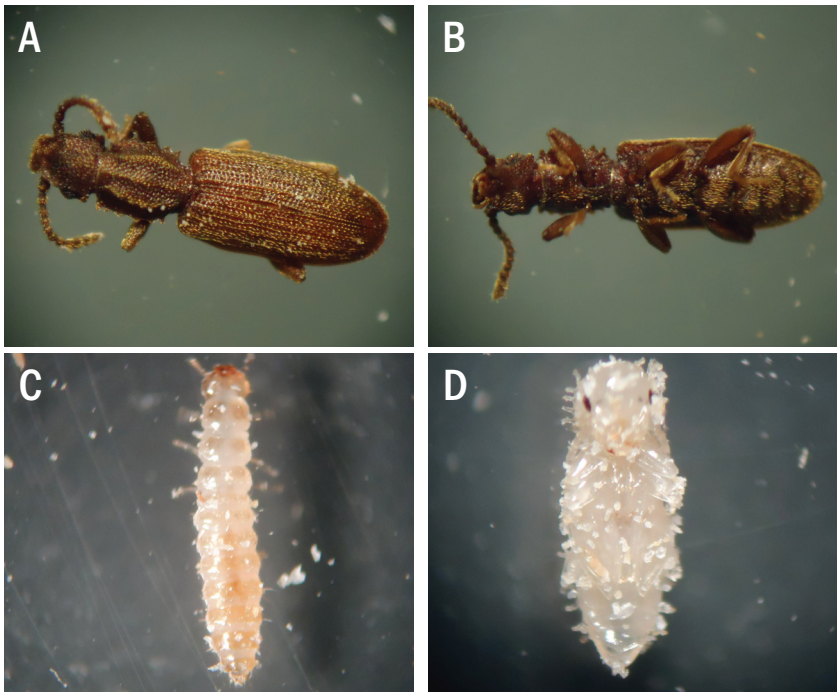


Figura 5. Inseto adulto de *Oryzaephilus surinamensis*. Adulto dorsal (a), adulto ventral (b), larva (c) e pupa (d).

2.1.6 *Cryptolestes ferrugineus* (Coleoptera: Cucujidae)

É uma espécie cosmopolita (Figura 6) encontrada em várias partes do mundo onde existem produtos secos. No Brasil, ocorre em toda a região produtora de grãos e sementes. Geralmente associado a outras espécies pragas de produtos armazenados, nas regiões mais quentes do país.

Esta é uma praga secundária de maior importância na armazenagem de soja, milho, trigo, arroz, cevada e aveia, além de infestar frutos secos e nozes (BOOTH et al., 1990). Também é uma praga infestante de estruturas de armazenamento como moegas, máquinas de limpeza, elevadores, secadores, túneis, fundos de silos e caixas de expedição (LORINI, 2012).

Os adultos (Figura 6) são pequenos besouros de, aproximadamente, 2,5 mm de comprimento, de corpo achatado 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, e cada 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, possuindo, portanto, elevado potencial de reprodução, em relação a outras pragas de armazéns (LORINI, 2008).

Fotos: Irineu Lorini



Figura 6. Inseto adulto de *Cryptolestes ferrugineus*. Dorsal (a) e ventral (b).

A praga 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 deles. Da mesma forma que *O. surinamensis*, aparece em grande quantidade em armazéns, após o tratamento com inseticidas, pois é tolerante a esses tratamentos. É necessário estudar e determinar o potencial de dano desse inseto, tendo em vista a facilidade de reprodução em massas de grãos armazenados e o nível de resistência aos inseticidas empregados (LORINI, 2012).

2.1.7 *Acanthoscelides obtectus* (Coleoptera: Bruchidae)

O caruncho-do-feijão (Figura 7) é uma praga primária de produtos armazenados, atacando principalmente leguminosas como feijão. Está adaptado tanto para viver e reproduzir em regiões tropicais como nas temperadas, em condições de baixa umidade. Os adultos de *A. obtectus* medem de 2 a 4mm de comprimento e são de coloração pardo-escuros, com pontuações avermelhadas no abdome, pernas e antenas; os olhos são distintamente emarginados e os fêmures posteriores possuem um largo espinho ventral. As fêmeas são maiores que os machos (PEREIRA, 1993).

Os ovos podem ser colocados nas vagens ainda no campo ou diretamente nos grãos e sementes armazenadas; cada fêmea deposita de 40 a 60 ovos e a eclosão ocorre em 3 a 9 dias. O desenvolvimento larval compreende 4 instares e dura de 12 a 150 dias, de acordo com as condições ambientais. Condições ótimas são de aproximadamente 30 °C e 70% de UR, sendo o desenvolvimento mais lento abaixo de 18 °C (PEREIRA, 1993).

As larvas são brancas, curvadas, de corpo robusto e são encontradas no interior dos grãos e sementes. O empupamento ocorre dentro das sementes broqueadas e dura normalmente de 8 a 25 dias. Os adultos

são bons voadores e iniciam as infestações de campo vindo dos armazéns, porém não se alimentam e têm vida curta. O ciclo de vida pode ser completado em apenas 23 dias e é por isso que esta espécie tem um grande potencial de desenvolvimento. Tipicamente têm uma ou duas gerações no campo seguidas pelo crescimento contínuo nos grãos ou sementes armazenadas. Em regiões de clima tropical ocorrem normalmente 6 gerações por ano (PEREIRA, 1993).

Causa prejuízos consideráveis, como perda de peso, redução da qualidade nutricional, do poder germinativo das sementes e a introdução de contaminantes secundários, como fungos, e micotoxinas. Muitas infestações iniciam no campo e as larvas alimentam-se dos grãos em maturação. As larvas de *A. obtectus* alimentam-se dos cotilédones, podendo em cada grão ocorrer diversas, e em função do seu rápido desenvolvimento, há um alto potencial para o crescimento populacional. Desta maneira, os danos acumulados podem ser muito extensos (PEREIRA, 1993).

Fotos: Adriana de Marques Freitas



Figura 7. Inseto adulto de *Acanthoscelides obtectus*. Dorsal (a) e lateral (b).

2.1.8 *Sitotroga cerealella* (Lepidoptera: Gelechiidae)

Os adultos são mariposas com 10 mm a 15 mm de envergadura e 6 mm 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 coloração desde branca, no início, a marrom-escura, próximo à emergência do adulto. O período de ovo a adulto dura, em média, 30 dias. 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. Atacam também farinhas causando deterioração de produto pronto para consumo (LORINI, 2008).

2.1.9 *Plodia interpunctella* (Lepidoptera: Pyralidae)

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. 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, 2008).

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.

2.1.10 *Ephestia kuehniella* (Lepidoptera: Pyralidae)

A traça-dos-cereais normalmente ocorre em todas as regiões do mundo. No Brasil, está distribuída em toda região produtora de grãos de norte a sul e de leste a oeste do país. Ocorre no armazenamento de produtos durante o ano todo, desde que haja disponibilidade de alimento (LORINI, 2012).

O inseto foi relatado no cacau, no fumo, nos frutos secos, nos vegetais desidratados, nos cereais e nas oleaginosas. Grãos e sementes de soja, milho, sorgo, trigo, arroz, cevada e aveia são preferidos, além de produtos elaborados, como biscoitos, barras de cereais e chocolates (GALLO et al., 1988).

Os adultos (Figura 8) 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, onde 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 e a fase de pupa 7 dias. A longevidade de adultos é de, aproximadamente, 15 dias (LORINI; SCHNEIDER, 1994; LORINI, 2012).

