FEED THE FUTURE
The U.S. Government's Global Hunger & Food Security Initiative

Lagarta do funil do milho em África:

UM GUIA PARA O MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS

Primeira edição

USAID FROM THE AMERICAN PEOPLE

CIMMYT International Maize and Wheat Improvement Center

CGIAR RESEARCH PROGRAM ON Maize

FEED THE FUTURE
The U.S. Government's Global Hunger & Food Security Initiative

Lagarta do funil do Milho em África:

UM GUIA PARA O MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS

Primeira edição

Editores

B.M. Prasanna[1] | Joseph E. Huesing[2]
Regina Eddy[2] | Virginia M. Peschke[3]

Edição da versão em português por: Ivan Cruz e Sidney Parentoni

USAID FROM THE AMERICAN PEOPLE
CIMMYT International Maize and Wheat Improvement Center
CGIAR RESEARCH PROGRAM ON Maize

Em colaboração com parceiros internacionais e nacionais de pesquisa e desenvolvimento

[1]CIMMYT; [2]USAID; [3]Oakside Serviços Editoriais

“Feed the Future” é iniciativa da América para o combate a fome e a pobreza Mundial. Liderada pela USAID e aproveitando o apoio e a experiência de várias agências e departamentos do governo dos EUA, o “Feed the Future” reúne parceiros para ajudar alguns dos países mais pobres do Mundo a aproveitarem o poder da agricultura e do empreendedorismo para impulsionar suas economias e criar novas oportunidades. Para mais informações, visite www.feedthefuture.gov.

A Agência dos Estados Unidos para o Desenvolvimento Internacional (USAID) trabalha para acabar com a extrema pobreza global e permitir que sociedades democráticas e resilientes realizem seu potencial. A USAID investe em idéias que trabalham para melhorar a vida de milhões de homens, mulheres e crianças: investindo na produtividade agrícola para que os países possam alimentar seu povo; combater a mortalidade materna e infantil e doenças mortais como o HIV/SIDA, a malária e a tuberculose; fornecer assistência que salve vidas após o desastre; promover a democracia, os direitos humanos e boa governação em todo o Mundo; fomentar o desenvolvimento do setor privado e o crescimento econômico sustentável; ajudar as comunidades a se adaptarem a um ambiente em mudanças; e elevando o papel de mulheres e raparigas em todo o nosso trabalho. Para mais informações visite www.usaid.gov.

CIMMYT – O Centro Internacional de Melhoramento de Milho e Trigo – é líder global em pesquisas de milho e trigo financiado com recursos públicos e sistemas de produção agrícola relacionados. Com sede perto da Cidade do México, o CIMMYT trabalha com centenas de parceiros em todo o mundo em desenvolvimento para aumentar de forma sustentável a produtividade dos sistemas de produção de milho e trigo, melhorando assim a segurança alimentar global e reduzindo a pobreza. O CIMMYT é membro do Sistema CGIAR e lidera os Programas de Pesquisa do CGIAR sobre Milho e Trigo e a Plataforma de Excelência em Melhoramento. O Centro recebe apoio de governos nacionais, fundações, bancos de desenvolvimento e outras agências públicas e privadas. Para mais informações, visite www.cimmyt.org.

O Programa de Investigação em Milho do CGIAR (Milho) é uma colaboração internacional liderada pelo Centro Internacional de Melhoramento de Milho e Trigo (CIMMYT) e o Instituto Internacional de Agricultura Tropical (IITA) que busca mobilizar recursos globais em P & D para alcançar maior impacto nos sistemas de produção baseados no milho em África, Sul da Ásia e América Latina. A estratégia MAIZE baseia-se em aprendizados e experiências obtidas ao longo de décadas de amplas parcerias com parceiros nacionais e internacionais de pesquisa e desenvolvimento, incluindo instituições públicas e privadas e comunidades agrícolas. Para mais informações, visite www.maize.org.

© 2018. USAID e CIMMYT. Todos os direitos reservados. As designações empregues na apresentação de materiais nesta publicação não implicam a expressão de qualquer opinião por parte da USAID ou CIMMYT ou organizações contribuintes sobre a situação legal de qualquer país, território, cidade ou área, ou de suas autoridades, ou sobre a delimitação de suas fronteiras ou limites. A USAID e o CIMMYT encorajam o uso justo deste material. A citação apropriada é solicitada.

Citação correta: B.M. Prasanna, Joseph E. Huesing, Regina Eddy, Virginia M. Peschke, Ivan Cruz e Sidney Parentoni (eds). 2018. Lagarta do funil do milho em África: Um guia para o manejo integrado de pragas, Primeira edição. México, CDMX: CIMMYT.

Isenção de Responsabilidade: As opiniões expressas em vários capítulos desta publicação são de responsabilidade dos autores e não representam necessariamente as visões oficiais da USAID, do CIMMYT ou de outras organizações para as quais os autores trabalham.

Setembro de 2018; Primeira edição.

Prefácio

O mundo tem visto progressos significativos na luta contra a fome, a desnutrição e a extrema pobreza, embora ainda haja muito a fazer. Ao mesmo tempo, o surgimento e a rápida dispersão da lagarta do cartucho do milho (LCM; LFM; FAW, *Spodoptera frugiperda*) na África ameaça seriamente a segurança alimentar e a renda de milhões de pequenos agricultores. Dado ao que sabemos sobre o comportamento da praga nas Américas e das primeiras experiências na África, compromissos partilhados para reduzir a pobreza e a fome – expressos pelos Objetivos do Desenvolvimento Sustentável, pela Declaração de Malabo da União Africana e pelo G7 – podem ser difíceis de alcançar sem e ações concertadas e intensivas a todos os níveis. Em curto período após sua introdução em África, a LFM foi confirmada em mais de 30 países Africanos e é provável que se torne endêmica em muitos países Africanos. A sua maior preferência pelo milho, um alimento básico para mais de 300 milhões de famílias de pequenos agricultores Africanos, representa uma ameaça à segurança alimentar, nutrição e meios de subsistência.

Dada a enormidade do desafio, uma resposta eficaz requer uma ação coordenada da comunidade mais ampla possível – governos Africanos, instituições de pesquisa internacionais e nacionais, doadores, setor privado e sociedade civil. Uma base importante para essa ação deve ser uma compreensão do comportamento da LFM e das práticas de manejo que podem ajudar aos pequenos agricultores a controlar efetivamente a praga sem prejudicar a saúde humana e animal e o meio ambiente. Para este fim, convocamos especialistas de África e do mundo inteiro em Entebbe, Uganda (16-17 de setembro de 2017) para revisar e identificar opções de manejo para o controle da praga na África dentro de uma estrutura de Manejo Integrado de Pragas (MIP).

Esta publicação, intitulada. Lagarta do Funil do Milho em África: Um Guia para o Manejo Integrada de Pragas, é o resultado de contribuições de dezenas de instituições e indivíduos, aos quais expressamos nossa profunda apreciação. Esta comunidade de aprendizagem foi formada por especialistas e profissionais de instituições internacionais e nacionais de pesquisa e desenvolvimento com ampla experiência em biologia de pragas; prospecção de pragas, monitoria e vigilância; controle biológico; resistência da planta hospedeira; manejo de risco de pesticidas; manejo agronómico e paisagístico; e estratégias de MIP. Para abordar a rápida dispersão da LFM em África, temos trabalhado intensamente para revisar e destacar rapidamente as práticas de manejo cientificamente comprovadas que podem ser relevantes para os agricultores africanos, especialmente os pequenos agricultores. Pretendemos rever e publicar as edições subsequentes deste Guia do MIP da LFM, atualizando o conhecimento científico, as práticas de manejo, os protocolos e os resultados da pesquisa, à medida que surjam mais evidências sobre a eficácia de várias opções de manejo da LFM em África.

Nossa abordagem para o desenvolvimento desta publicação é guiada pelos Princípios de Roma desenvolvidos pelos líderes na Cimeira Mundial sobre Segurança Alimentar de 2009 para orientar acções urgentes para erradicar a fome. Em particular, procuramos trabalhar em parceria para:

- Garantir que as evidências científicas e o conhecimento orientem as recomendações sobre práticas e políticas de manejo da LFM.
- Promover a coordenação estratégica para alinhar o conhecimento, a experiência e os recursos de diversos parceiros, evitar a duplicação de esforços e identificar lacunas de implementação.
- Apoiar o engajamento ao nível de país e a apropriação de abordagens para garantir que a assistência seja adaptada às necessidades de cada país e construída com base na consulta a todos os principais actores.
- Comprometer-se com a capacitação, concentrando-se em acções integradas que abordem políticas, instituições e pessoas, com ênfase especial nos pequenos agricultores e mulheres agricultoras.

Âmbito deste guia do MIP da LFM

Este Guia do MIP da LFM é projectado para uso por profissionais em organizações de protecção de plantas, agências de extensão, instituições de pesquisa e governos, cujo foco principal são os pequenos agricultores e os sistemas de sementes que os suportam. Guia do MIP da LFM destina-se a fornecer uma base importante para o surgimento de protocolos harmonizados de manejo da praga LFM que continuarão a ser informados pela pesquisa. Espera-se também que o Guia sirva como base para uma série de materiais de disseminação de conhecimento técnico em cascata e comunicações de mudança social e comportamental que visarão especificamente as necessidades dos pequenos agricultores em África.

A demanda por este Guia do MIP da LFM é alta. Portanto, esta primeira edição destina-se a fornecer aos profissionais com a fundação MIP para controlar com sucesso a LFM em África. Este inclui capítulos sobre Biologia da LFM e seu Manejo Integrado, Resistência de Plantas Hospedeiras, Controle Biológico e Manejo Agroecológica de Paisagens.

É importante ressaltar que o Guia fornece protocolos de Monitoria e Prospecção para LFM em campos de milho para avaliar o nível de dano devido à praga e para sugerir quando as intervenções são necessárias. Porqque a principal intervenção técnica, pelo menos a curto prazo, provavelmente será o tratamento com pesticidas sintéticos, um capítulo está incluído em Avaliação de Riscos e Perigos de Pesticidas e Compatibilidade com MIP.

Reconhecemos que alguns tópicos importantes ainda estão em desenvolvimento e podem ser fornecidos por outras vias a curto prazo. Por exemplo, nós não fazemos recomendações específicas de pesticidas, por si só. O uso de um determinado pesticida é regulado ao nível de cada país e, portanto, varia de acordo com a jurisdição. As recomendações dos países e as instruções do rótulo devem ser seguidas ao usar pesticidas. No entanto, fornecemos informações genéricas sobre os tipos de pesticidas químicos que devem ser evitados, o que poderia ser mais seguro para o meio ambiente e a melhor maneira de avaliar os perigos e riscos dos pesticidas. Além disso, não incluímos informações sobre aplicação de pesticidas, uma vez que, em muitas jurisdições, o treinamento de aplicadores de pesticidas pode ser uma atividade regulada pelo governo. Ainda assim, nossa meta para a segunda edição do Guia do MIP da LFM será fornecer um esboço básico dessas informações. Nesse ínterim, fornecemos orientações da “CropLife International”, o que prova ser útil.

Recomenda-se aos leitores do Guia do MIP da LFM que identifiquem e combinem as opções apropriadas de cada um dos capítulos, aplicando-as ou adaptando-as conforme necessário no seu contexto local, a fim de desenvolver estratégias de MIP eficazes e apropriadas localmente contra a LFM. Enquanto alguns capítulos do Guia do MIP da LFM (por exemplo, Capítulo 2 sobre Monitoria e Prospecção da LFM) contêm orientações imediatamente acionáveis, outros (por exemplo, o Capítulo 4 sobre Resistência de Plantas Hospedeiras; Capítulo 5 sobre Controle Biológico e Pesticidas Bioracionais) são destinados principalmente para a comunidade de pesquisa, fornecendo ferramentas e protocolos relevantes para identificar e desenvolver tecnologias apropriadas.

Este Guia do MIP da LFM foi elaborado para ser um documento vivo, para ser actualizado regularmente. Embora as informações compiladas na primeira edição forneçam uma base inicial para a tomada de decisões práticas e planificação estratégica, futuras edições refletirão a experiência Africana em rápida evolução com a LFM e fornecerão oportunidades para expandir e refinar abordagens de MIP locais à luz de novos conhecimentos e ferramentas.

Agradecimentos

Esta publicação *"A lagarta do funil do milho em África: Um guia para o manejo integrado de pragas"* pretende ser um guia completo, aprovado por peritos e baseado em técnicas de MIP que pode ser usado como uma ferramenta de apoio à tomada de decisão para o manejo sustentável da praga, especialmente em sistemas de cultivo baseados em milho. O desenvolvimento de tal manual foi identificado como uma das intervenções prioritárias por um plano de ação que emergiu do Workshop de Consulta às Partes Interessadas sobre a lagarta-do-funil do milho, organizado conjuntamente pelo CIMMYT, a Aliança para a Revolução Verde na África (AGRA), e Organização das Nações Unidas para a Alimentacao e Agricultura (FAO), em Nairobi, Quênia (27 a 28 de Abril de 2017).

CIMMYT, como o principal parceiro de implementação, agradece sinceramente o apoio financeiro recebido da Agência dos Estados Unidos para o Desenvolvimento Internacional (USAID), sob a iniciativa "Feed the Future" e dos Escritórios da USAID de Assistência externa à Desastres dos EUA, para tornar esta publicação possível.

Este Guia do MIP da LFM foi resultado das contribuições de várias instituições e indivíduos. A "semente" desta publicação foi primeiramente semeada num workshop altamente produtivo sobre o "Desenvolvimento do manual de campo de manejo da lagarta do funil do milho para África" (16 a 17 de setembro de 2017) em Entebbe, Uganda (Anexo 1). O workshop, organizado conjuntamente pela USAID e pelo CIMMYT, em parceria com a FAO, incluiu 60 especialistas de vários parceiros nacionais e internacionais de pesquisa e desenvolvimento, listados abaixo (em ordem alfabética): Aliança para a Revolução Verde em África (AGRA); União Africana – Conselho Fitossanitário InterAfricano (AU-IAPSC); Bayer; Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa); Centro de Agricultura e Biociências Internacionais (CABI); Serviços Católicos de Ajuda (CRS); Crop Biosciences Ltd; Organização de Controle de Gafanhotos do Deserto da África Oriental (DLCO-EA), Etiópia; FAO; Rede de Sistemas de Aviso Prévio contra Fome (FEWS NET); Centro Internacional de Fisiologia e Ecologia de Insetos (ICIPE); Instituto Internacional de Pesquisas de Culturas para os Trópicos Semi-áridos (ICRISAT); Instituto Internacional de Agricultura Tropical (IITA); Centro Internacional de Melhoramento de Milho e Trigo (CIMMYT); Julius Kuhn Institut, Alemanha; Organização de Pesquisa Agrícola e Pecuária do Quênia (KALRO), Quênia; Instituto Leibniz, Alemanha; Ministério da Agricultura, Indústria, Animal e Pescas, Governo do Uganda; Organização Nacional de Pesquisa Agrícola (NARO), Uganda; Universidade North-West, África do Sul; Organização Nacional de Proteção Vegetal (NPPO), Gana; Organização Nacional de Proteção Vegetal (NPPO), Malauí; Organização Nacional de Proteção de Plantas (NPPO), Holanda; Organização Nacional de Proteção Vegetal (NPPO), Nigéria; Universidade Estatal do Oregon, EUA; Syngenta; Universidade de Flórida, EUA; Universidade de Lomé, Togo; Universidade de Zimbábue, Zimbábue; Departamento de Agricultura dos Estados Unidos (USDA) – Serviço de Pesquisa Agrícola (ARS); Virginia Tech, EUA; Instituto de Pesquisa Agrícola da Zâmbia (ZARI), Zâmbia.