Fotos: Adriana de Marques Freitas

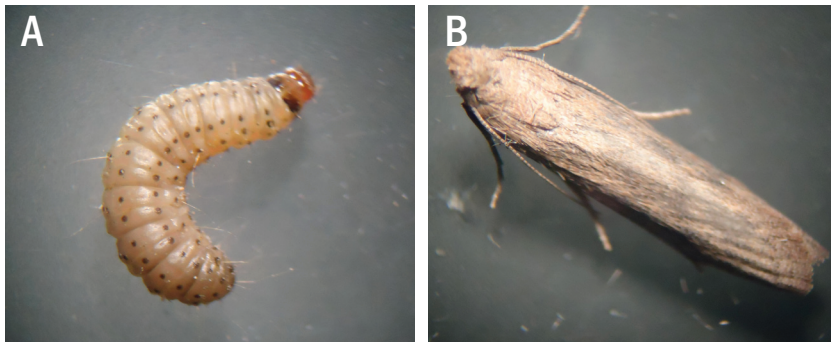


Figura 8. *Ephestia kuehniella*. Larva (a) e adulto (b).

É uma praga secundária, pois as larvas se desenvolvem sobre resíduos de grãos e de farinhas deixados pela ação de outras pragas. Seu ataque prejudica a qualidade dos grãos e das sementes armazenadas, por causa da formação de uma teia em sua superfície ou mesmo nas sacarias, durante o armazenamento. Penetra no interior dos lotes de sementes, fazendo a postura nas costuras da sacaria. É responsável pela grande quantidade de tratamentos em termonebulização nas unidades, durante o período de armazenamento.

3. LIMPEZA E HIGIENIZAÇÃO DAS INSTALAÇÕES DE UNIDADES ARMAZENADORAS

Medidas preventivas da infestação de pragas são as mais importantes na conservação de grãos, as mais simples de serem executadas e de menor custo. No entanto, são mais difíceis de serem implementadas pelos responsáveis de armazenagem.

Consistem na eliminação de todos os resíduos nas instalações, no armazém ou silo que receberá o produto, nos corredores, nas passarelas, nos túneis, nos elevadores, e nas moegas. 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 limpeza, os locais deverão ser higienizados através da termonebulização e/ou pulverização com inseticidas para eliminar os insetos presentes em paredes, em máquinas e em equipamentos. Os inseticidas registrados para essa situação são: pirimiphos-methyl, fenitrothion, deltamethrin, lambdacyhalothrin e bifenthrin.

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.

4. MÉTODOS DE CONTROLE DE PRAGAS

4.1 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). Assim, podem ser empregados para controle das pragas, isoladamente ou combinados, os seguintes métodos: temperatura, umidade relativa do ar, atmosfera controlada (CO₂, O₂, N₂), uso de pós inertes na dessecação (inseticida natural a base de terra de diatomáceas), remoção física, radiação, e luz e som.

4.1.1 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 insetos, e até mesmo para eliminá-los (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
	32 a 35	Lento crescimento populacional
Ótimo	25 a 32	Máxima taxa de 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 e Fields (1995).

A redução da temperatura da massa de grãos para menos de 13 °C, em geral, irá determinar a eliminação da população de pragas, uma vez que a taxa de multiplicação não será suficiente para que esta se mantenha. Essa baixa temperatura pode ser obtida 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 dos insetos; e b) decréscimo do número de insetos sobreviventes na massa de grãos e sementes (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 obtida com a introdução de ar aquecido e microondas, 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.

No trabalho de Souza et al. (2013), os resultados do efeito da temperatura na massa de grãos de trigo sobre a mortalidade de *R. dominica* demonstraram uma maior mortalidade nas temperaturas mais elevadas e nos tempos de exposição mais prolongados (Tabela 2). A mortalidade dos insetos adultos foi de 100%, quando expostos a temperaturas 47,5 °C e 60 °C, em todos os tempos de exposição (24 horas, 72 horas e 120 horas), com exceção de 47,5 °C por 24 horas. Comparando este resultado com a quantidade de adultos vivos na testemunha, é possível constatar que a temperatura teve efeito sobre a mortalidade de adultos de *R. dominica* ou seja, a população de adultos de *R. dominica* em trigo pode ser eliminada completamente,

ajustando a temperatura do silo e seu tempo de exposição. Embora houve uma redução estatística do número de descendentes produzidos na geração (F_1), nos tratamentos onde a temperatura foi de 47,5 °C e 60 °C, não ocorreu a extinção da população, uma vez que as fases jovens do ciclo de vida da praga não foram eliminados com o tratamento térmico (Tabela 2). Já o tratamento térmico do grão com temperatura de 35 °C, independente do tempo de exposição, não apresentou diferença significativa do tratamento testemunha, não demonstrando nenhum efeito negativo sobre o desenvolvimento da praga (Tabela 2).

Tabela 2. Efeito da temperatura da massa de grãos de trigo sobre a mortalidade de insetos adultos de *Rhyzopertha dominica* e na produção de descendentes (F_1), 60 dias após a exposição. Londrina PR 2012.

Tratamentos (temperaturas e tempo de exposição)	Nº adultos mortos (F_0) após a exposição ¹	Nº adultos vivos (F_0) após a exposição ²	Nº adultos produzidos 60 dias após (F_1) ³
35 °C e 24h	7,25d	161,00a	2609,00a
35 °C e 72h	42,25b	133,25a	1959,50b
35 °C e 120h	22,75bc	137,75a	2327,25ab
47,5 °C e 24h	191,50a	7,50b	165,50c
47,5 °C e 72h	200,00a	0,00b	19,75d
47,5 °C e 120h	200,00a	0,00b	2,00d
60 °C e 24h	200,00a	0,00b	43,25cd
60 °C e 72h	200,00a	0,00b	18,75d
60 °C e 120h	200,00a	0,00b	17,75d
Testemunha	13,22cd	157,11a	2355,11ab
CV(%)	6,88	13,88	11,19

¹ Avaliação da mortalidade realizada após o período de exposição da praga a temperatura no silo protótipo.

² Número de insetos adultos sobreviventes a exposição na temperatura indicada. Infestação inicial de 200 insetos adultos. ³ Número de insetos adultos produzidos na primeira geração (F_1), após a exposição a temperatura. Para análise estatística os dados foram transformados em raiz quadrada de $x+0,5$. Médias seguidas de mesma letra na coluna, não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de significância. Fonte: Souza et al. (2013)

De acordo com Souza et al. (2013), os resultados permitem concluir que a temperatura pode ser usada como uma ferramenta eficaz no controle de adultos de *R. dominica* em grãos de trigo, desde que usadas temperaturas superiores a 47,5 °C por um tempo superior a 24 horas. Porém, a extinção da população deste inseto infestante da massa de grãos de trigo não é possível com uso da temperatura de até 60 °C aplicada no grão por até 120 horas contínuas. Também

salientam que a qualidade do grão deve ser cuidadosamente avaliada pois o tratamento térmico pode danificar a qualidade reológica do grão de trigo e prejudicar a panificação.

4.1.2 Umidade relativa do ar

O efeito da umidade relativa do ar geralmente está associado à temperatura no desenvolvimento de pragas de grãos e sementes armazenadas, e esta, à umidade de armazenamento. A umidade relativa do ar ótima para as principais pragas de grãos e sementes armazenadas situa-se em torno de 70%, na qual as espécies têm melhor desenvolvimento. 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 produto armazenado, estará contribuindo para eliminar o efeito de pragas (BANKS; FIELDS, 1995). Como exemplo, Evans (1982), citado por Banks e Fields, (1995), verificou decréscimo na longevidade média de *S. oryzae* de 24,0 semanas 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.

4.1.3 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 concentração de O₂, 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 que as instalações do armazém ou do silo sejam herméticas, caso contrário poder-se-á ter insucessos e elevados custos. Como exemplo, na Tabela 3 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.

Tabela 3. Composição típica da atmosfera controlada criada em ambientes de armazenagem herméticos.

Tipo de atmosfera controlada	Fonte de atmosfera controlada	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	1,0
Baixo O_2	Combustão de gases	0,5	20,8	78,2	0,5
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	1,0
Alto CO_2	CO_2 líquido ou outras fontes (> 98% puro)	4,2	80,0	15,6	0,2
Alto CO_2	CO_2 líquido ou outras fontes (> 98% puro)	8,4	60,0	31,2	0,4
Alto CO_2	CO_2 líquido ou outras fontes (> 98% puro)	12,6	40,0	46,9	0,5

Fonte: Banks e Fields (1995).

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).

A 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. Assim, são apresentados apenas alguns pontos importantes e que podem ser aplicados à realidade brasileira de armazenagem.

4.1.4 Uso de pós inertes na dessecação

O uso de pós inertes para controlar pragas de grãos armazenados é uma técnica antiga 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 apresentando atualmente, como falhas de controle, resíduos em alimentos e resistência pelas pragas, estão proporcionando a retomada desse método muito eficaz no controle de pragas de sementes e grãos armazenados. Já existem formulações comerciais de alguns pós inertes no Brasil. 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 desses fósseis é sílica, contendo também outros minerais, como alumínio, ferro, magnésio e sódio. 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).

4.1.4.1 Inseticida natural à base de terra de diatomáceas

O pó inerte à base de terra de diatomáceas é proveniente de fósseis de algas diatomáceas, que possuem naturalmente fina camada de sílica, e pode ser de origem marinha ou de água doce. O preparo da terra de diatomáceas para uso comercial é feito por extração, secagem e moagem do material fóssil, o qual resulta em pó seco, de fina granulometria. No Brasil, apenas dois produtos comerciais, Insecto® e Keepdry®, à base de terra de diatomáceas, estão registrados como inseticidas e são indicados para controle de pragas no armazenamento de sementes e de grãos.

O tamanho reduzido do corpo dos insetos e seus apêndices longos e delgados resultam em área de grande superfície de evaporação por unidade de volume. Sabe-se que os insetos morrem quando perdem cerca de 30% de seu peso total ou 60% do teor corpóreo de água e que estes são protegidos da desidratação por uma barreira lipídica epicuticular com espessura média de 0,25 µm. Em virtude dos insetos

de produtos armazenados viverem em ambientes cujas condições são muito secas, a conservação de água é crucial para sua sobrevivência. O pó inerte adere à epicutícula dos insetos por carga eletrostática, levando à desidratação corporal, em consequência da ação de adsorção de ceras da camada lipídica pelos cristais de sílica ou de abrasão da cutícula ou de ambas. Quando as moléculas de cera da camada superficial são adsorvidas pelas partículas de sílica, ocorre o rompimento da camada lipídica protetora, o que permite a evaporação dos líquidos do corpo do inseto (GOLOB, 1997; KORUNIC, 1998).

A atividade inseticida do pó inerte, entretanto, pode ser afetada pela mobilidade dos insetos, pelo número e distribuição de pêlos na cutícula, pelas diferenças quantitativas e qualitativas nos lipídios cuticulares das diferentes espécies de insetos, pelo tempo de exposição e pela umidade relativa do ar, fatores que influenciam a taxa de perda de água, afetando consequentemente a eficiência dos pós inertes (EBELING, 1971; LE PATOUREL, 1986; ALDRYHIM, 1990; BANKS; FIELDS, 1995; GOLOB, 1997; KORUNIC, 1998; LORINI et al., 2003).

Trabalhos de pesquisa (LORINI et al., 2002b, 2003) demonstraram que, para o tratamento dos grãos trigo, cevada, milho e arroz, a eficiência de controle chega a 100% das pragas *R. dominica* e *S. oryzae*, em todos estes grãos na dosagem de 1,0 kg/t de grãos (Tabela 4), já para as pragas *C. ferrugineus* esta mortalidade é atingida com dosagens mais reduzidas (Tabela 5). Para as sementes, a terra de diatomáceas pode ser usada diretamente, polvilhando-a no momento imediatamente anterior ao ensaque. Tanto a composição química da terra de diatomáceas como a granulometria da formulação influenciam diretamente a sua eficácia no controle das pragas de armazenamento (ROSSATO, 2013). A dose empregada é de 1-2 kg de terra de diatomáceas por tonelada de grãos ou sementes (Tabela 6). Esse tratamento é realizado com auxílio de uma máquina desenvolvida especificamente para aplicação

do produto, a qual proporciona mistura homogênea do produto, o que é fundamental para o sucesso do controle de pragas. O produto também pode ser usado para o tratamento de estruturas de armazenamento de grãos e sementes, polvilhando-se as paredes na dose 20g/m² para evitar a infestação externa de pragas. O tratamento de sementes e/ou grãos com terra de diatomáceas possui algumas vantagens em relação aos demais tratamentos, tais como: a) controle das diversas pragas que atacam grãos e sementes armazenadas; b) longo efeito residual; c) segurança para os operadores manusearem o produto, pois é de origem natural; d) controle de populações de pragas resistentes aos

Tabela 4. Efeito inseticida da terra de diatomáceas (Insecto) sobre *Rhyzopertha dominica* e sobre *Sitophilus oryzae* em grãos armazenados de trigo, de arroz, de milho e de cevada.

Grão/inseticida	Dose (g/t)	Infestação Inicial ⁽¹⁾	<i>Rhyzopertha dominica</i>		<i>Sitophilus oryzae</i>	
			n ⁽²⁾	E(%) ⁽³⁾	n ⁽²⁾	E(%) ⁽³⁾
Trigo:						
Insecto	500	20,0	13,00b	62	6,25c	30
Insecto	750	20,0	17,25a	85	8,50b	40
Insecto	1000	20,0	20,00a	100	20,00a	100
Sem tratamento	0	20,0	1,75c	-	0,75d	-
C.V. (%)			6,3		7,0	
Arroz:						
Insecto	500	20,0	19,25a	95	16,25b	79
Insecto	750	20,0	20,00a	100	18,50ab	91
Insecto	1000	20,0	20,00a	100	20,00a	100
Sem tratamento	0	20,0	3,50b	-	2,25c	-
C.V. (%)			4,5		5,6	
Milho:						
Insecto	500	20,0	10,75b	52	4,25c	19
Insecto	750	20,0	20,00a	100	17,50b	87
Insecto	1000	20,0	20,00a	100	20,00a	100
Sem tratamento	0	20,0	0,75c	-	0,50d	-
C.V. (%)			5,6		4,2	
Cevada:						
Insecto	500	20,0	20,00a	100	3,25c	9
Insecto	750	20,0	20,00a	100	11,75b	55
Insecto	1000	20,0	20,00a	100	20,00a	100
Sem tratamento	0	20,0	2,00b	-	1,50d	-
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 (ABBOTT, 1925).

Fonte: Lorini (1994b).

Tabela 5. Eficiência da terra de diatomáceas (Insecto) aplicada em grãos de trigo no controle de *Rhizopertha dominica*, de *Sitophilus oryzae* e de *Cryptolestes ferrugineus*.

Inerte	Dose (g/t)	Infestação Inicial ⁽¹⁾	<i>R. dominica</i>		<i>S. oryzae</i>		<i>C. ferrugineus</i>	
			n ^o (²)	E(%)(³)	n ^o (²)	E(%)(³)	n ^o (²)	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 (ABBOTT, 1925).