Gostaríamos de agradecer especialmente ao apoio recebido de "Deutsche Gesellschaft für Internationale Zusammenarbeit (GIZ)" pelo patrocínio de participantes do Instituto Leibniz, Julius Kuhn Institut e da NPPO Holandesa, para o Workshop em Entebbe.

Ao desenvolver este Guia de MIP da LFM, os autores levaram em consideração lições relevantes de como lidar com LFM nas Américas, reconhecendo de um lado as diferenças inerentes nos contextos e sistemas de produção agrícolas Americanos e Africanos, e os possíveis pontos comuns quando se trata de intervenções preventivas e curativas contra pragas transfronteiriças, incluindo intervenções de vigilância, monitoria, previsão e controle, por outro.

O conteúdo de vários capítulos desta publicação foi aperfeiçoado por meio de contribuições coletivas e interação com os participantes de dois treinamentos Regionais e Workshops para Sensibilização sobre o Controle da Lagarta do Funil do Milho, organizados em Harare, Zimbábue (30 de Outubro a 1° de Novembro de 2017; Anexo 2) e Adis Abeba, Etiópia (13 a 15 de Novembro de 2017; Anexo 3). Especialistas nos respectivos campos também revisaram criticamente o conteúdo de cada um dos capítulos.

Agradecemos sinceramente a "Tracy Powell" pelo seu atempado e valioso suporte de edição, e à equipe de Comunicação e Propaganda do CIMMYT, especialmente Gerardo Mejía Enciso, Clyde Beaver e Geneviève Renard, pelo apoio gentil na formatação e desenho da publicação.

O Guia do IPM da FAW foi traduzido do inglês para o português pela Lang-Med Ventures; A versão em português foi revisada pela primeira vez pelo Dr. Dcugala, professor da Universidade Eduardo Mondlane, em Moçambique, e posteriormente editado pelo Dr. Ivan Cruz e pela Dra. Sideny Parentoni da Embrapa, Brasil.

Lista de acrônimos e abreviações

AAW	Lagarta Africana
AGRA	Aliança pela Revolução Verde na África
ARC-RSA	Conselho de Pesquisa Agrícola – República da África do Sul
ARS	Serviço de Pesquisa Agrícola
AU-IAPSC	União Africana – Conselho Fitossanitário InterAfricanol
BFS	Secretaria de Segurança Alimentar
Bt	*Bacillus thuringiensis*
CA	Agricultura de Conservação
CABI	Centro de Agricultura e Biociências Internacional
CBG	Centro de Genômica da Biodiversidade
CFTs	Ensaios de Campo Confinados
CGIAR	Grupo Consultivo para Pesquisa Agrícola Internacional
CIMMYT	Centro Internacional de Melhoramento de Milho e Trigo
cm	centímetro
CML	Linha de Milho CIMMYT
CNFA	Cultivando Novas Fronteiras na Agricultura
CRS	Serviço Católico de Ajuda
Cry	Gene da proteína de cristal
DCA	Dan Church Aid
DLCO-EA	Organização de Controle de Gafanhotos no Deserto – África Oriental
DR & SS	Departamento de Pesquisa e Serviços Especializados
DT	Tolerância à Seca
EIAR	Instituto Etíope de Pesquisa Agrícola
EIL	Nível de Lesão Econômica
ELISA	Ensaio de Imunoadsorção Enzimática
Embrapa	Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
EPF	Fungos Entomopatogênicos
EPN	Nematóides entomopatogênicos
ET	Limiar Econômico
FEWS NET	Rede de Sistemas de Aviso Prévio contra Fome
FtF	Feed the Future
GEEL	Programa de Crescimento, Empresa, Emprego e Meios de Subsistência
GEM	Melhoramento de Germoplasma de Milho
GHS	Sistema Globalmente Harmonizado de Classificação e Rotulagem de Produtos Químicos
GIZ	Deutsche Gesellschaft für Internationale Zusammenarbeit
GM	Modificado Geneticamente
HHP	Pesticidas Altamente Perigosos
HPR	Resistência de Planta Hospedeira
HQ	Quociente de Risco
ICIPE	Centro Internacional de Fisiologia e Ecologia de Insetos
IFAS	Instituto de Alimentos e Ciências Agrárias (Universidade da Flórida)
IGR	Regulação do Crescimento de Insetos
IITA	Instituto Internacional de Agricultura Tropical
INRA	Instituto Nacional de Pesquisa Agronômica
MIP	Manejo Integrado de Pragas
IPPC	Centro Integrado de Proteção de Plantas
IRM	Gerenciamento de Resistência a Insetos

ISABU	Instituto das Ciências Agronómicas do Burundi
ISRA	Instituto Senegalês de Pesquisa Agrícola
JMPM	Reunião Conjunta sobre Gestão de Pesticidas
KALRO	Organização de Pesquisa Agropecuária do Quênia
KAVES	Empresas da Cadeia de Valor Agrícola do Quênia
KEPHIS	Serviço de inspecção sanitária das plantas do Quénia
km	quilômetro
L	litro
m	minuto
MIRT	Múltipla Resistência a Insetos Tropical
mm	milímetro
MOA	Modo de Ação
MoA	Ministério da Agricultura
NARO	Organização Nacional de Pesquisa Agropecuária
NGO	Organização Não Governamental
NPPO	Organização Nacional de Proteção Vegetal
OECD	Organização para a Cooperação e Desenvolvimento Econômico
OP	Organofosfato
OPVs	Variedades de Polinização Aberta
OV	Vapor Orgânico
PIB	Corpos de Inclusão Poliédricos
PHI	Intervalo Pré-Colheita
PPE	Equipamento de Proteção Pessoal
PRM	Gestão de Riscos de Pesticidas
PVC	Cloreto de polivinila
QMS	Sistema de Gestão da Qualidade
RCBD	Randomized Complete Block Design
RH	Humidade Relativa
s	segundo
SAN	Rede de Agricultura Sustentável
SfGV	*Spodoptera frugiperda* Granulovirus
SfMNPV	*Spodoptera frugiperda* Multiple Nucleopolyhedrovirus
SpexNPV	*Spodoptera exempta* Nucleopolyhedrovirus
spp.	espécies
SSA	África Subsaariana
U.S.	Estados Unidos
USA	Estados Unidos de América
USAID	Agência dos Estados Unidos para o Desenvolvimento Internacional
USDA	Departamento de Agricultura dos Estados Unidos
USDA-ARS	Departamento de Agricultura dos Estados Unidos – Serviço de Pesquisa Agrícola
UV	Luz ultravioleta
VE	Vegetativo – Antecipado
VT	Vegetativo – Borla
WEMA	Milho Eficiente de Água em África
WHH	Welthungerhilfe
WHO	Organização Mundial da Saúde
ZARI	Instituto de Pesquisa Agrícola da Zâmbia
ZARI	Institut Zambien de recherche agricole

Índice

Capítulo 01: Manejo integrado de pragas da lagarta do cartucho do milho na África: uma introdução 1

1. Introdução 2
   1.1. Chegada e propagação da lagarta-do-cartucho em toda a África Subsaariana 2
   1.2. Impactos emergentes em toda a África 2
   1.3. A resposta africana contra LFM até agora 3
2 Descrição do LFM e ciclo de vida 4
   2.1. Estágio do ovo 4
   2.2. Fase larval 4
   2.3. Estágio pupal 4
   2.4. Estágio Adulto 5
   2.5. Gama de hospedeiros 6
   2.6. Haplótipos LFM 6
3. Um quadro MIP para controlar LFM em África 6
   3.1. Princípios do MIP 6
   3.2. Aplicando o quadro MIP para LFM na África 9

Capítulo 02: Monitoramento, vigilância e escotismo da lagarta do cartucho do milho 11

1. Introdução 12
   1.1. Definições 12
   1.2. Caminhos de entrega para pequenos agricultores 13
   1.3. Importância do monitoramento, vigilância e escotismo no contexto Africano 13
2. Monitoramento para o LFM 14
   2.1. Seleção de armadilha 14
   2.2. Colocação e configuração de armadilha 14
   2.3. Monitoramento de armadilhas 15
   2.4. Gravação de dados 16
   2.5. Compartilhamento e uso de dados de monitoramento 16
3. Escotismo de campo para o LFM 17
   3.1. Identificando estágios de crescimento de milho 17
   3.2. Protocolos de escotismo 19
4. Limites de ação e recomendações 25
   4.1. Tomar uma decisão segura para pulverizar / não-pulverizar – o processo de “quatro etapas repetidas” 26
   4.2. Gerenciamento de resistência a inseticidas (IRM) 27
   4.3. Alvos educacionais 27
5. Formulário de escotismo 28

Capítulo 03: Perigo de pesticidas e gestão de riscos e compatibilidade com o MIP 29

1. Introdução 30
2. Barreiras e oportunidades associadas a pesticidas e MIP contra LFM 30
   2.1. Barreiras à Implementação do MIP e ao gerenciamento efetivo de praguicidas 31
   2.2. Diretrizes de MIP acessíveis e práticas 32
3. Desenvolvimento de resumos / diretrizes de dados de pesticidas e gerenciamento de riscos 34
   3.1. Classificação de pesticidas para compatibilidade com o MIP 34
   3.2. Classificação de riscos e perigos para pesticidas em uso atual contra o LFM e a sugerida redução de riscos 37
   3.3. Comunicação do risco de pesticidas 42
4. Conclusões 43

Índice (contínuo)

Capítulo 04: Resistência da planta hospedeira à lagarta do funil do milho 45

1. Introdução 46
2. Fontes de resistência de plantas anfitriãs 46
   2.1. Variação genética natural para resistência LFM em milho 47
   2.2. Resistência LFM baseada em transgenes em milho 49
3. Protocolos para apoiar o melhoramento para resistência a LFM 51
   3.1. Protocolo para criação em massa de insetos LFM 51
   3.2. Protocolo para o rastreio de germoplasma de milho sob infestação de LFM 57

Capítulo 05: Controle biológico e pesticidas bio-racionais para o controle da lagarta do outono 63

1. Introdução 64
   1.1. O que são pesticidas biológicos e bioracionais para o gerenciamento da lagarta do cartucho do milho? 64
2. Estratégias de MIP baseadas em biocontrole para LFM 65
   2.1. Vantagens do uso do controle biológico da LFM na África 65
   2.2. Liberação inundativa de um agente de controle biológico contra LFM 66
   2.3. Importância de outros insetos benéficos no controle natural de LFM 66
3. Como reconhecer os inimigos naturais do LFM 67
   3.1. Insetos 67
   3.2. Entomopatógenos 73
   3.3. Pesticidas botânicos 76
4. Protocolo para monitoramento de agentes de controle biológico da LFM 77
   4.1. Parasitóides 77
   4.2. Predadores 77
   4.3. Entomopatógenos 78
5. Procedimentos para criar inimigos naturais de LFM no Laboratório 78
   5.1. Produção e uso de parasitóide de ovo *Trichogramma* 78
   5.2. Produção e uso de parasitóide de ovo T*elenomus remus* 83
   5.3. Produção de *Chelonus* spp. 84
   5.4. Produção de *Campoletis flavicincta* 84
6. Ações complementares ao controle biológico 85
   6.1. Controle biológico clássico implementado pela intervenção governamental 85
   6.2. Usando armadilhas com feromônio feminino para monitorar e tomar decisões 85
   6.3. Sensibilização dos agricultores em relação aos benefícios do controle biológico 86
   6.4. Sugestões para treinamento contínuo de agentes de extensão rural e agricultores 86
7. Estabelecimento de biofábricas em pequena escala para uso regional dos agentes de controle biológico da LFM 86
   7.1. Produção em pequena escala de Baculovírus infectando LFM 86

Capítulo 06: Práticas agronômicas de baixo custo e abordagens de gerenciamento de paisagem para controle de LFM 89

1. Introdução 90
   1.1. Princípios do controle agroecológico 90
   1.2. Abordagens de práticas culturais e manejo de ecossistemas num contexto dos pequenos produtores africanos 91
2. Opções de manejo cultural e de ecossistemas 92
   2.1. Práticas recomendadas para o controle da LFM 92
   2.2. Práticas que precisam de mais evidências de pesquisa 95

REFERÊNCIAS 97

APÊNDICES 107

CAPÍTULO 01

Manejo integrado da lagarta do funil do milho em África: uma introdução

Autores: Joseph E. Huesing, USAID, EUA; B.M. Prasanna, CIMMYT- Quênia; Daniel McGrath, Oregon State University, EUA; Peter Chinwada, University of Zimbabwe, Zimbábue; Paul Jepson, Oregon State University, EUA; and John L. Capinera, University of Florida, EUA.

1. Introdução

1.1. Chegada e dispersão da lagarta do funil de milho em toda a África Subsariana

Nativa das Américas, a lagarta-do-funil de milho (LFM; *Spodoptera frugiperda* (JE Smith); *Lepidoptera, Noctuidae*) foi registada pela primeira vez como presente no continente Africano em janeiro de 2016 (Goergen *et al*. 2016). Investigações subseqüentes revelaram a praga em quase toda a África Subsariana (SSA), onde está causando elevados danos, especialmente para os campos de milho e, em menor escala, para a mapira e outras culturas. Atualmente, mais de 30 países identificaram a praga dentro de suas fronteiras, incluindo os países insulares de Cabo Verde, Madagáscar, São Tomé e Príncipe e Seychelles. A melhor evidência até ao momento sugere que o tipo de LFM introduzido na África é o haplótipo originário do Sul da Flórida (EUA) e das Caraibas (ver Seção 2.6 deste capítulo). A(s) localização(ões), data (s), modo e número de introduções não são conhecidos do momento, mas a observação não confiável e a resposta do milho Bt geneticamente modificado de um único gene no Sul e Leste da África sugere que a mesma está presente há pelo menos vários anos. As condições agroecológicas geralmente hospitaleiras para a LFM na SSA sugerem que a LFM se estabelecerá como uma praga endêmica e multigeracional em África.

Embora novas pragas agrícolas sejam periodicamente introduzidas no ambiente agrícola africano e representem algum grau de risco, vários fatores característicos tornam a LFM uma praga mais devastadora do que muitas outras.

- **LFM consome muitas espécies diferentes de plantas.** A praga é capaz de se alimentar de mais de 80 diferentes espécies vegetais, tornando-se numa das pragas mais prejudiciais. Embora tendo preferência por milho, o principal alimento na SSA, também pode afetar muitas outros cultivos importantes, incluindo mapira, arroz, cana-de-açúcar, repolho, beterraba, amendoim, soja, cebola, algodão, gramíneas forageiras, mexoeira, tomate, batata e algodão.
- **A LFM dispersa-se rapidamente por extensas áreas geográficas.** Tal como outras mariposas do gênero Spodoptera, as mariposas da LFM possuem hábito migratório e hábito de dispersão mais localizado. No hábito migratório, as mariposas podem migrar mais de 500 km antes da oviposição. Quando o padrão de vento é favorável, podem-se mover distâncias muito maiores, por exemplo, um vôo de 1.600 km do estado Norte Americano do Mississippi para o Sul do Canadá em 30 horas que foi registrado por Rose *et al*. (1975).
- **A LFM pode persistir ao longo do ano.** Na maioria das áreas da América do Norte, a LFM chega sazonalmente e morre nos meses frios do inverno; mas em grande parte da África, as gerações da LFM serão contínuas durante todo o ano onde quer que haja plantas hospedeiras, incluindo cultivos fora de época e irrigadas e condições climáticas favoráveis. Embora os padrões de persistência, dispersão e migração da população em África ainda estejam por ser determinados, as condições, especialmente onde há um padrão de precipitação bimodal, sugerem que a praga pode persistir durante a maior parte do ano.

1.2. Impactos emergentes em toda a África

Devido à sua rápida dispersão e capacidade distintiva de infligir danos generalizados em várias plantas hospedeiras, a LFM representa séria ameaça à segurança alimentar e nutricional e à subsistência de centenas de milhões de pequenos produtores em SSA – particularmente quando afetados por outros fatores de insegurança alimentar. Na África Austral, por exemplo, o surto da LFM de 2016-17 chegou no momento em que as famílias da região ainda se recuperavam da seca induzida pelo El Niño de 2015-16, que acfetou cerca de 40 milhões de pessoas.

Os potenciais impactos econômicos da LFM na produtividade agrícola em toda a África (e além dela) são substanciais:

- Com base numa nota de evidência publicada pelo Centro de Agricultura e Biociência Internacional (CABI) em setembro de 2017, na ausência de métodos adequados de controle, a LFM tem o potencial de causar perdas de rendimento de milho de 8,3 a 20,6 milhões de toneladas métricas por ano, em apenas 12 dos países produtores demilho da África. Isso representa uma faixa de 21 a 53% da produção anual de milho em média ao longo de um período de três anos nesses países. O valor dessas perdas foi estimado entre US $ 2,48 bilhões e US $ 6,19 bilhões.
- Várias empresas de sementes na África Subterrânea relataram danos significativos nos seus campos de produção de sementes de milho ao longo do ano passado, potencialmente impactando tanto a disponibilidade de sementes para os agricultores nas próximas campanhas quanto a viabilidade econômica do emergente sector privado de sementes da África.

- LFM poderia ter sérios impactos no comércio regional e internacional. Relatórios informais indicam que a LFM foi interceptada em pontos de quarentena na África e na Europa, sugerindo o potencial para questões fitossanitárias relacionadas ao comércio dentro e fora da África. (No entanto, deve-se notar que a praga também é capaz de migrar longas distâncias em ventos predominantes, assim, a introdução daLFM também é possível via migração natural).
- O estabelecimento de populações da LFM em África tem implicações mais amplas para a agricultura global, pois, também aumenta o risco de que a praga migre para a Europa (possivelmente via Norte da África e Egito) e para Ásia (possivelmente através de países Africanos na costa leste, como Etiópia).

Além dos impactos econômicos e de segurança alimentar emergentes da LFM, as respostas iniciais à praga destacam o potencial de impactos negativos à saúde humana e ambiental. Em particular, o uso extensivo, indiscriminado e não guiado de pesticidas sintéticos já está sendo relatado informalmente de vários países da SSA para o controle da LFM nos campos dos agricultores. Isso pode resultar em vários problemas críticos:

- Questões substanciais ambientais e de saúde humana, decorrentes tanto da aplicação inicial de produtos químicos perigosos quanto da exposição contínua a resíduos de pesticidas em produtos consumidos ou no ambiente de produção.
- Danos às populações de inimigos naturais e predadores da LFM e de outras grandes pragas Africanas, impedindo ainda mais o manejo sustentável da LFM e de outras pragas.
- Particularmente alto risco de exposição a pesticidas para mulheres e crianças ao nível do campo, já que as mulheres administram principalmente as operações agrícolas em África.

1.3. A resposta africana contra LFM até agora

Até ao momento, o desenvolvimento e implementação de um esforço coordenado e baseado em evidências para controlar a LFM em África enfrentou uma série de desafios. Em particular, LFM é uma praga recentemente introduzida em África. Portanto, o reconhecimento da LFM pelas comunidades agrícolas e a monitoria efetiva a nível nacional, regional e continental são limitados. Além de retardar o reconhecimento do movimento da praga através da África, essa falta de capacidade de vigilância, monitoria e reconhecimento atrasou os esforços para determinar várias incógnitas importantes sobre as populações da LFM no continente e a dinâmica do estabelecimento e dispersão da praga. As lições aprendidas da invasiva LFM devem ser identificadas rapidamente, pois são importantes para monitorar e interceptar futuras pragas invasivas.

Para além dos desafios de reconhecer e caracterizar a presença do LFM em África, a falta de estratégias validadas para controlar eficazmente a LFM num contexto Africano também coloca desafios. Abordagens comprovadas para prevenir e evitar LFM são atualmente limitadas, e os esforços para suprimir a praga têm-se concentrado principalmente na aplicação de pesticidas sintéticos – às vezes, de maneira indiscriminada, com alto potencial para danificar a saúde humana, animal e ambiental. Além disso, a educação, a pesquisa e os processos regulatórios ainda precisam ser ampliados e efetivamente coordenados em todo o continente, de modo a disseminar rapidamente e apoiar as melhores práticas emergentes para o controle da LFM à medida que são identificadas.

A LFM provavelmente continuará a ser uma praga agrícola significativa em grande parte da SSA num futuro previsível. Por conseguinte, é essencial desenvolver uma abordagem eficaz, coordenada e flexível para o controle da LFM em todo o continente. Tal abordagem deve ser informada por evidências científicas sólidas, com base em experiências passadas no combate à LFM em outras partes do mundo, e ser adaptável a uma ampla gama de contextos Africanos (particularmente para os pequenos agricultores com baixos recursos). Uma abordagem de Manejo Integrado de Pragas (MIP) (Seção 3 deste capítulo) fornece uma estrutura útil para atingir essas metas.

2. Descrição da LFM e ciclo de vida[1]

O ciclo de vida LFM da é completado em cerca de 30 dias (a uma temperatura diária de ~ 28°C) durante os meses quentes de verão, mas pode se estender até 60 a 90 dias em temperaturas mais baixas. A LFM não tem a capacidade de diapausa (um período de repouso biológico). Assim, as infestações de LFM ocorrem continuamente ao longo do ano, onde a praga é endêmica. Em áreas não endêmicas, as populações migratórias da LFM chegam quando as condições ambientais permitem e podem ter apenas uma geração antes de se tornarem extintas localmente. Por exemplo, a LFM é endêmica no Sul da Flórida (latitude ~ 28° N) e povoa todo o leste dos EUA a cada verão por migração.

2.1. Estágio do ovo

O ovo é em forma de esférica: a base é achatada e o ovo se curva para cima, até um ponto arredondado no ápice. O ovo mede cerca de 0,4 mm de diâmetro e 0,3 mm de altura. O número de ovos por massa varia consideravelmente, mas geralmente é de 100 a 200, e a produção total de ovos por fêmea é de cerca de 1.500, com um máximo de 2.000. Os ovos são às vezes depositados em camadas, mas a maioria dos ovos é espalhada sobre uma única camada presa à folhagem (Figura 1A). A fêmea também deposita uma camada de escamas acinzentadas entre os ovos e sobre a massa de ovos (Figura 1B), conferindo uma aparência peluda. A duração do estágio do ovo é de apenas 2 a 3 dias durante os meses quentes de verão.

2.2. Fase larval

A LFM normalmente tem seis instares larvais. As larvas jovens são esverdeadas com a cabeça preta (Figura 1C), a cabeça fica mais laranja no segundo ínstar. As larguras das cápsulas da cabeça variam de cerca de 0,3 mm (ínstar 1) a 2,6 mm (ínstar 6), e as larvas atingem comprimentos de cerca de 1 mm (ínstar 1) a 45 mm (ínstar 6) (Figura 1D). No segundo instar, mas particularmente no terceiro instar, a superfície dorsal do corpo torna-se acastanhada e linhas brancas laterais começam a se formar. Do quarto ao sexto instar a cabeça é castanha-avermelhada, manchada de branco, e o corpo acastanhado possui linhas subdorsais e laterais brancas. Pontos elevados ocorrem dorsalmente no corpo; eles, geralmente, são de cor escura e suportam espinhos. A face da larva crescida apresenta uma marcada branca em forma de Y invertido (Figura 1E) e a epiderme da larva é áspera ou granular em textura quando examinada de perto. No entanto, esta larva não se sente áspera ao toque, como faz a lagarta da espiga do milho, *Helicoverpa zea* (Boddie), porque faltam os microespinhos semelhantes que aparecem na Helicoverpa zea. Além da forma típica acastanhada da larva da LFM, a larva pode ser maioritariamente verde dorsalmente. Na forma verde, os pontos dorsais elevados são mais pálidos que escuros. A melhor característica que identifica a LFM é um conjunto de quatro grandes pontos que formam um quadrado na superfície superior do último segmento abdominal de seu corpo (Figura 1E). As larvas tendem a se esconder durante o período mais claro do dia. A duração do estágio larval tende a ser cerca de 14 dias durante os meses quentes de verão e 30 dias durante o tempo mais frio. O tempo médio de desenvolvimento foi determinado como sendo 3.3, 1.7, 1.5, 2.0 e 3,.7 dias para os instares 1 a 6, respectivamente, quando as larvas forem criadas a 25°C (Pitre e Hogg 1983).

2.3. Fase de pupa

A LFM normalmente pupa no solo a uma profundidade de 2 a 8 cm. A larva constrói um casulo solto unindo partículas de solo com seda. O casulo é oval e tem 20 a 30 mm de comprimento. Se o solo for muito duro, as larvas podem unir detritos de folhas e outros materiais para formar um casulo na superfície do solo. A pupa é castanha avermelhada (Figura 1F), medindo 14 a 18 mm de comprimento e cerca de 4.5 mm de largura. A duração da fase de pupa é de cerca de 8 a 9 dias durante o verão, mas atinge 20 a 30 dias durante o tempo mais frio. A fase de pupa da LFM não resiste a períodos prolongados de tempo frio. Por exemplo, Pitre e Hogg (1983) estudaram a sobrevivência no inverno do estágio de pupa na Flórida e encontraram 51% de sobrevivência no Sul da Flórida, mas apenas 27,5% Centro da Flórida e 11,6% no Norte da Flórida. Essa faixa é aproximadamente entre 25,1° N a 30,3° N de latitude e representa uma faixa de temperatura de janeiro (inverno) de 18 a 24°C (próximo a Miami, Flórida, EUA) a 4,5 a 18°C (próximo a Jacksonville, Flórida, EUA).

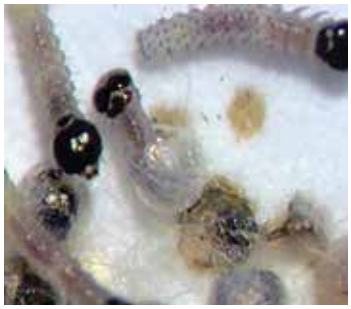
[1] **Fonte:** John L. Capinera, Universidade da Flórida, Extensão do IFAS, EENY-098 (Capinera 1999).

2.4. Estágio adulto

As mariposas) da LFM têm uma envergadura de 32 a 40 mm. No macho, a asa anterior geralmente é sombreada de cinzento acastanhado, com manchas brancas triangulares na ponta e perto do centro da asa (Figura 1G). As asas anteriores das fêmeas são menos distintamente marcadas, variando de um cinzento acastanhado uniforme a uma fina camada de coloração cinzento castanho. A asa posterior é branca iridescente prateada com uma borda escura estreita em ambos os sexos. Os adultos são noturnos e são mais ativos durante as noites quentes e úmidas. Depois de um período de pré-oviposição de 3 a 4 dias, a mariposa fêmea normalmente deposita a maior parte de seus ovos durante os primeiros 4 a 5 dias de vida, mas pode ocorrer alguma oviposição por até 3 semanas. A duração da vida de adulto é estimada em cerca de 10 dias, com um intervalo de cerca de 7-21 dias. Um relatório abrangente da biologia da lagarta do funil do milho foi publicado por Luginbill (1928), e uma sinopse informativa Sparks (1979). Ashley *et al*. (1989) apresentaram uma bibliografia anotada. Uma feromona sexual foi descrita por Sekul e Sparks (1976).

A. Massa de ovos colocada no caule (esquerda) ou folha (direita) na fase inicial da planta de milho.

B. Massa de ovos (esquerda) e larvas eclodindo três dias após a oviposição (direita).



C. Larvas de cabeça preta emergindo da massa de ovos.

D. Estágios de crescimento larval (1 mm a 45 mm).

E. Marcas distintivas em larvas de tamanho médio a grande.

F. Pupa castanho-avermelhada.

G. Adulto macho com mancha branca visível na ponta da asa anterior.

Figura 1. Vários estágios do ciclo de vida de *S. frugiperda* (Fonte: Ivan Cruz, Embrapa).