Fonte: Lorini (1994b).

inseticidas químicos e não promove a resistência em insetos. Trata-se de produto seguro para o usuário e de efeito inseticida duradouro, pois não perde eficácia ao longo do tempo. O uso de pós inertes à base de terra de diatomáceas para controlar pragas em grãos e sementes armazenadas é um avanço substancial no setor, pois vem ao encontro das exigências dos usuários por produtos eficientes e que respeitem a saúde das pessoas e o ambiente. Exemplos de eficácia podem ser encontrados nos trabalhos desenvolvidos visando o controle das principais pragas de trigo, de arroz, de milho e de cevada, e que demonstraram excelente performance da terra de diatomáceas (Tabelas 4 e 5) (LORINI, 1994b, 1999; LORINI et al., 2002b; MORAS, 2005; ROSSATO, 2013). Seu uso também foi validado na armazenagem de propriedade familiar, em que demonstrou elevada eficácia (LORINI et al., 2001). Isso confirma o potencial desse produto como protetor de grãos.

Tabela 6. Inseticidas indicados para tratamento preventivo e/ou curativo de pragas de grãos e sementes armazenadas.

Nome	Dose (l.a.)	Nome comercial	Dose comercial/t	Formulação ⁽¹⁾	Concentração (g l.a./l.kg)	Intervalo de segurança ⁽²⁾	Classe toxicológica	Registrante
Fosfina ⁽³⁾	2,0 g/m ³	Gastoxin/GastoxinB57	6g	PF	570	4 dias	I	Bernardo Química
Fosfina ⁽³⁾	2,0 g/m ³	Phostek	6g	PF	570	4 dias	I	Bernardo Química
Fosfina ⁽³⁾	2,0 g/m ³	Phostoxin	6g	PF	560	4 dias	I	Detia Degesch
Fosfina ⁽³⁾	2,0 g/m ³	Fertox	6g	PF	560	4 dias	I	Fersol
Terra de diatomáceas	0,9–1,7kg/t	Insecto	1–2kg/t	Pó	867	-	IV	Bernardo Química
Terra de diatomáceas	0,9–1,7kg/t	Keepdry	1–2kg/t	Pó	860	-	IV	Irrigação Dias Cruz
Deltamethrin	0,35–0,50 ppm	K-Obiol	14–20 ml	CE	25	30 dias	III	Bayer
Bifenthrin	0,40 ppm	ProStore	16 ml	CE	25	30 dias	III	FMC
Bifenthrin	0,40 ppm	Starion	16 ml	CE	25	30 dias	III	FMC
Lambda-cyhalothrin	0,35–0,50 ppm	Actelliclambda	7–10 ml	CE	50	42 dias	III	Syngenta
Fenitrothion	5,0–10,0 ppm	Sumigran	10–20 ml	CE	500	120 dias	II	Iharabras
Pirimiphos-methyl	4,0–8,0 ppm	Actellic	8–16 ml	CE	500	45 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.

4.1.5 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 formam o foco inicial de infestação, será eliminada.

4.1.6 Radiação

Muitas espécies de insetos são sensíveis a tipos de radiação. Basicamente existem dois tipos de radiação ionizante para controle de insetos: a) radiação gama produzida por ^{60}Co ou ^{137}Cs , e b) aceleração de elétrons. Verificou-se que a radiosensibilidade de insetos diminui na seguinte ordem: ovo, larva, pupa e adulto. Assim, as doses que matam adultos são tomadas como máximas para tratamento de grãos. Existe também a possibilidade de irradiar insetos para tornar as progêneses estéreis, o que auxiliaria no controle. O uso de radiação como método de controle, apesar de eficaz, 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).

4.1.7 Luz e som

A luz pode ser usada como atrativo para monitorar certas pragas de sementes e grãos armazenados. Quando associada a uma armadilha de captura, o monitoramento indica 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 1 MHz 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.

4.2 MÉTODOS QUÍMICOS

O uso de inseticidas químicos é um dos métodos de controle de pragas de grãos e sementes armazenadas 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.

4.2.1 Tratamento preventivo de grãos e sementes

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 60–90 dias, pode-se fazer tratamento químico preventivo de grãos ou sementes para proteção contra pragas. Esse tratamento consiste em aplicar inseticidas líquidos sobre os grãos, na correia transportadora, no momento de carregar o armazém ou no momento de ensaque das sementes, e homogeneizar de forma que todo o grão ou semente receba inseticida. Esse inseticida protegerá contra o ataque de pragas que tentarão se instalar na massa de grãos ou lote de sementes.

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 ineficiência de controle. Assim, é aconselhável deixar os grãos esfriarem por algum tempo para, antes de fazer a pulverização com inseticidas e proceder à armazenagem.

Para esse tratamento, é necessário instalar adequadamente o equipamento de pulverização (Figura 9), 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 ou homogeneizadores 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 (LORINI et al., 2002a). Recomenda-se a dosagem de 1,0 L a 2,0 L de calda/t, a ser pulverizada sobre os grãos, e uso dos inseticidas pirimiphos-methyl, fenitrothion, deltamethrin, bifenthrin ou lambdacyhalothrin (Tabela 6), 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, bifenthrin e lambdacyhalothrin, 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 6, 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, entre outros, podem ser obtidos na Tabela 6 ou nas indicações oficiais das comissões de pesquisa de trigo, de cevada e de milho (LORINI, 1994a, 2008; LORINI et al., 2010b).

Fotos: Irineu Lorini



Figura 9. Equipamento de pulverização de inseticidas para tratamento dos grãos no armazenamento.

4.2.2 Tratamento curativo (expurgo) de grãos e sementes

O expurgo ou fumigação é uma técnica empregada para eliminar pragas infestantes em sementes e grãos armazenados mediante uso de gás. Deve ser realizado sempre que houver infestação no lote, silo ou armazém. Esse processo pode ser realizado nos mais diferentes locais, desde que observadas a vedação do local a ser expurgado e as normas

de segurança para os produtos em uso. O gás liberado ou introduzido no interior do lote de sementes deve ficar nesse ambiente em concentração letal para as pragas. Por isso, qualquer saída ou entrada de ar deve ser vedada sempre com materiais apropriados, como lona de expurgo, com no mínimo 150 micras de espessura, ou equivalente, e confeccionada

Fotos: Irineu Lorini



Figura 10. Expurgo com fosfina em um lote de sementes de soja com uso da lona plástica específica para expurgo. A) lote de sementes a ser expurgado, B) lona de expurgo colocada sobre o lote de sementes, C) detalhe da vedação da lona de expurgo junto a base com colocação de “cobras de areia”, D) detalhe da vedação na confluência das laterais na base do lote.

Fonte: Lorini et al. (2013)

A fosfina (PH_3 , proveniente de fosfeto de alumínio ou de magnésio) é um biocida geral, um gás altamente tóxico, que é liberado na presença de umidade do ar, sendo eficaz no controle de todas as fases (ovo, larva, pupa e adultos) das pragas de grãos e sementes armazenadas (LORINI,

2012; LORINI et al., 2013). Embora seu uso em grãos e sementes esteja sendo feito há muitos anos, e em vários produtos, apenas recentemente passou a ser usado em sementes de soja, devido à presença de pragas durante o armazenamento. Todo manuseio da fosfina para realizar o expurgo deve ser feito com EPIs adequados (mascaras de proteção respiratória para gases tóxicos, botas de borracha, luvas impermeáveis, macacão impermeável de mangas compridas, capacete, óculos etc), e seguindo procedimentos operacionais de segurança do operador como aqueles descritos por Celaro (2002) e Procedimento... (2011a, 2011b). Tanto no momento de colocar as pastilhas de fosfina, quanto no momento de liberar o expurgo (retirar a lona ou abrir o silo), as pessoas devem estar protegidas com os EPIs, e o local deve estar ventilado. Especial cuidado deve-se ter ao retirar a lona do silo ou lote de sementes, pois existe alta concentração do gás fosfina, que deve ser ventilado imediatamente para que o mesmo se dissipe e degrade na atmosfera com o oxigênio. O armazém deve estar com as portas abertas e com ventilação forçada para permitir a remoção do gás remanescente. É proibida a presença de pessoas sem EPI em armazéns onde estão sendo conduzidas operações de expurgo, devido o eminente risco de intoxicação.