2.5. Hospedeiros

A LFM tem amplo espectro de hospedeiros, sobrevivendo em mais de 80 espécies vegetais registradas, embora claramente prefere gramíneas. As plantas mais frequentemente consumidas são o milho, incluindo o milho doce, mapira, capim da Bermudas, e gramíneas infestantes, como milhã-digitada (*Digitaria* spp). Quando as larvas são numerosas, elas desfolham as plantas preferidas, adquirem o hábito migratório típico de "lagarta do funil" e dispersam-se em grande número, consumindo quase toda a vegetação em seu caminho. O registro de muitos hospedeiros reflete esses períodos de abundância e não são verdadeiramente indicativos de oviposição e comportamento alimentar em condições normais. Cultivos frequentemente danificados, incluem alfafa, cevada, capim da Bermuda, trigo, algodão, milho, aveia, mexoira, amendoim, arroz, mapira, beterraba sacarina, capim sudanês, soja, cana-de-açúcar, tabaco e trigo. Entre as hortícolas, apenas milho doce é regularmente danificado, mas outras espécies podem ser atacadas ocasionalmente. Fruteiras, maçã, uva, laranja, papaia, pêssego, morango e várias flores às vezes são também danificadas. Entre as ervas daninhas conhecidas como hospedeiras incluem capim agrostide-tenue, *Agrostis* spp.; milhã-digitada, *Digitaria* spp.; sorgo silvestre, *Sorghum halepense*; glória da manhã, *Ipomoea* spp.; tiririca, *Cyperus* spp.; caruru/amaranto, *Amaranthus* spp. e arroz bravo, *Cenchrus tribuloides.*

2.6 Haplótipos da LFM

A LFM consiste em duas raças adaptadas a diferentes plantas hospedeiras. Uma raça (a "raça de milho") se alimenta predominantemente de milho, algodão e mapira, enquanto a segunda (a "raça de arroz") se alimenta principalmente de arroz e pastos (Dumas *et al*., 2015a). As duas raças são morfologicamente idênticas, mas diferem em composições de feromonas, comportamento de acasalamento e variedade de hospedeiros. Os cruzamentos entre as duas raças resultam em descendentes viáveis. Mesmo assim, Dumas e seus colaboradores encontraram uma redução significativa no sucesso de acasalamento em cruzamentos das duas raças, que, juntamente com as diferenças comportamentais e bioquímicas, sugerem que as duas raças estão em estado de especiação simpátrica (Dumas *et al*. 2015 a Gouin *et al*., 2017). Como este processo irá evoluir no contexto Africano está sob investigação (Cock *et al*. 2017, Nagoshi *et al*. 2017). Por exemplo, a análise genética foi usada para caracterizar espécimes de LFM coletados de campos de milho na nação Africana do Togo (Nagoshi *et al*. 2017). Através do código de barras do DNA, os espécimes foram encontrados principalmente do subgrupo que preferencialmente infesta o milho e a mapira no Hemisfério Ocidental. A configuração do haplótipo mitocondrial foi mais semelhante à encontrada na região das Caraíbas e na costa Leste dos Estados Unidos, identificando essas populações como a provável fonte originária das infestações do Togo. Um marcador genético ligado à resistência à toxina *Cry1Fa de Bacillus thuringiensis* (*Bt*) expressa em milho transgênico e comum em populações de LFM do Porto Rico não foi encontrado nas coleções do Togo. Além disso, como afirmado acima, o desempenho em campo do milho Bt mono-gene MON810 sugere ainda que os alelos de resistência Bt podem não estar presentes na população da LFM atualmente em África. Isso precisa ser confirmado com mais pesquisas.

3. Quadro contextual do MIP para o controle da LFM em África

A LFM provavelmente continuará a ser uma praga agrícola importante em grande parte da SSA num futuro previsível. Por conseguinte, é essencial desenvolver uma abordagem eficaz, coordenada e flexível para o controle da praga em todo o continente. Tal abordagem deve ser informada por evidências científicas confiáveis, com base em experiências passadas no combate em outras partes do mundo, e ser adaptável a vários contextos Africanos (particularmente para pequenos produtores com poucos recursos). Uma abordagem MIP fornece uma estrutura útil para atingir esses objetivos.

3.1. Princípios do MIP

O objetivo do MIP é suprimir economicamente as populações de pragas usando técnicas que minimizam os danos ao meio ambiente, incluindo as pessoas. Devido à sua natureza holística e à necessidade de integrar uma variedade de técnicas e disciplinas, o MIP não deve ser visto como uma solução "pronta para uso". O MIP exige que o agricultor ou o consultor agrícola possua conhecimentos agronômicos significativos sobre o manejo de pragas para implementar um programa efetivo baseado nas condições agrícolas locais. O processo de MIP é adotado globalmente por organismos internacionais como a Organização das Nações Unidas para Agricultura e Alimentação (FAO) e a Organização para Cooperação e Desenvolvimento Econômico (OCDE) e é tipicamente ilustrado na forma de um triângulo (Figura 2).

Uma estratégia eficaz de MIP para o controle da LFM empregará uma variedade de abordagens integradas, incluindo resistência da planta hospedeira (nativa e/ou transgênica), controle biológico, controle cultural e pesticidas mais seguros, para proteger a cultura contra danos econômicos e minimizar os impactos negativos sobre as pessoas, animais e meio ambiente. A resistência das plantas hospedeiras será reforçada pelas opções de controle biológico à medida que são desenvolvidas, bem como pelo controle cultural no contexto Africano. Como em todos os programas de MIP, as decisões sobre o uso de pesticidas se concentrarão no fator econômico desencadeador quando essas opções básicas de controle falharem em limitar os danos da praga e em intervenções economicamente viáveis que representem o menor risco para a saúde humana e o meio ambiental.

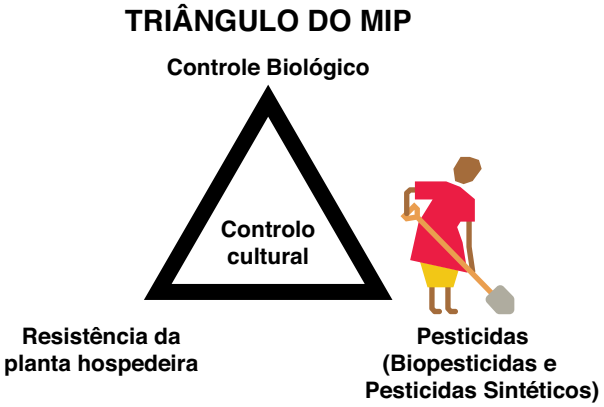


Figura 2. O Triângulo MIP.

Um quadro contextual de MIP tem vários objetivos chaves:

- **Prevenir ou evitar infestações** por pragas usando uma combinação de abordagens ecologicamente corretas ao nível de campo, e paisagem, tais como controle cultural, manejo da paisagem, resistência das plantas hospedeiras e controle biológico.
- Implementar as prospecções de rotina para identificar e responder a infestações de pragas potencialmente prejudiciais quando elas ocorrerem.
- Em caso de uma infestação de pragas, suprimir as pragas usando uma combinação de abordagens biológicas, físicas e, se necessário, químicas – alavancando interações entre abordagens complementares a fim de maximizar o controle da praga e minimizar potenciais riscos à saúde humana e animal, o meio ambiente e os inimigos naturais da praga.
- **Minimizar a quantidade e a toxicidade** dos pesticidas químicos aplicados para conseguir o controle da praga.
- Fornecer opções **cientificamente validadas e baseadas em evidências, aos agricultores** sobre como mitigar de maneira segura e efectiva o dano potencial à sua (s) cultura (s) de uma praga ou combinação específica de pragas.
- **Maximizar as contribuições de todas as partes interessadas e incorporar novas descobertas práticas** à medida que elas se tornarem disponíveis para melhoria contínua.
- **Manejo da resistência dos insetos a pesticidas,** minimizando seu uso.

Dois conceitos muito importantes no MIP são o Limiar Econômico (LE / ET) e o Nível Econômico de Dano (NED / EIL). Uma explicação detalhada deste assunto é fornecida por Hunt *et al*. (2009). Os principais pontos estão resumidos aqui:

- **Limiar Econômico (LE / ET)**
  - A densidade de uma praga (ou nível de dano) na qual as medidas de controle devem ser iniciadas para evitar que uma crescente população de pragas atinja o NED.
- **Nível Económica de Dano (NED)**
  - O menor número de insetos (ou nivel de dano) que causará perdas de rendimento iguais aos custos de manejo dos insetos. No NED, o custo do controle é igual à perda econômica resultante do dano causado pelos insetos pragas.
  - A densidade de pragas ou o nível do dano causado à cultura em que um tratamento de controle proporcionará um retorno econômico.

O NED é o ponto de equilíbrio entre a perda económica resultante da praga e o custo de manejo da praga, por exemplo, custos de equipamento, trabalho e pesticidas (Figura 3). Como as condições econômicas (por exemplo, valor de mercado das culturas, custos de manejo) flutuam, o NED irá flutuar. O cálculo para o NED é:

NED = C / (V × DI × K),

onde

C = Custos de controle de pragas,

V = Valor do produto no mercado,

DI = Perda de rendimento por praga,

K = População de pragas controlada.

Observe que, se os custos de controle (C) aumentarem, então, serão necessárias mais pragas para justificar a ação de controle, para que o NED aumente. Da mesma forma, se os valores de mercado (V) diminuírem, então mais pragas podem ser toleradas e novamente o NED aumenta.

Uma boa estratégia de IMIP utiliza uma combinação de resistência da planta hospedeira, controle biologico e controle cultural para suprimir populações de pragas abaixo de um limiar econômico (LE). Quando as populações de pragas excederem o LE, o agricultor deve tomar uma decisão:

- Não faça nada e pague em rendimento.
- Tratar (pulverizar) e pagar em produtos químicos e mão-de-obra.

In Em princípio, as variáveis de cálculo do NED (C, V, DI, K) e a avaliação do LE devem ser um exercício matemático fácil. Na prática, o LE e o NED são difíceis de determinar e geralmente são baseados em dados de pesquisa básica de vários anos. Por exemplo, os preços dos produtos e os custos com pesticidas são relativamente fáceis de determinar, mas perdas devidas a uma determinada praga, o estágio de desenvolvimento do insecto, o estágio de desenvolvimento da cultura, e o agro-ecossistema em que a cultura se desenvolve, consideravelmente complicam as coisas.

Da mesma forma, o LE, que normalmente é o “o ponto de partida” para um procedimento de mitigação necessário, é muito difícil de estimar porque representa uma previsão de quando uma população de pragas atingirá o NED. Isto requer uma compreensão significativa da cultura e do agroecossistema, bem como da dinâmica populacional da praga. No caso de uma nova praga invasiva de insetos, estimar essa dinâmica é muito difícil. No contexto dos pequenos produtores Africanos, o LE e o NED são ainda mais difíceis de calcular porque os pequenos agricultores podem depender da sua cultura para alimentos e não para venda. Cientistas sociais e antropólogos têm técnicas para fazer essas comparações, mas esse trabalho também requer pesquisa básica.

Na prática, verdadeiros LEs e NEDs não foram determinados para a maioria das culturas. Em vez disso, os limites nominais, aqui denominados Limiares de Ação, são calculados com base na opinião e experiência de especialistas, juntamente com avaliações precisas de reconhecimento de campo. Estes limiares nominais são usados em toda a comunidade de MIP e, embora eles tendem a ser conservadores, eles servem muito bem ao propósito. Assim, dada a longa história de controle da LFM nas Américas, é razoável usar a opinião de especialistas para formular Limiares de Ação para a LFM em África a curto prazo.

Crucialmente, a eficácia de uma abordagem de MIP surge de interações complementares entre diferentes componentes no quadro do MIP. A compreensão adequada dessas interações é importante para o controle sustentável da LFM. Por exemplo:

- As práticas culturais que promovem o crescimento de plantas saudáveis são importantes porque as plantas saudáveis são geralmente menos susceptíveis ao ataque de insetos e patógenos.
- Intervenções culturais ao nível do campo (por exemplo, culturas consociadas, agricultura de conservação e seus componentes) geralmente aumentam a actividade biológica dentro do sistema de cultivo, fornecendo abrigo para pequenos predadores da praga (aranhas, formigas, besouros, fungos e bactérias). Por sua vez, isso pode ajudar a controlar as larvas de pragas – reduzindo assim a proliferação de insetos.
- Criar sensibilização entre os agricultores sobre como identificar a LFM e seus sintomas de dano em campo através de prospecções, avaliação da população de pragas e sua ameaça à cultura, e tomar decisões informadas sobre quando aplicar e quando não aplicar um pesticida é crítico. Intervenções reativas devem ser usadas somente após a prospecção o apropriada da praga no campo.

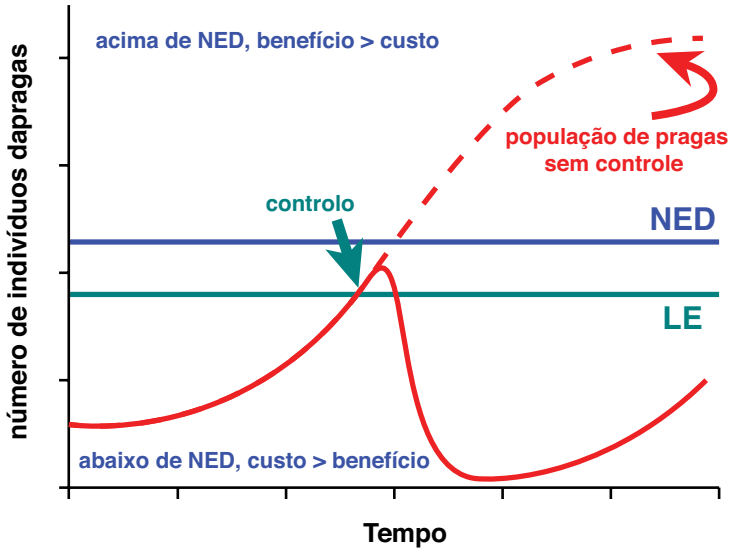


Figura 3. Relação entre número de indivíduos da praga ao longo do tempo e cálculo do Limite Econômico (LE) e do Nível Econômico de Dano (NED). Fonte: Barbercheck e Zaborski (2015).

- A seleção criteriosa e o uso de pesticidas com baixa toxicidade e baixa persistência no meio ambiente são necessários.

Deve ser reconhecido que nenhum programa especifico de MIP será eficaz contra a LFM em todas variadas zonas agroecologicas em África. Os programas de MIP devem ser específicos ao contexto – identificando, adaptando e combinando abordagens de uma maneira que seja adaptada às zonas agroecologicas específicas, às capacidades e ao contexto socioeconômico de um determinado país ou comunidade agrícola.

3.2. Aplicando o quadro contextual do MIP para LFM em África

De modo a informar o desenvolvimento de estratégias de MIP adaptadas localmente, apropriadas para África, este Guia de MIP da LFM compila estratégias cientificamente validadas e atualmente disponíveis para controlar a LFM. Com base na pesquisa e em experiências de campo de países que lidam com LFM há décadas, como EUA e Brasil, o documento apresenta as melhores estratégias de manejo que foram validadas ou estão em processo de validação no contexto Africano (ou, dado o estado relativamente recente da experiência de campo da LFM em África, os especialistas consideram que são apropriadas para adaptação às zonas condições agroecologicas e sistemas de cultivo Africanos).

Organizados de acordo com as principais componentes de um quadro de MIP, os cinco capítulos seguintes enfatizam o conhecimento prático e as ferramentas atualmente disponíveis para controle da LFMem África:

- Capítulo 2: Monitoria, vigilância e prospecção.
- Capítulo 3: Manejo de risco de perigos de pesticidas.
- Capítulo 4: Resistência da planta hospedeira.
- Capítulo 5: Controle biológico e pesticidas biológicos.
- Capítulo 6: Práticas culturais de baixo custo e abordagens de manejo de paisagem.

Maior parte da evidência disponível sobre os métodos de controle da LFM em África é preliminar. Isso se reflecte em todos os capítulos, alguns dos quais contêm orientações mais imediatamente acionáveis do que outras ou podem ter como alvo audiências um pouco diferentes, dependendo da situação do conhecimento disponível.

Por exemplo, procedimentos sobre a prospecção (Capítulo 2) e sobre manejo de riscos e perigos de pesticidas (Capítulo 3) estão disponíveis para informar tomada de decisões de curto prazo, ao nível de campo, pelos agricultores, extensionistas, reguladores e outras partes interessadas. Em contraste, a partir da publicação desta Primeira Edição, os investigadores ainda estão trabalhando para identificar e validar os níveis de resistência das plantas hospedeiras no germoplasma de culturas adaptadas para a África atualmente disponíveis, bem como as opções de controle biológico. Portanto, o Capítulo 4 (Resistência das plantas hospedeiras) e o Capítulo 5 (Controle biológico) oferecem relativamente pouca orientação prática para tomada de decisões de sementeira, extensão ou tecnologia de curto prazo, e se concentram em fornecer ferramentas e protocolos relevantes para ajudar os parceiros de pesquisa e desenvolvimento, identificar e desenvolver tecnologias apropriadas (variedades resistentes e controle biológico).

Em todos os casos, este Guia do MIP da LFM pretende ser um documento do dia a dia e para ser actualizado regularmente. Embora as informações compiladas aqui forneçam uma base inicial para a tomada de decisões práticas e o planeamento estratégico, as futuras edições reflectirão a experiência Africana em rápida evolução com a LFM e fornecerão oportunidades para expandir e refinar as abordagens de MIP locais à luz de novos conhecimentos e ferramentas.

Assim, há uma necessidade urgente de conduzir campanhas de sensibilização nas comunidades de produtores sobre fases de desenvolvimento da praga, prospecçãos da pragas (assim como seus inimigos naturais), compreendendo os estágios apropriados para o controle da praga e implementando práticas agronómicas de baixo custoe outras práticas de manejo do agroexossistema (Capítulo 6) para o manejo sustentável da praga.

Ao mesmo tempo, é importante introduzir, validar e implantar intervenções tecnológicas de baixo custo, ambientalmente mais seguras e eficazes a curto, médio e longo prazo para o manejo sustentável de LFM em África, especialmente tendo em vista que a grande maioria dos agricultores Africanos é de pequenos agricultores com baixos recursos.

CAPÍTULO 02

Monitoria, vigilância e prospecção para a lagarta do funil de milho

Autores: Daniel McGrath, Universidade do Estado de Oregon, EUA; Joseph E. Huesing, USAID, EUA; Robert Beiriger, Gregg Nuessly, Universidade de Florida, EUA; Tchoromi Ghislain Tepa-Yotto, IITA, Benin; David Hodson, CIMMYT-Etiópia; Emily Kimathi, ICIPE, Quénia; Felege Elias, DLCO-EA, Etiópia; John Abah Obaje, NPPO, Nigéria; Margaret Mulaa, CABI, Quénia; Ana Paula Mendes, USAID, Brasil; Abdel Fattah Amer Mabrouk, UA-IAPSC, Camarões ; e Yene Belayneh, USAID, EUA.

1. Introdução

A monitoria, a vigilância e a prospecçao são actividades críticas necessárias para a implementação bem-sucedida de um programa eficaz de Manejo Integrado de Pragas (MIP/IPM). A previsão de quando uma praga estará presente e a avaliação do nível e severidade de uma infestação permite a mitigação oportuna do problema usando o mínimo de intervenções e as mais seguras para proteger de modo eficiente e econômico a perda de rendimento, preservando os serviços dos ecossistemas necessários e minimizando danos ao meio ambiente.

Este capítulo fornece informações e contexto sobre o papel e os processos de monitoria, vigilância e **a prospecção** relacionados a um programa de MIP para o controle da lagarta do funil de milho (LFM) em África. Além disso, este capítulo fornecerá:

- Protocolos de monitoria para uso de armadilhas de feromonas.
- Protocolos de prospecção no campo.
- Instruções práticas sobre como determinar se e quando aplicar as opções de controle químico, com base em monitoria e na observação dos limiares de ação.

O conteúdo do capítulo enfatiza o conhecimento e as práticas ao nível do campo que serão imediatamente úteis aos pequenos agricultores e agricultores progressistas ao nível das comunidades (ver Seção 1.2), bem como ao pessoal profissional de extensão que desenvolve materiais técnicos para atender a esse grupo alvo. O capítulo também pode ser de interesse geral para técnicos especialistas e formuladores de políticas interessados no desenvolvimento, implementação e coordenação de esforços mais amplos de monitoria da LFM ao nível local, nacional, regional e continental.

1.1. Definições

Os termos usados para monitoria, vigilância e prospecção não são totalmente padronizados em jurisdições ou disciplinas científicas. Em alguns casos, eles são usados como sinónimos e, em outros, têm um significado único. Isso pode levar a confusão. Portanto, para os fins deste capítulo, as seguintes definições serão aplicadas:

- **Monitoria** denota um esforço para rastrear activamente a presença, a população e o movimento de uma praga dentro de uma determinada área geografica. As actividades de monitoria podem ser organizadas e implementadas em vários niveis – mais tipicamente pelos governos, por meio de pessoal técnico treinado que coleta dados sistematicamente para informar os formuladores de políticas e os profissionais sobre a presença e a severidade da praga numa determinada área. No entanto, medidas mais localizadas, como dados de agricultores treinados para conduzir prospecções nos seus campos, também podem ser agregadas e incorporadas nos esquemas de monitoria mais amplos e formais. Finalmente, a monitoria também tem um significado específico no contexto de Manejo de Resistência de Insetos (IRM), que se refere à medição contínua e repetida da suscetibilidade de uma praga a uma determinada toxina (por exemplo, a um pesticida convencional ou proteína inseticida expressa numa cultura geneticamente modificada).
- **Vigilância** denota a detecção informal e passiva de problemas de pragas à medida que surgem. Em outras palavras, essa abordagem não procura activamente por uma praga específica; só nota quando ocorre um problema. A vigilância é tipicamente realizada por agricultores ao nível do campo, e não assume nenhum treinamento ou abordagem especial. A importância da vigilância não deve ser subestimada. A história mostra que os agricultores no campo estão entre os primeiros a identificar problemas emergentes e quando existe um mecanismo para coletar e rastrear relatórios de vigilância à medida que eles surgem, o feedback coletivo de milhares de agricultores pode fornecer informações poderosas sobre a dinâmica da infestação de pragas.
- **A Prospecção** refere-se a uma actividade conduzida por um indivíduo treinado de acordo com protocolos baseados na ciência – tipicamente por um agricultor, treinado na escola de machamba do camponês ou nível de extensão, observando seus próprios campos para a praga. A prospecção permite que o agricultor avalie com precisão a pressão da praga (por exemplo, a intensidade da infestação por LFM) e o desempenho da cultura no campo. A prospecção é tipicamente realizada a fim de avaliar tanto o risco econômico de infestação de pragas quanto a potencial eficácia de intervenções de controle de pragas dentro do contexto imediato de campo, com o objetivo de informar as decisões práticas de manejo de culturas ao nível de um campo individual ou numa comunidade. Contudo, dados localizados de prospecção também podem ser agregados e incorporados em esquemas formais de monitoria em vastas áreas geográficas.

1.2. Formas de fazer chegaraos pequenos agricultores

Este Guia do MIP da LFM descreve uma variedade de produtos, práticas e conhecimentos que podem ser aplicados para combater a LFM na África Subsariana. As formas pelas quais essas abordagens chegam aos pequenos agricultores podem variar substancialmente entre países e regiões, dependendo da disponibilidade de serviços formais e informais de extensão e da combinação de actores dos sectores público e privado presentes num determinado local. O conteúdo deste Guia do MIP da LFM destina-se a servir como um recurso geral que pode ser usado por extensionistas do sector público, indivíduos do sector privado, parceiros de implementação e de desenvolvimento e outros para desenvolver materiais de extensão adaptados localmente. Contudo, em última análise, o utilizador final pretendido destas tecnologias é um pequeno agricultor. É importante ressaltar que muitas comunidades de pequenos produtores em toda a África contêm um subgrupo de pequenos agricultores inovadores – normalmente, mas nem sempre, mais instruídos e com melhores recursos do que seus vizinhos – que são mais prováveis de agir como "pioneira na adopção" de novas tecnologias. Ao longo deste manual, nos referimos a esses pequenos produtores como "agricultores progressistas ao nível de aldeia". Em geral, espera-se que os agricultores progressistas sejam os primeiros a adotar os produtos, práticas e conhecimentos descritos neste Guia do MIP da LFM. Uma vez que os agricultores progressistas demonstram o valor dessas abordagens para seus vizinhos, os esforços subsequentes para massificar a adoção de medidas de controle da LFM têm maior probabilidade de se disseminar pelas comunidades locais e alcançar amplo controle sobre a praga.

1.3. Importância da monitoria, vigilância e a prospecção no contexto Africano

A resposta atual Africana à LFM enfrentou vários desafios decorrentes de sistemas fracos de monitoria, vigilância e a prospecção, incluindo o atraso no reconhecimento da larga presença da praga em todo o continente e a falta de informações sobre a dinâmica da migração da LFM que permitiria uma previsão eficaz de onde a infestação pode ocorrer a seguir. Talvez de forma mais perigosa para os agricultores e comunidades rurais Africanas, a dispersão da LFM resultou, em alguns casos, na pulverização indiscriminada de pesticidas, muitas vezes sem considerar se o controle químico é necessário ou eficaz no contexto local.

Neste contexto Africano, a implementação de sistemas efetivos de monitoria, vigilância e a prospecção é uma etapa crucial na implementação de uma estratégia efetiva de MIP em qualquer escala. Tal sistema é essencial não só para fornecer aviso prévio de infestação da LFM e melhorar a compreensão da sua dinâmica, mas também para ajudar os agricultores a determinar quando – e mais importante, quando não – aplicar pesticidas.

Orientações práticas sobre como detectar a LFM, e em qual limiar econômico da praga aplicar opções de controle químico, promove uso mais direcionado e eficaz de pesticidas. O uso mais direcionado e eficaz apoia ainda mais a harmonização de tácticas de controle biológico, químico e cultural, beneficiando tanto os agricultores progressivos ao nível da aldeia quanto os pequenos agricultores de várias maneiras:

- Economiza dinheiro desperdiçado em tratamentos químicos ineficazes.
- Reduz a exposição à pesticidas de pessoas e animais nos campos, resíduos de pesticidas nos alimentos e o meio ambiente.
- Protege inimigos naturais de LFM, que também podem ser mortos por pesticidas.
- Conserva a qualidade do solo e da água.
- Manejo de resistência aos inseticidas, ajudando a manter a eficácia das opções de controle químico existentes ao longo do tempo.

Essa orientação pode ser particularmente crucial para os pequenos agricultores africanos, que dependem largamente de culturas como o milho para alimentar as suas famílias ou para complementar o rendimento do agregado familiar, e que muitas vezes não têm acesso ao conhecimento ou ferramentas para aplicar pesticidas de forma segura.

2. Monitoria da LFM

A monitoria regional da LFM tem o objetivo de rastrear activamente a presença, a população e o movimento da LFM dentro de uma determinada área geografica. Isso é tipicamente realizado por pessoal técnico treinado em locais, num país ou região, mas também pode ser conduzido ao nível de aldeia e campo tanto por pequenos agricultores assim como por agricultores progressistas.

Em ambos casos, a monitoria normalmente depende de armadilhas de feromonas colocadas perto dos campos para captura adultos (mariposas) machos. Os números de LFM nas armadilhas são contados, registados e usados para informar a ação apropriada (geralmente, reportar os dados às autoridades competentes e realizar uma prospecção de campo mais intensiva e direcionada para tecer recomendações de manejo de culturas e a tomada de decisões).

2.1. Seleção de armadilha

Uma armadilha de feromona é um tipo de armadilha de insetos que utiliza feromonas para atrair (geralmente) insetos machos. Uma feromona é uma substância química secretada por (geralmente) um inseto fêmea para atrair os machos para o acasalamento. As feromonas podem dispersar-se por via aérea a distâncias muito longas e, portanto, são muito úteis para monitorar a presença de insetos. Feromonas sexuais e feromonas de agregação são os tipos mais comuns de feromonas em uso.

Atualmente, existem vários atrativos de feromonas diferentes sendo avaliadas, bem como uma variedade de tipos de armadilhas. Todos estes podem funcionar, mas alguns atrativos de feromonas também podem atrair um número limitado de mariposas não-LFM, o que pode causar alguma confusão.

Com base nas informações atualmente disponíveis, as seguintes armadilhas são recomendadas:

- Para campos de pequenos produtores, armadilha universal de tipo balde (ver Seção 2.2.1).
- Para monitoria regional, a armadilha de feromonas de tipo *Heliothis* (ver Seção 2.2.2).

2.2. Colocação e instalação de armadilha

i. Estabeleça a armadilha de feromona um mês antes do plantio.

ii. Coloque a armadilha dentro ou ao lado do campo de milho para que o cheiro da feromona seja transportado pelo vento para o topo das plantas.

iii. Pendure a armadilha na forma vertical a partir de um poste longo (3-4 metros) de modo que a armadilha fique a aproximadamente 1,25 metros do chão. (Veja Secções 2.2.1 e 2.2.2 para instruções específicas nos diferentes tipos de armadilha).

iv. Quando as armadilhas estão penduradas, elas devem ser orientadas o mais vertical possível, de cima para baixo, para evitar que a água entre pelos lados.

2.2.1. Armadilha universal de tipo balde (Figura 1)

i. Colocar a feromona.

— Coloque o atrativo, a feromona, no compartimento do cesto no topo da armadilha.

— Substitua a feromona a cada quatro semanas.

— Guarde as feromonas extras no congelador.

ii. Inserir blocos de inseticidas.

— Abrir a saqueta do inseticida (fita de vapor) e coloque uma barra de insecticida na armadilha para matar as mariposas assim que elas entrarem na armadilha. Não manuseie o bloco de inseticida com as mãos nuas – é venenoso. Use luvas ou alguma outra ferramenta.

Figura 1. Armadilha de tipo balde.

— Uma tira ou bloco deve durar quatro semanas, após o qual deve ser substituído.

— Não armazene tiras de insecticida extras com comida – as tiras são venenosas. Coloque-os num jarro hermético fechado e guarde-os num local fresco e escuro.

Figura 2. Armadilha do tipo *Heliothis*.

2.2.2. Armadilha de tipo *Heliothis* (Figura 2)

i. Colocar a feromona.

— Use um clipe de papel ou um pedaço fino de arame para perfurar o atrativo de borracha. Prenda o atrativo na corda na parte inferior da armadilha, centrando a feromona abaixo do furo inferior.

— Substitua a feromona a cada três semanas.

— Guarde as feromonas extras na Jileira.

ii. Verifique a passagem.

— Certifique-se de que entrada da armadilha esteja aberta desde a feromona para dentro do funil (armadilha da traça).

— Certifique-se de que as folhas e ramos não bloqueiam a entrada da armadilha de feromona.

2.3. Monitoria de armadilhas

i. Verifique e esvazie a armadilha todas as semanas. Para fazer isso, retire a “armadilha” do corpo da armadilha de feromona. Vire a armadilha da traça de cabeça para baixo (Figura 2, direita). Mariposas vivas da LFM podem subir pelos lados da armadilha.

ii. Aperte o tórax das mariposas vivas entre o polegar e o indicador para congelar os músculos das asas para ajudar a identificar as mariposas da LFM.

iii. Pode haver várias mariposas além da LFM na armadilha. Separe e conte as mariposas da LFM (Figuras 3-4) (asas com marca branco perto do ápice da asa; veias das asas traseiras de cor clara) de quaisquer mariposas de lagartas Africanas (AAW) (Figura 5) (veias das asas posteriores castanhas).

iv. À medida que as plantas de milho se tornam mais altas, mova a armadilha para cima do mastro de forma a que o fundo da armadilha esteja sempre a cerca de 30 cm acima das plantas.