Para a boa eficiência do expurgo, a distribuição do gás deve ser uniforme em todos os pontos da massa de grãos ou sementes a serem tratadas, controlando assim todas as pragas, nas suas diferentes formas do ciclo de vida (LORINI et al., 2013). A taxa de liberação do gás fosfina proveniente das pastilhas fumigantes, determinará o tempo necessário para a mortalidade total das pragas e eficiência do processo de expurgo.

Em estudos de monitoramento da concentração de gás fosfina (LORINI et al., 2011), observou-se a liberação gradual e uniforme do gás fosfina ao longo do tempo, indicando que a reação de liberação do gás PH_3 , proveniente das pastilhas fumigantes, ocorreu atingindo

concentrações elevadas até o final do experimento. Houve liberação de gás fosfina já a partir de meia hora após introdução das pastilhas na câmara, aumentando lentamente até 8 horas, e rapidamente após 24 horas de liberação, atingindo níveis superiores a 1.200 ppm de gás PH_3 após 72 horas. Esta concentração alta se manteve até o final do experimento a 240 horas da liberação das pastilhas fumigantes (). As quatro formulações contendo fosfina (Phostek®, Gastoxin® B57, ®Phostoxin e Fertox®), foram semelhantes na liberação do gás PH_3 proveniente das pastilhas, indicando que todas liberam fosfina de igual maneira. A temperatura e umidade relativa do ar, durante todo período de avaliação, foram de 24 ± 1 °C e de $40 \pm 5\%$, respectivamente, o que são consideradas de medianas a baixas para que ocorra a rápida liberação do gás fosfina proveniente das pastilhas fumigantes (LORINI et al., 2011). Quando a temperatura do local a ser expurgado for inferior a 10 °C ou a umidade relativa do ar for inferior a 25%, desaconselha-se a realização do expurgo devido à dificuldade de acontecer a reação de liberação do gás fosfina.

Para que um expurgo seja eficiente, ou seja, para que todas as fases de vida do inseto (ovo, larva, pupa e adultos) sejam eliminadas, a

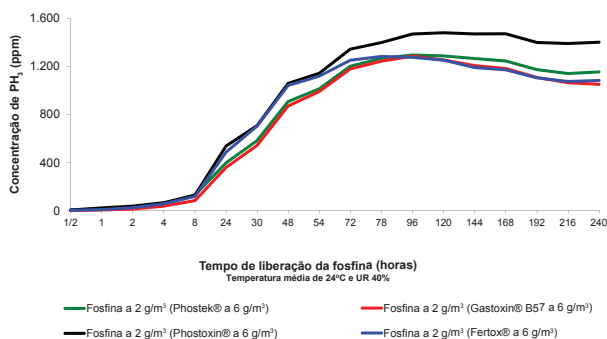


Figura 11. Monitoramento da concentração de gás fosfina (PH_3) liberado após exposição das pastilhas fumigantes provenientes de quatro formulações. Embrapa Soja, 2011.

Fonte: Lorini et al. (2011)

concentração de fosfina deve ser mantida por no mínimo em 400 ppm por pelo menos 120 horas (LORINI et al., 2011), e a distribuição do gás no interior do silo deve ser uniforme. Conforme estes autores, a concentração de fosfina, após a liberação das pastilhas, ficou acima de 400 ppm a partir das primeiras 24 horas e manteve-se em todas formulações avaliadas neste patamar, até o final do experimento as 240 horas (Figura 11).

Em pesquisas realizadas na Embrapa Soja com sementes de soja, estudou-se o efeito do expurgo em diferentes concentrações de fosfina sobre a qualidade fisiológica da semente. Para tanto, selecionaram-se duas cultivares com dois níveis de vigor por cultivar, determinado por meio do teste de tetrazólio. Na cultivar Embrapa 48 os índices de vigor eram 93% e 82% e na cultivar CD202 os índices de vigor eram 69% e 62% (Figuras 12 e 13), tendo sido usado as concentrações de 1,0 g, 2,0 g e 3,0 g de $\text{PH}_3 \cdot \text{m}^{-3}$, conseguidas pela aplicação de 3,0 g, 6,0 g e 9,0 g do produto comercial Fertox®. Diariamente, durante sete dias, a concentração do gás fosfina no interior de cada câmara foi monitorada através do medidor Silocheck (Figura 14a) (KRZYZANOWSKI et al., 2013; LORINI et al., 2011).

Nas Figuras 12 e 13 observa-se que a concentração de fosfina se manteve elevada nas câmaras durante todo o período do experimento, permitindo a exposição das sementes ao gás nas concentrações determinadas. Mesmo a dose mais baixa, manteve a concentração superior aos 400 ppm que é a referência técnica de concentração mínima para a eliminação de todas as fases dos insetos praga de sementes armazenadas (DAGLISH et al., 2002).

Com relação à qualidade fisiológica da semente, avaliada por meio dos testes de germinação (REGRAS..., 2009), comprimento de plântulas, comprimento do hipocótilo e envelhecimento acelerado (KRZYZANOWSKI

et al., 1999), no referido estudo, os resultados relatados nas Tabelas 7 e 8 não detectaram efeitos deletérios entre os tratamentos aplicados, significando que a fosfina não prejudicou o desempenho fisiológico da semente. Os testes de comprimento de plântulas e de hipocótilo, que indicariam se houvesse toxidez da fosfina no desenvolvimento das plântulas originadas de sementes das duas cultivares, em ambos os níveis de vigor, não detectaram nenhuma alteração deletéria no desenvolvimento das mesmas sob as concentrações de fosfina avaliadas.

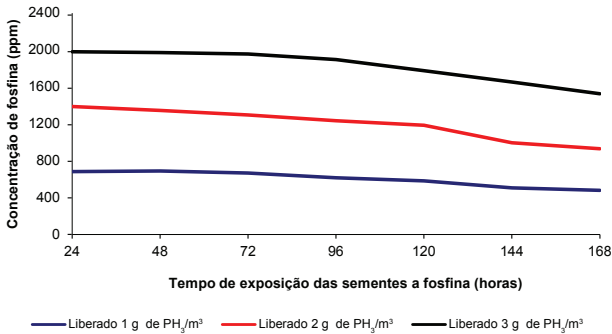


Figura 12. Monitoramento da concentração de fosfina (PH₃) durante o expurgo de sementes de soja cultivar Embrapa 48.

Fonte: Krzyzanowski et al. (2013)

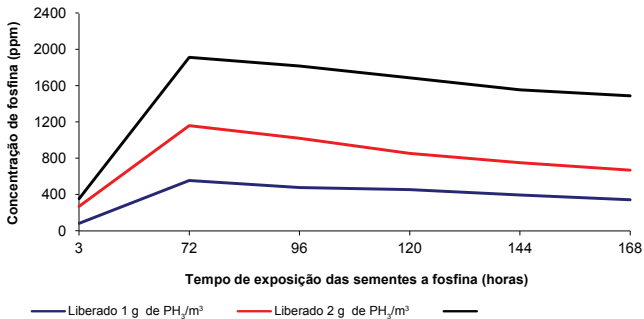


Figura 13. Monitoramento da concentração de fosfina (PH₃) durante o expurgo de sementes de soja cultivar CD 202.