Figura 3. Mariposa macho da LFM (*Spodoptera frugiperda*). Setas amarelas indicam caracteres-chave.

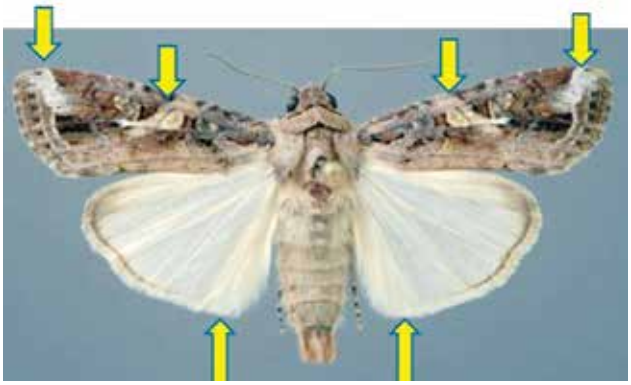


Figura 4. Mariposa macho da LFM (*Spodoptera frugiperda*). Setas amarelas indicam os principais caracteres. (Fonte: L. Buss, Universidade da Flórida, Bugwood.org).

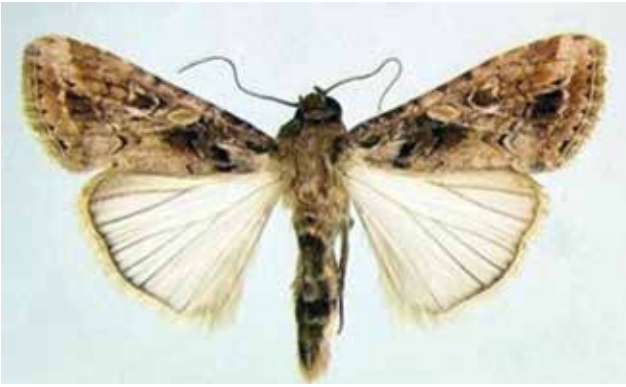


Figura 5. Mariposa macho da Lagarta Africana (*Spodoptera exempta*; AAW). (Fonte: Georg Goergen, IITA).

2.4. Registo de dados

Os dados a seguir devem ser registados num formulário de prospecção (consulte a Seção 5):

- Data do registro atual.
- Estágio ou fase de crescimento do milho.
- Número de mariposas da LFM.
- Numero de mariposas da Lagarta Africana (AAW) (se houver).

2.5. Partilha e uso de dados de monitoria

As tendências de contagem de mariposas de LFM das regiões circunvizinhas e dos países vizinhos são altamente relevantes e devem ser partilhadas. As contagens das Mariposas da LFM ao nível continental estão sendo coordenadas por um grupo de trabalho organizado pela Organização das Nações Unidas para Alimentação e Agricultura (FAO), constituido por Agência dos Estados Unidos para o Desenvolvimento Internacional (USAID), Centro Internacional de Melhoramento de Milho e Trigo (CIMMYT), Centro de Agricultura e Biociências Internacionais (CABI), Centro Internacional de Fisiologia e Ecologia de Insetos (ICIPE), Instituto Internacional de Agricultura Tropical (IITA), Universidade de Barcelona, Universidade do Estado da Pensilvânia, Universidade de Lancaster e a Organização Nacional de Pesquisa Agrícola (NARO), Uganda, e outras instituições de pesquisa nacionais Africanas.

Números de mariposas nas armadilhas apenas, podem ser enganosas. Nunca tome decisão de pulverização baseando-se apenas na contagem de mariposas das armadilhas. Lembre-se:

- O numero de mariposas pode permanecer baixo (menos de uma mariposa por armadilha por dia), mesmo durante um surto. Pode não haver mariposas na armadilha ao lado do campo, mesmo que uma percentagem significativa de plantas esteja infestada com LFM.

- Números de mariposas indicam a presença de LFM na área, mas não indicam o nível de intensidade de postura de ovos. **A prospecção** é necessária para determinar a intensidade de colocação de ovos (percentagem de plantas infestadas) (Seção 3).
- Não tomar decisões de pulverização baseando-se apenas nos números de mariposas das armadilhas. Examine os campos para determinar a necessidade de tratamento.

3. Prospecção de campo para o LFM

A prospecção baseia-se no conhecimento da praga e do agroecossistema agrícola, juntamente com uma compreensão dos mecanismos de intervenção e ferramentas de mitigação.

- Localizar um campo de milho à procura de LFM não é isento de custos. Por exemplo, procurar um campo de milho de 50.000 plantas a uma taxa de 5 segundos por planta custaria quase 70 horas em trabalho.
- Para efectivamente e economicamente explorar um campo de milho, técnicas de amostragem devem ser empregues.

Com base na opinião de especialistas africanos e globais, são apresentados limiares de ação experimentais que são baseados no estágio de crescimento da planta. Atraves do tempo, a comunidade de pesquisa desenvolverá Limiares Econômicos mais formais (veja o Capítulo 1).

- Consideramos as duas categorias de agricultores descritas na Seção 1.2 – pequenos agricultores e agricultores progressistas ao nível de aldeia – e desenvolvemos Limites de Ação separados para cada um desses dois grupos (Tabela 1).
- Geralmente, tanto os pequenos agricultores assim como os agricultores progressistas ao nível das aldeias inspeccionam os seus campos da mesma forma. No caso de pequenos agricultores, pode ser necessário tempo extra para explicar Limiares de Ação, amostragem e uso de pesticidas. Além disso, os procedimentos de mitigação mais conservadores são recomendados para os pequenos agricultores, eles muitas vezes não têm o equipamento de treinamento e proteção para usar com segurança e eficácia muitos pesticidas.
- Normalmente, as decisões de pulverizar um pesticida baseiam-se no Limiar Econômico e no Nível Econômico de Dano calculados. Não temos Limiares Econômicos com base nas estimativas dos países africanos, mas, temos mais de 100 anos de experiência com a LFM nas Américas. Nessa situação, com base em Opinião de Especialistas, devem ser usados limiares de ação provisórios que são baseados no estágio de crescimento de plantas.

3.1. Identificação dos estágios de crescimento de milho

É importante que o agricultor tenha uma noção geral das fases de crescimento de sua cultura de milho ao explorar, já que o estágio de desenvolvimento indica vários fatores relevantes:

- Densidade da copa no campo, que por sua vez indica o padrão de amostrage para a prospecção no campo.
- As partes da planta acessíveis ao insecto para infestação, e o tempo que as larvas de LFM podem ter para infestar a planta após a emergência. Isso, por sua vez, indica que parte da planta deve ser inspecionada durante a prospecção e que sinais de infestação procurar.
- A eficácia das potenciais opções de controle químico e o tempo antes da colheita, ambos podem afetar o Limiar de Ação recomendado antes que a pulverização de pesticida seja recomendada.

A identificação adequada do estágio de crescimento ajuda a tomar a decisão sobre o tratamento do campo de milho e, se sim, como. Geralmente, as fases de crescimento do milho são divididas em Vegetativa (V), inflorescência (VT) e Reprodutiva (R) (Figura 6). A fase V do milho é definida como o número de folhas de milho exibindo um colar de folhas (Figura 7) e não o número total de folhas na planta. Por exemplo, a planta de milho exibida na Figura 7 está no estágio V3, não no estágio V5.

Estágios de crescimento do milho

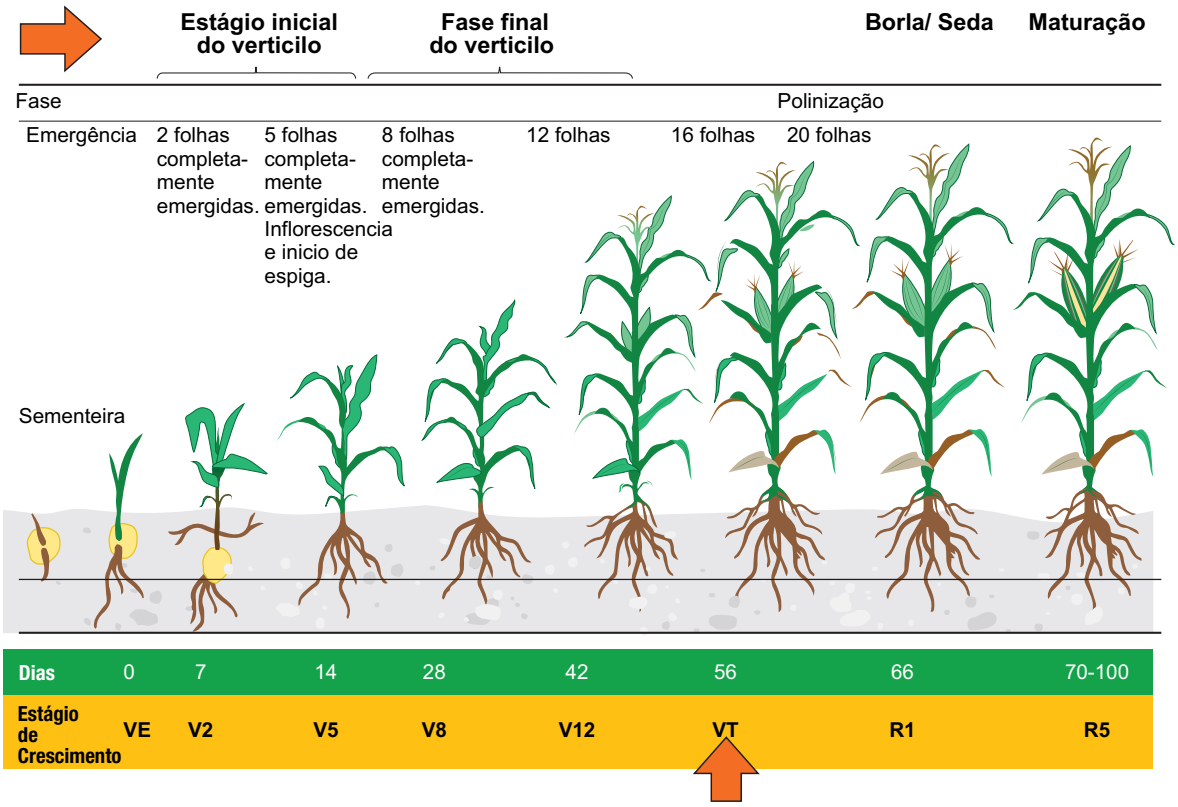


Figura 6. Estágios de crescimento do milho (modificado de Clarrie Beckingham, 2007, https://www.dpi.nsw.gov.au/agriculture/horticulture/vegetables/commodity-growing-guides/sweet-corn). Setas laranja indicam estágios críticos a considerar.

Uma simplificação útil é chamar as fases VE a V6 ”Funil inicial”, as fases V7 a VT encena “Funil tardio” e as fases de R1 a R3 “inflorescencia e espiga”. Os últimos termos são usados nas recomendações de prospecção e o limiar de ação.

O ponto de crescimento do milho é abaixo do solo até o final da fase de funil inicial (cerca de V6)[1], ponto no qual pode ser danificado pela LFM causando uma condição conhecida como “Coração morto” (Figura 8). A aplicação de pesticidas, se necessário, também é mais fácil de ser direcionada para o funil nos estágios anteriores a V e também tem a vantagem de que o tratamento pode controlar mais directa e facilmente os instares iniciais (do primeiro ao terceiro) da LFM. Finalmente, a exposição a pesticidas é muito menor nesses estágios iniciais de crescimento, porque o aplicador de pesticida não está direcionando a pulverização à parte de cima.

À medida que a planta de milho cresce, isto é, depois da fase de funil tardio (V7 e além), será progressivamente mais difícil fazer aplicações uniformes de pesticida no funil. Além disso, as larvas da LFM nos instars tardios (quarto ao sexto instar), se presentes, podem bloquear o funil com seus excrementos, limitando a capacidade do pesticida de atingir e afetar efetivamente as larvas de LFM Escondidas no funil.

No estágio de VT, a inflorescência que emerge pode empurrar as larvas maiores da LFM para fora do funil. Essas larvas, então, frequentemente se movem para a espiga em crescimento e, frequentemente, perfuram e infestam as espigas.

A primeira geração da LFM que emerge na fase V2 pode completar o desenvolvimento, pupar, emergir, acasalar e re-infestar a cultura do milho no estágio de maturação durante a mesma época de sementeira. Em muitos casos onde a LFM é endêmica, a cultura do milho pode ser vista frequentemente com gerações sobrepostas de LFM na mesma planta.souvent voir des plants de maïs avec des générations chevauchantes de la chenille légionnaire d’automne.

[1] https://www.agry.purdue.edu/ext/corn/news/timeless/growingpointsgalle1ry.html

Figura 7. Estágio V3 da planta de milho, para ilustrar a progressão dos estágios de crescimento. Observe que o estágio V é determinado pelo número de folhas que exibem um colar de folhas e não pelo número total de folhas visíveis. (Fonte: R.L. Nielsen, Purdue University).

Figura 8. "Coração morto" no milho, danos causados por LFM (Fonte ICIPE).

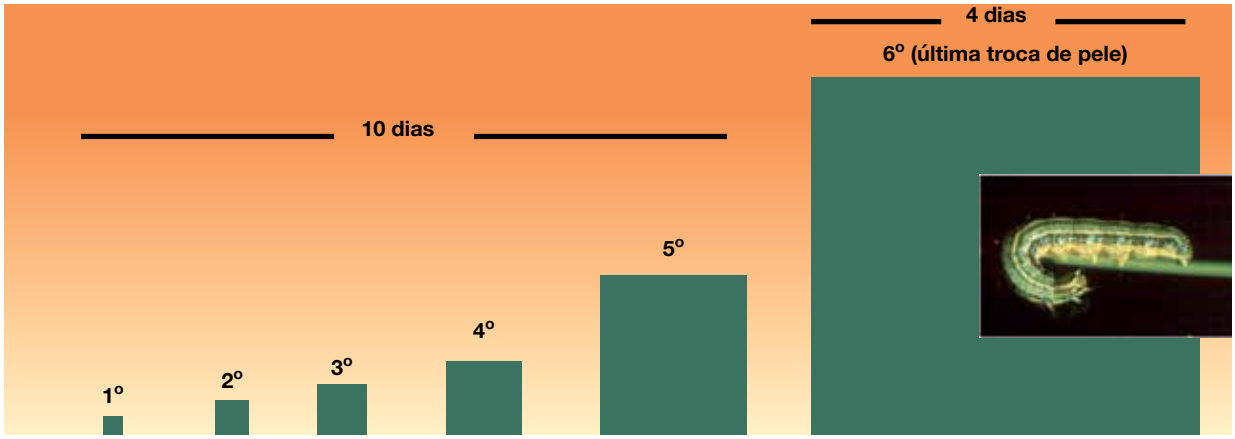


Figura 9. Quantidades relativas de alimentos consumido por uma lagarta de LFM durante diferentes estágios de crescimento. Note que a lagarta se alimenta mais durante o último estágio larval. (Fonte: Flanders KL, Ball DM, Cobb PP, revisado em maio de 2017, ANR-1019 Alabama Cooperative Extension System).