Fonte: Krzyzanowski et al. (2013)

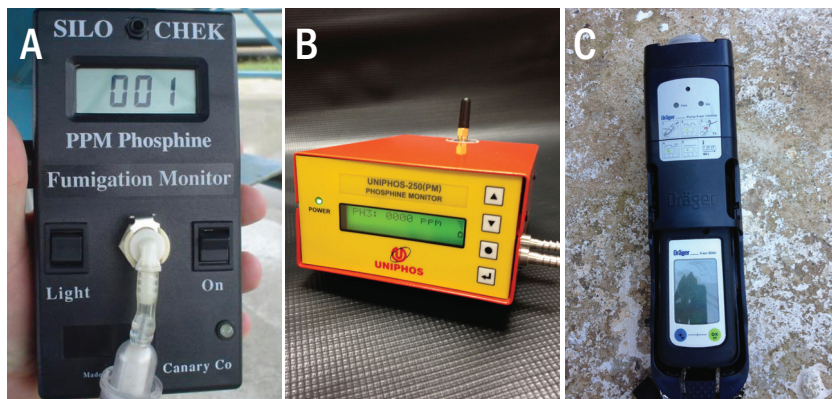


Figura 14. Medidores de fosfina (PH_3) usados para verificar a concentração do gás durante o expurgo de grãos e sementes. a) Silocheck; b) Uniphos; c) Draeger.

Tabela 7. Efeito do expurgo com diferentes níveis de fosfina sobre o desempenho fisiológico de sementes de Embrapa 48. Embrapa Soja.

Tratamentos		Germinação (%)	Envelhecimento Acelerado (%)	Comprimento de Plântula (cm)	Comprimento de Hipocótilo (cm)
Vigor	Testemunha	77*	72	29,4	9,3
TZ	1 Pastilha	75	67	28,1	9,3
82%	2 Pastilhas	73	69	27	9
	3 Pastilhas	77	70	28,6	9,8
Teste F		1,95 ^{ns}	1,03 ^{ns}	0,76 ^{ns}	0,62 ^{ns}
C.V. (%)		4	4	7,84	8,67
Vigor	Testemunha	84	84	28,5	9,1
TZ	1 Pastilha	87	85	29,8	9,7
93%	2 Pastilhas	88	85	29,7	9,6
	3 Pastilhas	87	84	29,3	9,6
Teste F		1,60 ^{ns}	0,98 ^{ns}	0,39 ^{ns}	0,22 ^{ns}
C. V. (%)		2,69	1,72	6,57	12,41

*As médias na coluna, no mesmo nível de vigor, não diferem entre si pelo teste F ($p \leq 0,05$).

Fonte: Krzyzanowski et al. (2013).

Segundo Lorini et al., (2013) o expurgo de sementes de soja com fosfina pode ser realizado com um período de exposição de 168 horas sem que haja qualquer prejuízo na qualidade fisiológica. O responsável técnico pelo armazenamento das sementes de soja deve seguir as recomendações técnicas preconizadas pelo Manejo Integrado de Pragas de Sementes Armazenadas – MIPSEMENTES, usando quando

Tabela 8. Efeito do expurgo com diferentes níveis de fosfina sobre o desempenho fisiológico de sementes de CD202. Embrapa Soja.

Tratamentos		Germinação (%)	Envelhecimento Acelerado (%)	Comprimento de Plântula (cm)	Comprimento de Hipocótilo (cm)
Vigor	Testemunha	77*	72	24,9	7,7
TZ	1 Pastilha	75	74	23,2	7,6
62%	2 Pastilhas	73	72	23,2	7,5
	3 Pastilhas	77	61	24,1	7,7
Teste F		0,68 ^{ns}	1,41 ^{ns}	1,01 ^{ns}	0,08 ^{ns}
C.V. (%)		2,67	7,08	7,07	10,21
Vigor	Testemunha	84	68	24,9	7,7
TZ	1 Pastilha	87	69	26,1	8,5
69%	2 Pastilhas	88	71	26,7	8,4
	3 Pastilhas	88	70	25,6	8,4
Teste F		0,52 ^{ns}	0,54 ^{ns}	0,82 ^{ns}	1,80 ^{ns}
C. V. (%)		2,39	4,96	6,35	6,47

*As médias na coluna, no mesmo nível de vigor, não diferem entre si pelo teste F ($p \leq 0.05$).

Fonte: Krzyzanowski et al. (2013).

necessário o expurgo das sementes com fosfina. Este expurgo deverá obedecer a concentração mínima de 400 ppm de fosfina em todos os locais onde foi realizado o tratamento, e um período mínimo nunca inferior a 120 horas de exposição ao gás. A medição da concentração do gás fosfina durante o expurgo deverá ser feita com auxílio de equipamentos medidores de concentração de fosfina, já disponíveis no mercado brasileiro.

Resultados semelhantes aos citados para sementes de soja, foram encontrados por Bridi et al. (2010) estudando o efeito do expurgo com fosfina em sementes de trigo, onde nenhum efeito negativo sobre o vigor das sementes de trigo foi identificado com exposição a dosagens de 1 g/m³ a 3 g/m³ de fosfina, durante 180 dias de armazenamento (Tabela 9). Além do vigor das sementes de trigo, os autores obtiveram resultados semelhantes nas demais características da qualidade fisiológica das sementes, demonstrando que a fosfina não possui efeito algum sobre qualidade de semente de trigo.

Moras (2012) verificou que a fosfina não altera a qualidade fisiológica de sementes de arroz (Tabela 10), avaliada pela submissão das sementes ao expurgo com fosfina para controle das pragas de armazenamento. No trabalho, as sementes foram submetidas a três expurgos consecutivos com fosfina, em intervalos de três meses, em dosagens que variaram de 1 g/m³ a 3 g/m³ de fosfina, com avaliação da germinação e vigor. Estes resultados confirmam que também para sementes de arroz, não há efeito da fosfina sobre a qualidade fisiológica durante o armazenamento.

Tabela 9. Efeito de concentrações de fosfina, através do expurgo, no vigor de sementes de trigo (envelhecimento acelerado), ao longo de 180 dias de armazenamento.

Tratamentos	Vigor (%) ⁽¹⁾		
	um dia ⁽²⁾	90 dias ⁽²⁾	180 dias ⁽²⁾
Fosfina a 1g/m ³	86,25 a	85,00 a	87,00 a
Fosfina a 2g/m ³	82,75 a	87,00 a	82,75 a
Fosfina a 3g/m ³	86,25 a	87,25 a	82,25 a
Testemunha	84,00 a	89,00 a	84,75 a
C.V.(%)	4,28	5,12	4,35

¹ Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de significância. ² Avaliação feita logo após o expurgo das sementes.

Fonte: Bridi et al. (2010)

Tabela 10. Efeito de concentrações de fosfina, através do expurgo, na germinação de sementes de arroz, cultivar Puita, ao longo de 180 dias de armazenamento.

Tratamentos	Período de armazenamento ¹		
	pré-armazenamento ²	90 dias ²	180 dias ²
Fosfina a 1g/m ³	88,50 a A	86,25 a B	84,50 a B
Fosfina a 2g/m ³	88,75 a A	86,00 a AB	81,00 a B
Fosfina a 3g/m ³	88,50 a A	82,50 a AB	82,75 a B
Testemunha	87,00 a A	82,75 a B	86,75 a A
C.V.(%)	1,00	2,00	1,86

¹ Médias seguidas de mesma letra, minúsculas na coluna e maiúsculas na linha, não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de significância. ² Avaliação feita logo após o expurgo das sementes.

Fonte: Moras (2012)

4.3 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 químicos, haverá pouca chance de sobrevivência de inimigos naturais neste ambiente, a menos que eles possam tolerar esses produtos.

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 monitorada e quantificada.

5. RESISTÊNCIA DE PRAGAS A INSETICIDAS

A resistência a inseticidas está aumentando mundialmente e constitui um dos maiores problemas de controle de pragas na atualidade. Registros de mais de 500 espécies de insetos e de ácaros que desenvolveram resistência a um ou mais grupos químicos são relatadas (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 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 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 (OPPENORTH, 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 modificação seletiva 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 *Rhizopertha dominica* (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; LORINI et al., 2007), *Sitophilus oryzae* (CHAMP; DYTE, 1976; PACHECO et al., 1990; SARTORI et al., 1990; SARTORI, 1993), *Sitophilus zeamais* (GUEDES et al., 1994, 1995), *Tribolium castaneum* (CHAMP; DYTE, 1976; PACHECO et al., 1990; SARTORI et al., 1990; SARTORI, 1993), *Cryptolestes ferrugineus* (PACHECO et al., 1990; SARTORI, 1993) e *Oryzaephilus surinamensis* (BECKEL, 2004; BECKEL et al., 2006), já foram detectadas raças resistentes aos inseticidas químicos usados para seu controle. 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. Dessa forma, o manejo da resistência das pragas aos inseticidas no ambiente de armazenagem de grãos é prática essencial, pois torna-se difícil controlar uma praga que apresenta resistência 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.

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 de redução da sensibilidade do sistema nervoso (LORINI, 1997; LORINI; GALLEY, 2001). Devido às falhas no controle da formulação comercial de deltamethrin, diferentes insetos coletados em diversas unidades armazenadoras de grãos submetidos ao teste de resistência apresentaram inicialmente um fator de resistência 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, em parte pelo mecanismo metabólico, mediante uso dos bloqueadores enzimáticos butóxido de piperonila e DEF, em parte pela mudança no comportamento das raças e em 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).

6. MONITORAMENTO DE PRAGAS NA MASSA DE GRÃOS

O sistema de monitoramento 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 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, 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. 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 abaixo (Tabela 11), 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 11. Ficha de monitoramento da Unidade Armazenadora no Programa MIPGRÃOS/MIPSEMENTES.

Ficha de monitoramento da Unidade Armazenadora no Programa MIPGRÃOS/MIPSEMENTES							
Instituição:							
Unidade:							
Data da implantação do MIPGRÃOS na Unidade:							
Responsável pela Avaliação na Unidade Armazenadora:							
Data desta Avaliação:							
Pragas encontradas							
Pontos de controle	<i>Rhyzopertha dominica</i>	<i>Sitophilus zeamais</i> ou <i>S. oryzae</i>	<i>Oryzaephilus surinamensis</i>	<i>Cryptolestes ferrugineus</i>	<i>Tribolium castaneum</i>	Traças	Roedores
Recepção							
Escritório/ classificação							
Moegas 1							
Moegas 2							
Setor 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							
Setor sementeiro							
Expedição							
Outros pontos							

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

Observação 1: Esta planilha deverá ser preenchida no mínimo a cada 15 dias pelo responsável pela Unidade Armazenadora. Essa serve de apoio à unidade de MIPGRÃOS para prever problemas de infestação de pragas e auxílio na tomada de decisão.

Observação 2: Acrescentar tantos pontos de controle quanto forem necessários para caracterizar 100% da sua unidade armazenadora.

REFERÊNCIAS

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

ACOMPANHAMENTO da safra brasileira: grãos: safra 2014/2015: sétimo levantamento. Brasília, DF: Conab, abr. 2015 Disponível em: <http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/15_04_10_09_22_05_boletim_graos_abril_2015.pdf>. Acesso em: 5 maio 2015.

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.

BECKEL, H. S. Resistência de populações de *Oryzaephilus surinamensis* (L.) (Coleoptera: Silvanidae) a inseticidas piretróides e organofosforados, em trigo armazenado. 2004. 103 f. Tese (Doutorado) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

BECKEL, H. S.; LORINI, I.; LAZZARI, S. M. N. Efeito do sinergista butóxido de piperonila na resistência de *Oryzaephilus surinamensis* (L.) (Coleoptera, Silvanidae) a deltametrina e fenitrotiom. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 50, n. 1, p. 110-114, 2006.

BECKEL, H. S.; LORINI, I.; LAZZARI, S. M. N. Rearing method of *Oryzaephilus surinamensis* (L.) (Coleoptera, Silvanidae) on various wheat grain granulometry. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 51, n. 4, p. 501-505, 2007.

BIRCH, L. C.; SNOWBALL, J. G. The development of eggs of *Rhizopertha 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**. Wallingford: CAB International, 1990. 384p.

BRASIL. Ministério da Agricultura, do Abastecimento e da Reforma Agrária. Comissão Técnica para Redução das Perdas na Agropecuária. **Perdas na agropecuária brasileira: relatório preliminar**. Brasília, DF, 1993. v. 1.

BRIDI, J.; LORINI, L.; SALVADORI, J. R. Efeito da fosfina em três concentrações na qualidade fisiológica da semente de trigo armazenado. In: CONFERÊNCIA BRASILEIRA DE PÓS-COLHEITA, 5., 2010, Foz do Iguaçu. **Anais...** Londrina: ABRAPÓS, 2010. p. 281-286.

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.

CELARO, J. C. Métodos curativos de controle de pragas de grãos armazenados. In: LORINI, I.; MIKE, L. H.; SCUSSEL, V. M. **Armazenagem de grãos**. Campinas: Instituto Bio Geneziz, 2002. p. 493-529.

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, 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.

DAGLISH, G. J.; COLLINS, P. J.; PAVIC, H., KOPITKE, R. Effects of time and concentration on mortality of phosphine-resistant *Sitophilus oryzae* (L) fumigated with phosphine. **Pest Management Science**, v. 58, p. 1015-1021, 2002.

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.

FERRI, G. C.. **Aspectos biológicos de *Lasioderma serricorne* (Fabricius, 1792) (Coleoptera: Anobiidae) em soja**. 2014. 47 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia), Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Centro de Ciências Agrárias, Universidade Estadual de Londrina, Londrina.

FRANÇA-NETO, J. B.; LORINI, I.; KRZYZANOWSKI, F. C.; HENNING, A. A.; MALLMANN, C. A. Ocorrência de contaminantes em grãos e sementes de soja armazenados em diversas regiões brasileiras. In: REUNIÃO DE PESQUISA DE SOJA DA REGIÃO CENTRAL DO BRASIL, 31., 2010, Brasília, DF. **Resumos...** Londrina: Embrapa Soja, 2010. p. 467-469.

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, 1983. p. 557-578.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R. P. L.; BATISTA, G. C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIM, J. D. **Manual de entomologia agrícola**. 2. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 1988. 649 p.

GENETIC, biochemical, and physiological mechanisms of resistance to pesticides. In: **PESTICIDE resistance: strategies and tactics for management**. Washington, D.C.: National Academy, 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, 1983. p. 769-792.

GEORGHIU, G. P. The magnitude of the resistance problem. In: **PESTICIDE resistance: strategies and tactics for management**. Washington: National Academy Press, 1986. p. 14-43.

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

GOLOB, P. Current status and future perspectives for inert dusts for control of stored product insects. **Journal of Stored Products Research**, v. 33, p. 69-79, 1997.

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, 1983. p. 299-331.

HOWE, R.W. A Laboratory study of the cigarette beetle, *Lasioderma serricorne* (F.) (Col., Anobiidae) with a critical review of the literature on biology. **Bulletin of Entomological Research**, v. 48, p. 9-56, 1957.