3.2. Protocolos de prospecção

Uma vez que o estágio de crescimento do milho tenha sido identificado, use o protocolo de prospecção apropriado (veja as seções 3.3.2-3.3.4) para amostrar o campo.

O foco da prospecção deve ser a detecção atempada; quanto menor o insecto, mais fácil é controlar. Idealmente, a prospecção deve começar logo após a emergência das plântulas (VE; Funil inicial). A LFM completa seu ciclo de vida em 30 a 40 dias e a primeira geração de larvas da LFM geralmente ataca as plantulas, portanto os campos devem ser verificados semanalmente nos estágios de plântulas e Funil Inicial.

Em geral, os prospectores devem procurar por sinais de eclosão de ovos e de alimentação de larvas de ínstares precoces, em vez de procurar as pequenas larvas de LFM. Conforme descrito abaixo (Secções 3.3.2-3.3.4), tais sinais incluem características como danos nas folhas, furos no funil e excrementos. A Figura 9 é uma representação não apenas da quantidade relativa que cada larva de LFM come ao longo da sua vida, mas também do tamanho relativo das larvas em diferentes instares. As larvas recém-nascidas e de primeiro ínstar são bastante pequenas – na ordem de 1 mm – e podem ser difíceis de encontrar. No entanto, com um pouco de prática, os agricultores podem tornar-se hábeis em detectar até mesmo os pequenos furos sinais de alimentação de LFM. Quando as larvas LFM são grandes o suficiente para se identificar sem uma lente de mão, elas são difíceis de controlar.

Para todos os protocolos de prospecção, duas considerações adicionais devem ser lembradas:

- SEGURANÇA: SEMPRE determine primeiro se o campo foi tratado com inseticida e, em caso afirmativo, quando e com qual princípio activo e taxa. Os pesticidas têm rotulado os critérios de reentrada, e é importante que os prospectores não sejam expostos a níveis perigosos de pesticidas, trabalhando num campo que não é seguro para a reentrada depois de uma aplicação recente de pesticidas.
- Os prospectores devem sempre determinar se choveu e registar qualquer chuva no formulário de prospecção (Secção 5). Chuva forte pode matar as larvas de 1º, 2º e 3º instar e, apesar de estarem presentes danos no campo, muitas larvas podem ter morrido.

3.3.1. Padrões de prospecção

Inspeccionar um campo de milho envolve avaliar com precisão o nível de infestação de LFM, geralmente expresso como uma percentagem (%) de plantas infestadas. Isso é feito por amostragem. Idealmente, a amostragem deveria ser aleatória, mas amostragm de um campo de maneira puramente aleatória é bastante difícil e, provavelmente, desnecessária. O que pode ser feito facilmente é inspeccionar um campo de maneira semi-sistemática. Uma abordagem comumente usada é o padrão "W" mostrado na Figura 10. Esse padrão é particularmente fácil de acompanhar até o Estágio de inflorescência da planta de milho.

O elemento a conduzir a prospecção entra no campo cerca de 5 metros (evitando as filas de bordadura do campo é importante para evitar os efeitos de bordadura). O prospector então zigzag o campo, parando em 5 pontos diferentes. Em cada um desses pontos, o avaliador inspecciona 10-20 plantas a procura de sinais de alimentação da LFM (descritos nas secções 3.3.2-3.3.4). A percentagem de plantas danificadas é registada e o avaliador move-se para o próximo ponto de verificação. Depois de avaliar 5 pontos no campo, o avaliador determina a percentagem de plantas danificadas para o campo e, em seguida, refere-se à Tabela 1 para instruções para determinar se a mitigação é necessária. Esses Limiares de Ação são usados no lugar de Limiares Econômicos (consulte o Capítulo 1) quando os últimos não estão disponíveis. Se a aldeia tiver dados de Limiar Econômico, então, por todos os meios, eles devem ser usados, pois eles constituem melhor indicador para a mitigação. Em lugar de um Limiar Econômico, os Limiares de Ação aqui apresentados, baseados nas opiniões de especialistas de pesquisadores da LFM em África e nas Américas, devem servir como guias precisos.

Não há nada prescritivo sobre o padrão de observação "W". O padrão de prospecçao pode precisar de ser improvisado com base no estágio de crescimento do milho ou na forma do campo. Por exemplo, o milho densamente plantado na fase de floração e subsequentes pode ser difícil de atravessar usando o padrão "W". Uma alternativa é usar o padrão "Escada" mostrado na Figura 11. Neste método, as linhas A-E são usadas como passadelas para atravessar mais facilmente o campo de maneira semi-sistemática.

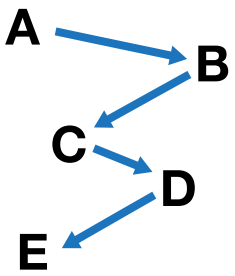


Figure 10. Padrão de coleheita de amostras para o campo de milho nos estágios iniciais e tardios do funil.

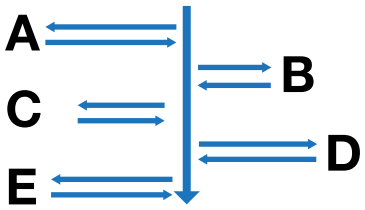


Figure 11. Padrão de colheita de amostras para o campo de milho nas fases de VT e Reprodutiva.

3.2.2. Prospecção na fase de funil inicial (VE-V6)

i. Ao chegar ao campo, especialmente em campos pequenos, pare e faça rapidamente uma avaliação visual. Às vezes, as infestações pontuais num campo podem ser vistas nesse estágio. Da mesma forma, procure por "focos" enquanto se move pelo campo.

ii. Mova-se pelo campo rapidamente. Isso se torna mais fácil com experiência. Pare 5 vezes. Examine uma variedade de pontos no campo (mas evite linhas de bordadura).

iii. Em cada paragem, examine 10-20 plantas. Concentre-se nas folhas mais recentes, duas a três (2-3) emergindo do funil, pois é onde a LFM gosta de se alimentar e onde as mariposas da LFM põem ovos.

iv. Em alguns casos, as larvas da LFM raspam e podem cortam as plântulas (Figura 12). Este dano é muito semelhante ao dano da lagarta-rosca. Geralmente, o insecto praga pode ser encontrado escondido sob restos ou detritos perto das plantas cortadas. Os restos de milho danificados desta maneira podem precisar de ser resemeados.

Figure 12. Corte e raspagem de plantas na fase inicial de funil. Danos por LFM no estágio inicial de crescimento podem ser confundidos com os danos causados por brocas do colmo.

Figura 13. Danos de larvas de LFM nos primeiros instars nas folhas de milho na forma de pequenos orifícios ou pequenas janelinhas.

v. Quando as plantas são jovens e os tecidos das folhas são macios, as larvas da LFM de primeiro instar produzem danos aglomerados do tipo furos ou pequenas janelinhas redondas (Figura 13). Registe o número de plântulas (de 20) que possuem esses tipos de dano.

vi. Mais tarde, à medida que os tecidos das folhas amadurecem e se tornam mais fibrosos e resistentes, as janelinhas podem ser dispersas e alongadas em vez de agrupadas (Figura 14). A largura das janelinhas reflete a largura da cápsula da cabeça larval.

vii. Devido à natureza da sobreposição de gerações de LFM, pode ser útil distinguir entre dano antigo e recente. Para fins de prospecção, registre somente dano recente.

Figura 14. Danos de LFM nos ínstars iniciais nas folhas de milho na forma de pequenos orifícios ou pequenas janelas.

viii. Os sinais de funil infestado incluem janelinhas frescas (no funil), larvas de LFM, material fecal fresco (excrementos) e danos de alimentação frescos.

ix. Danos de alimentação no funil resultam de folhas danificadas se expandindo para fora do funil, produzindo uma série de furos alinhados na forma horizontal na folha (Figura 15).

x. Registre o número de plântulas que possuem funis infestados e calcule a percentagem (%) de infestação para esse local de prospecção (consulte o Formulário de prospecção na Secção 5).

Figure 15. Alimentaçao da LFM no funil. À medida que a folha emerge, aparece um padrão característico de corte em forma de "recorte de papel". Isso ocorre quando as larvas se alimentam da folha enrolada no funil.

xi. Agora vá para o próximo ponto. Examine 10-20 plantas. Registre os dados. Repita o processo num total de 5 vezes.

xii. Após examinar os 5 pontos no campo, calcule o percentual total (%) de infestação no campo. Em seguida, consulte a Tabela 1 para determinar se o Limiar de Ação recomenda o tratamento químico.

- ***Limiar de ação: Estágio inicial de funil:*** **Se 20% (variação de 10-30%) das plântulas estiverem infestadas, uma aplicação de inseticida é justificada. Muitos praticantes escolhem os 10%, nível mais baixo como Limiar de Ação. Esta decisão é justificada pela disponibilidade de pesticidas seguros, equipamento adequado e valor de mercado do milho (ver Secção 4).**

3.3.3. Prospecção nos estágios posteriores do funil (V7-VT)

i. Mova-se pelo campo rapidamente. Pare 5 vezes. Examine uma variedade de pontos no campo (mas evite linhas das extremidades).

ii. Em cada paragem, examine 10-20 plantas. Examine as três ou quatro (3-4) folhas mais recentes emergindo do funil e da inflorescencia emergente.

iii. Sinais de funis infestados incluem janelinhas recentes (no funil), larvas da LFM, excrementos e danos frescos de alimentação.

iv. Registre o número de plantas (de 20) com janelas recentes ou funis infestados.

Figura 16. Franja emergente. À medida que a planta de milho se desenvolve, a borla surgirá no VT. A borla emergente empurrará as larvas da LFM para fora da espiral. Grandes larvas migram para os crescentes axiais das espigas.

- ***Limiar de ação – Estágios posteriores de funil:*** **Se 40% (variação de 30-50%) das plantas estiverem infestadas, uma aplicação de inseticida é justificada. Conforme observado na Tabela 1, muitos praticantes podem optar por escolher o nível baixo deste intervalo para controlar a LFM, ou seja, 30%. Uma vez os melhores dados econômicos estejam disponíveis, a decisão será baseada no LE e no Nível Econômico de dano. A meio termo, essas instruções, baseadas na opinião de especialistas, devem funcionar (ver Secção 4)**

3.3.4. Prospecção nos estágios de inflorescência e espiga (R1-R3)

i. Mova-se pelo campo rapidamente. Pare 5 vezes. O padrão de prospecção de "Escada" (Figura 11) pode ser útil nesse estágio. Examine uma variedade de pontos no campo, mas evite as extremidades por causa dos efeitos de bordadura. Em cada paragem, examine 10-20 plantas.

ii. Quando a inflorescencia emerge, ela empurra as larvas da LFM para fora do funil. A partir deste ponto, as larvas da LFM escondem-se nas axilas das folhas, na base da espiga em desenvolvimento e / ou na ponta da espiga. (Nesta fase, não há nenhum funil a larva de LFM se esconder dentro).

iii. Examine cada espiga e as sedas. Larvas de LFM não só se alimentam no meio da espiga, mas também infestam a ponta. Examine uma espiga imediatamente acima e abaixo de cada espiga.

iv. Registre o número de plantas com qualquer dano fresco de alimentação, o número de plantas que estão infestadas com larvas de LFM e o número de plantas que têm espigas danificadas.

v. Certifique-se de identificar quaisquer larvas encontradas. A melhor "marca de campo" para identificar LFM é o quadrado formado por quatro pontos pretos no oitavo segmento abdominal (Figura 17).

Figura 17. "Quadrado formado de quatro pontos" (indicado pela seta) no 8º segmento abdominal da LFM.

- ***Limiar de ação: Estágios de inflorescência e espiga:*** **Se 20% (variação de 10-30%) das plantas com inflorescência estiverem infestadas pela LFM ou tiverem dano na espiga (Figura 18), uma aplicação de inseticida pode ser justificada. Veja a Secção 4 para considerações importantes e cuidados sobre a aplicação de inseticidas neste estágio.**

Figura 18. Danos na espiga causados por larvas de LFM.

4. Limiares de ação e recomendações

A tabela seguinte resume as recomendações actuais do Limiar de Ação.

Tabela 1. Resumo dos limites de ação da LFM. Os limiares são expressos como percentagens de plantas com sintomas típicos de dano da LFM.

Estágio de cultura de milho	Fase V	Limiar de ação para o pequeno agricultor	Limite de ação para agricultor progressista ao nível de aldeia
Estágio Inicial do funil	VE-V6	20% (10-30%)	20% (10-30%)
Estágio final do funil	V7-VT	40% (30-50%)	40% (30-50%)
Estágio de inflorescência a e espiga	R1-R3	NAO PULVERIZAR A menos que de baixa toxicidade e de suporte de conservação de Controle biológico	20% (10-30%)

O seguinte deve ser considerado ao interpretar os Limiares de Ação na Tabela 1:

- As recomendações são apresentadas como o ponto médio do intervalo, por exemplo, 20% (intervalo de 10-30%).
- As recomendações são apresentadas como limiares de ação com base na opinião de especialistas, incluindo profissionais em África e nas Américas. Essas estimativas serão revistas como Limiares Econômicos quando os dados forem disponíveis. Consequentemente, os agricultores devem consultar os agentes de extensão em cada país sempre que possível para fornecer aconselhamento em tempo real sobre o uso da Tabela 1.
- Em alguns casos, os profissionais escolheram o limiar de ação mais baixo (10%) para o tratamento do milho no Estágio Inicial do Funil. Por outro lado, outros profissionais podem escolher Limiares de Ação mais altos com base em seus conhecimentos e na situação local.
- A decisão de tratar cedo e com um limiar de ação mais baixo baseia-se no fato de que muitos pequenos agricultores não possuem Equipamentos de Proteção Pessoal (EPP), equipamento de pulverização adequado e conhecimento sobre o uso seguro de pesticidas. Tratar num estágio anterior de crescimento do milho (antes de VT) pode ajudar a eliminar situações em que os pequenos agricultores estariam pulverizando por cima nos estágios reprodutivos ou de VT.
- **Não recomendamos que os pequenos agricultores apliquem inseticida em ou após-VT porque é muito perigoso para o aplicador e para sua família.**

Considerações adicionais de segurança:

- O uso seguro de inseticidas requer equipamento de protecção pessoal (EPP). Os efeitos venenosos dos pesticidas não são fáceis de ver.
- Se pulverizações forem utilizadas, os inseticidas efectivos de baixa toxicidade existem e devem ser usados quando estiverem disponíveis para conservar os inimigos naturais de LFM e limitar a exposição humana a produtos químicos. Veja o Capítulo 3 para mais orientações sobre o uso de pesticidas.
- A primeira edição deste Guia de MIP da LFM não aborda o treinamento de aplicadores de pesticidas. Enquanto isso, por favor consulte especialistas específicos do país. O Manual do Estagiário: Introdução ao Manejo Integrado de Pragas (2011), produzido pela “CropLife International”, também é um bom recurso. https://croplife-r9qnrxt3qxgjra4.netdna-ssl.com/wp-content/uploads/2014/04/IPM-Trainee-Manual-2011-update.pdf
- Os pequenos agricultores e suas famílias estão em risco de exposição a pesticidas altamente perigosos.
- Os pequenos agricultores, às vezes, desconhecem os intervalos de segurança e reentrada de inseticidas. As espigas verdes de milho que foram recentemente pulverizadas não devem ser utilizadas para consumo imediato, uma vez que tal pode representar um risco grave de exposição a produtos químicos.
- Os pequenos agricultores devem aplicar medidas de controle cedo, mas com base nos limiares de ação (Tabela 1), quando as larvas de LFM são pequenas. Além de ser o momento mais seguro de aplicação, esse período reduzirá a carga das larvas de LFM à medida que as plantas começarem a formar espigas.