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.

KORUNIC, Z. Diatomaceous earths, a group of natural insecticides. **Journal of Stored Products Research**, v. 34, p. 87-97, 1998.

KRZYZANOWSKI, F. C.; VIEIRA, R. D.; FRANÇA-NETO, J. B. **Vigor de sementes: conceitos e testes**. Londrina: ABRATES, 1999. 219 p.

KRZYZANOWSKI, F. C.; LORINI, I.; FRANÇA-NETO, J. B.; HENNING, A. A. Effects of phosphine fumigation on the quality of soybean seeds. **Journal of Seed Science**, v. 35, n. 2, p. 179-182, 2013.

LE PATOUREL, G. N. J. The effect of grain moisture content on the toxicity of a sorptive silica dust to four species of grain beetle. **Journal of Stored Products Research**, v. 22, p. 63-69, 1986.

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. Insetos que atacam grãos de soja armazenados. In: HOFFMANN-CAMPO, C. B., CORRÊA-FERREIRA, B. S.; MOSCARDI, F. **Soja: manejo integrado de insetos e outros artrópodes-praga.** Brasília, DF: Embrapa, 2012. p. 421-444.

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

LORINI, I. **Manejo integrado de pragas de grãos de cereais armazenados.** Passo Fundo: Embrapa Trigo, 2008. 72 p.

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

LORINI, I.; COLLINS, P. J.; DAGLISH, G. J.; NAYAK, M. K.; PAVIC, H. Detection and characterisation of strong resistance to phosphine in Brazilian *Rhyzopertha dominica* (F.) (Coleoptera: Bostrychidae). **Pest Management Science**, v. 63, p. 358-364, 2007.

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. 5 p. (Embrapa Trigo. Comunicado técnico online, 63.) Disponível em: <http://www.cnpt.embrapa.br/biblio/p_co63.htm>. Acesso em: 5 maio 2015.

LORINI, I.; FERRI, G. C.; FREITAS, A. de M.; ROSSATO, C. Desenvolvimento de *Lasioderma serricorne* (F.) (Coleoptera: Anobiidae) em grãos de soja armazenada. In: CONFERÊNCIA BRASILEIRA DE PÓS-COLHEITA, 5., 2010, Foz do Iguaçu. **Anais...** Londrina: Abrapós, 2010a. p. 363-366.

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.; KRZYZANOWSKI, F. C.; FRANÇA-NETO, J. B.; HENNING, A. A. **Principais pragas e métodos de controle em sementes durante o armazenamento** – Série Sementes. Londrina: Embrapa Soja, 2010b. 12 p. (Embrapa Soja. Circular técnica, 73).

LORINI, I.; KRZYZANOWSKI, F. C.; FRANÇA-NETO, J. B.; HENNING, A. A. Monitoramento da liberação do gás PH₃ por pastilhas de fosfina usadas para expurgo de sementes. **Informativo Abrates**, v. 21, n. 3, p. 57-60, 2011.

LORINI, I.; KRZYZANOWSKI, F. C.; FRANÇA-NETO, J. B.; HENNING, A. A. **Expurgo da semente de soja com fosfina e seu efeito na qualidade fisiológica** – Série Sementes. Londrina: Embrapa Soja, 2013. 12 p. (Embrapa Soja. Circular técnica, 97).

LORINI, I.; MIKE, L. H.; SCUSSEL, V. M. **Armazenagem de grãos**. Campinas: IBG, 2002a. 983p.

LORINI, I.; MORÁS, A.; BECKEL, H. Pós inertes no controle das principais pragas de grãos armazenados. Passo Fundo: Embrapa Trigo, 2002b. (Embrapa Trigo: Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 8).

LORINI, I.; MORÁS, A.; BECKEL, H. **Tratamento de sementes armazenadas com pós inertes à base de terra de diatomáceas**. Passo Fundo: Embrapa Trigo, 2003. 4 p. (Embrapa Trigo. Comunicado técnico online, 113). Disponível em: <http://www.cnpt.embrapa.br/biblio/co/p_co113.htm>. Acesso em 5 mai 2015.

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, 1985. p. 9-56.

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, 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, 1983. p. 353-366.

MORAS, A. **Qualidade industrial de grãos de arroz (*Oryza sativa* L.) após tratamento com gás fosfina usado para controle de pragas no armazenamento.** 2012. 90f. Tese (Doutorado em Ciência e Tecnologia de Alimentos) - Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas.

MORAS, A. **Terra de diatomácea e ácido propiônico no controle de pragas de arroz (*Oryza sativa* L.) armazenado e influências nas características de consumo.** 2005. 73f. Dissertação (Mestrado em Ciências) - Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas.

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: GEORGHIU, G. P.; SAITO, T. (Ed.). **Pest resistance to pesticides: challenges and prospects.** New York: Plenum, 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, 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.

PEREIRA, P. R. V. S. Principais insetos que atacam grãos armazenados. In: SIMPÓSIO DE PROTEÇÃO DE GRÃOS ARMAZENADOS, 1993, Passo Fundo, RS. **Anais...** Passo Fundo: Embrapa-CNPT, 1993. p.104-116.

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, 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.

PROCEDIMENTO para operação de expurgo: silos. Curitiba: ABCAO, 2011a. Disponível em: <http://www.abcao.org.br/wp-content/uploads/2011/11/expurgo-silos.pdf>. Acesso em: 5 maio 2015.

PROCEDIMENTO para operação de expurgo: graneleiros. Curitiba: ABCAO, 2011b. Disponível em: <http://www.abcao.org.br/wp-content/uploads/2011/11/expurgo-graneleiros.pdf>. Acesso em: 5 maio 2015.

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.

REGRAS para análise de sementes. Brasília, DF: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, 2009. 395p.

ROSSATO, C. **Terra de diatomáceas no controle de pragas de armazenamento de soja, milho e trigo em função da composição físico-química.** 2013. 63f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Centro de Ciências Agrárias, Universidade Estadual de Londrina, Londrina.

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 malatim 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.

SOUZA, W. F. de; VARGAS, A. N.; VAL, J. B. R. do; FREITAS, A. de M. A.; LORINI, M. Control of temperature to suppress the population of *Rhyzopertha dominica* (F.) (Coleoptera, Bostrichidae) in a grain silo prototype. In: EUROPEAN CONTROL CONFERENCE, 2013, Zurich. **Proceedings...** Zurich: European Control Association, 2013. p. 4089-4093.

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.

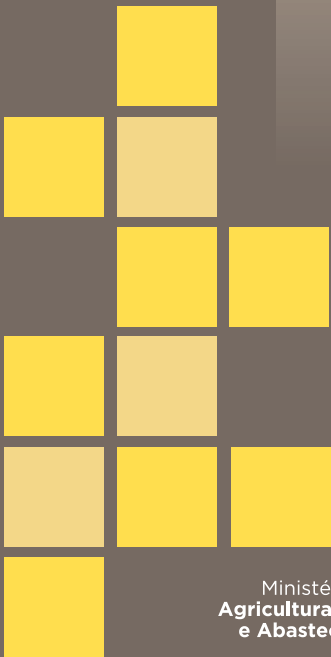
WEN, B.; BROWER, J. H. Competition between *Anisopteromalus calandrae* and *Choetospila elegans* (Hymenoptera: Pteromalidae) at different parasitoid densities on immature rice weevils (Coleoptera: Curculionidae) in wheat. **Biological Control**, v. 5, p. 151-157, 1995.

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.

Embrapa

Soja



Ministério da
**Agricultura, Pecuária
e Abastecimento**

GOVERNO FEDERAL
BRASIL
PÁTRIA EDUCADORA

CGPE 12063