As chaves para o controle integrado e menos tóxico da LFM incluem a detecção precoce e a harmonização de tácticas de controle biológico, cultural e químico:

- A deteção atempada de infestações de LFM requer uma prospecção de campo atempada e regular. O tempo pode ser auxiliado pelo uso de armadilhas de feromonas.
- A harmonização de tácticas de controle apoia e melhora o impacto de inimigos naturais (veja o Capítulo 5 sobre Controle biológico). Quando a pressão da praga é moderada ou baixa, escolha inseticidas que não sejam tóxicos para insetos benéficos. O pólen de milho pode atrair abelhas. Portanto, considere a aplicação de inseticidas no final do dia, pouco antes do anoitecer, quando as abelhas e outros polinizadores retornaram às suas colmeias.
- Os pequenos agricultores podem recorrer a medidas de controle de baixo custo que são intensivas em mão-de-obra, mas ainda assim eficazes. Por exemplo, eles podem procurar por massas de ovos no campo e esmagá-los com os dedos. Eles também podem procurar por larvas que podem ser fornecidas a galinhas.
- Muitas práticas de controle cultural que são muito trabalhosas para os agricultores comerciais (por exemplo, colheita manual de larvas) podem fazer sentido para os pequenos agricultores, especialmente se não tiverem outros meios de controle e se o trabalho não for um problema.

4.1. Tomar uma decisão de pulverizacao segura / não-pulverizar – o processo de “quatro etapas repetidas”

- É importante procurar oportunidades para não pulverizar pesticidas químicos contra a LFM. A combinação de monitoria e prospecção fornece indicações mais confiável para decisões de “Não pulverizar”.
- Uma sequência de tomada de decisões de Repetição em Quatro Etapas[2] deve ser considerada antes de tomar uma decisão de pulverização química.
- A sequência de quatro etapas usa as seguintes informações:
    1. Contagem de mariposas a nivel regional e local.
    2. A previsão do tempo (probabilidade de chuva).
    3. A prospecção sistemática de campos.
    4. Limiares de Ação.

4.1.1. Instruções para o processo de repetição de quatro etapas

i. Antes de chegar ao campo:

- Verifique as contagens de mariposas regionais (passo 1).
- Verifique a previsão do tempo (passo 2).

ii. No campo:

- Verifique as armadilhas de feromonas (etapa 3).
- Examine o campo e aplique um Limiar de Ação (etapa 4).

Se as contagens de mariposas regionais e locais forem baixas, e houver muito pouca evidência de infestação de LFM na cultura, isso é considerado como um ambiente de tomada de decisão “segurança dupla”: (1) Não há LFM no campo; e (2) não há mariposas chegando para depositar ovos no campo.

iii. Repetir:

- No caso de uma decisão “sim-pulverizar”, volte em 7 a 10 dias. O uso de EPP ao entrar novamente no campo é essencial. Também é importante saber quais são as restrições de reentrada para o produto químico específico usado. Repita os quatro passos.
- No caso de uma decisão “Não pulverizar”, volte em 4-7 dias. Repita os quatro passos. O número de dias depende de quão próximo você está do limiar de ação. Se estiver perto, recomenda-se o intervalo mais curto de 4 dias.
- NOTA: Em todos os casos, respeite as restrições de reentrada.

[2] Este processo de ensaio de quatro etapas é uma adaptação do processo de ensaio de cinco etapas de Dan McGrath.

4.2. Manejo de resistência à inseticidas (MRI)

- Inseticidas, se utilizados adequadamente e de acordo com as instruções do rótulo (ver Capítulo 3), são uma ferramenta segura e poderosa para o controle de insetos pragas. No entanto, o mau uso pode levar o insecto a desenvolver resistência ao princípio ativo, além de causar danos aos inimigos naturais e ao meio ambiente. Isto é especialmente importante com a LFM, pois o insecto tem uma longa história de desenvolvimento de resistência a inseticidas. Portanto, precauções necessárias devem ser tomadas para evitar o desenvolvimento de resistência dos insetos.
- A LFM em climas tropicais completa seu ciclo de vida em 30 a 40 dias. Evite tratar gerações sucessivas de LFM com a mesma substancia ativa ativa.
- Fazer rotação da substancia activa dos produtos que tenham ingredientes com diferentes modos de ação a cada 30 dias.
- O rótulo do pesticida especifica com que frequência e a que taxa um inseticida deve ser aplicado por época. Estas instruções são baseadas em pesquisa e são projetadas para retardar o desenvolvimento de resistência à inseticidas na população da LFM.
- Aplique nas taxas recomendadas, intervalos e totais sazonais, conforme especificado pelo rótulo e as instruções.

4.3. Alvos educacionais

- LFM é um insecto praga recém-introduzido em África. Portanto, muitos agricultores não estão familiarizados com a praga e precisam de treinamento em segurança de pesticidas e o uso de intervalos de segurança associados a inseticidas específicos usados para o controle de LFM.
- Agricultores progressistas ao nível de aldeias maiores devem ser informados pelas tendências regionais de postura de ovos, devem estar cientes de como determinar o nível de infestação de LFM em seus campos de milho (% de plantas infestadas), e aplicar limiares de ação, a fim de reduzir aplicações inseticidas dispendiosas e desnecessárias.
- Os pequenos agricultores devem usar a mesma abordagem geral para a tomada de decisão baseada na prospecção como os agricultores comerciais de grande escala ou produtores de sementes, com a excepção de que a pulverização após o Estágio de VT na cultura do milho deve ser evitada.
- Profissionais agrícolas precisam de treinamento para aumentar seus conhecimentos, autoconfiança, níveis de habilidade e disposição para tomar decisões de não-pulverização quando for seguro passar uma aplicação de inseticida.

5. Formulário de Prospecção

Data de sementeira: **Distrito:** **Localização:** **Seu Nome:**

	Semana 1							Semana 2							Semana 3						
Data de amostragem																					
Estágio de crescimento do milho:																					
Datas de chuva / intensidade:																					
Inseticidas aplicados / Taxas / Datas:																					
Dados da armadilha de feromonas	Eleve a armadilha à medida que o milho cresce mais alto. Mantenha o fundo da armadilha 30 cm acima das plantas.																				
Número de mariposas de LFM:																					
Número de mariposas AAW:																					
Estágio Inicial do funil (VE-V6)	**Examine duas a três (2-3) folhas novas emergindo do funil**																				
Cinco paragens	**1**	**2**	**3**	**4**	**5**	**Soma**	**%**	**1**	**2**	**3**	**4**	**5**	**Soma**	**%**	**1**	**2**	**3**	**4**	**5**	**Soma**	**%**
# Plantas com janelinhas frescas / Total																					
# Plantas com funil infestado / Total																					
Estágio final do funil (V7-VT)	**Examine de três a quatro (3-4) folhas novas emergindo do funil mais a inflorescencia emergente..**																				
Cinco paragens	**1**	**2**	**3**	**4**	**5**	**Soma**	**%**	**1**	**2**	**3**	**4**	**5**	**Soma**	**%**	**1**	**2**	**3**	**4**	**5**	**Soma**	**%**
# Plantas com janelinhas frescas / Total																					
# Plantas com funis infestados / Total																					
Estágio de inflorescencia e espiga (R1-R3)	**Examine a (s) espiga (s) e folhas e axilas das folhas acima e abaixo das espigas**																				
Cinco paragens	**1**	**2**	**3**	**4**	**5**	**Soma**	**%**	**1**	**2**	**3**	**4**	**5**	**Soma**	**%**	**1**	**2**	**3**	**4**	**5**	**Soma**	**%**
# Plantas com qualquer dano fresco / Total																					
# Plantas com larvas / Total																					
# Plantas com espiga danificada / Total																					

Perigo de pesticidas e manejo de riscos e compatibilidade com o MIP

Autores: Paul C. Jepson, Katie Murray, IPPC, Universidade do Estado de Oregon, USA; Oliver Bach, Rede de Agriculturra Sustentável, Costa Rica; Donald Kachigamba, NPPO, Malawi; Francis Ndeithi, Syngenta, Quénia; Joseph Kibaki Miano, Bayer, Quénia; Tracy McCracken, USAID, Quénia; David Onyango, CABI, Quénia; Isaiah Nthenga, ZARI, Zâmbia; Komi Agboka, Universidade de Lomé, Togo; Stephen Byantwala, Ministério de Agricultura, Indústria Animal e Pesqueira, Uganda; e Hugo De Groote, CIMMYT-Quénia.

Revisto pelo Grupo de Trabalho Ocidental de Redução de Riscos de Pesticidas (um grupo de Coordenadores de IPM do Estadol de 14 Estados Ocidentais dos EUA e Territórios da Ilha do Pacífico financiado pelo USDA).

1. Introdução

Este capítulo foi concebido num workshop em Entebbe, Uganda, no qual muitos dos co-autores participaram, com acréscimos de dois Workshops de Treinamento e Consciencialitização sobre o Controle da Lagarta do funil de milho (LFM/FAW) em Harare e Adis Abeba.

Usamos aqui várias abordagens para atender a um conjunto complexo de necessidades associadas ao manejo e uso de pesticidas contra a LFM, sabendo que tais produtos já estão sendo amplamente distribuídos aos pequenos agricultores afetados pela praga em África, que podem não ter experiência prévia com a aplicação dos mesmos.

Sabemos que neste estágio do surto da LFM em África, o uso de pestidas provavelmente se justifica em algumas circunstâncias, mas atualmente não temos entendimento suficiente das situações em que os benefícios dos pesticidas podem exceder os riscos que podem representar. Também estamos cientes de que o conhecimento da aplicação eficiente de pesticidas é limitado em muitas partes do continente. A aplicação ineficaz pode resultar em alguma redução de pragas, mas também pode causar danos às populações de insetos benéficos, e pode levar ao aumento da pressão da população de pragas e maiores danos às culturas. Também pode resultar em impactos inaceitáveis para a saúde humana. Finalmente, o mercado Africano de pesticidas é complexo, com formas informais para distribuir materiais não rotulados e capacidade limitada em organizações reguladoras para eliminar compostos altamente perigosos e substituí-los por produtos químicos econômicos, eficazes e de menor risco (por exemplo, De Bon *et al*. 2014; Donald *et al*. 2016; Jepson *et al*. 2014; Pretty e Bharucha 2015).

Versões posteriores deste capítulo e publicações associadas resumirão informações sobre a eficácia de pesticidas sintéticos e biopesticidas de experimentos rigorosamente conduzidos, revisarão os parâmetros de aplicação que maximizam a eficácia, considerarão os níveis de resistência a algumas classes de compostos e quantificarão os riscos para a saúde humana e ambiental que deve ser considerado face ao acesso limitado dos agricultores à educação e ao vestuário de proteção.

Nesta primeira versão, procuramos fornecer:

1. Informações sobre barreiras e oportunidades para a implementação do manejo integrado de pragas (MIP) e o manejo efetivo de pesticidas.
2. Diretrizes de MIP acessíveis e práticas.
3. Uma discussão de como os pesticidas podem se encaixar dentro de um protótipo de instruções de MIP.
4. Identificação de pesticidas para os quais os riscos para a saúde humana e para o ambiente são susceptíveis de exceder quaisquer benefícios potenciais.
5. Um resumo dos passos simples que podem minimizar os riscos para outros pesticidas.

Adotamos uma abordagem colaborativa e inclusiva na elaboração deste capítulo que poderia ser ampliada ainda mais. Incluímos especialistas em pesquisa e extensão de universidades, especialistas técnicos da indústria de pesticidas, cientistas de centros internacionais de pesquisa agrícolas, autoridades reguladoras nacionais e regionais, funcionários de agências e especialistas em políticas.

Este capítulo tem como objetivo reduzir potenciais perdas relacionadas a pragas fornecendo informações críticas sobre pesticidas e como selecioná-los para educadores e agentes de extensão, e para apoiar autoridades reguladoras com uma forte plataforma técnica para a tomada de decisões para um registo de pesticidas. Também começará a orientar o uso eficaz de pesticidas, com riscos minimizados (económicos, de saúde e ambientais) e de uma maneira compatível com o MIP (ver Capítulo 1).

2. Barreiras e oportunidades associadas a pesticidas e MIP contra a LFM

Os princípios do MIP e uma ampla base de conhecimento sobre biologia e manejo da LFM de outros países (por exemplo, Day et al. 2017), fornecem uma base para o progresso de MIP com a LFM em África. No entanto, percebemos uma série de barreiras à rápida adopção do MIP com baixos riscos de pesticidas, e listamos essas informações abaixo para orientar a planificação do desenvolvimento de programas de MIP em múltiplas escalas.

2.1. Barreiras à implementação do MIP e ao manejo efetivo de pesticidas

Os autores têm ampla experiência em manejo de pesticidas em toda a África e incluem aqui um resumo das barreiras ou restrições que podem limitar a utilidade deste capítulo e / ou limitar os impactos das informações que ele e as futuras publicações planificadas contêm. Estes devem ser tidos em conta por qualquer pessoa que pretenda utilizar esta informação, para que as barreiras ao uso eficaz e de baixo risco de pesticidas possam ser abordadas de forma explícita.

As barreiras se enquadram em quatro temas principais: regulação e acesso a pesticidas, segurança dos produtos, envolvimento e educação dos agricultores e dados de economia / eficácia.

2.1.1. Regulação e acesso a pesticidas

- A falta de um mercado de pesticidas para uso no milho limita a experiência, o conhecimento e o acesso à informação em todos os níveis do sistema, desde agricultores a educadores e pesquisadores da indústria, instituições publicas e ONGs. A razão para isso, historicamente, tem sido o baixo rendimento, os preços instáveis e a falta de acessibilidade aos pesticidas. Isto significa que a infra-estrutura para o apoio à educação sobre o uso de pesticidas e MIP no milho deve ser construída a partir do zero se o uso de pesticidas for amplamente adotado.
- A compra em grande escala de pesticidas pelos governos pode atuar como uma barreira para programas de sucesso do MIP. Geralmente, isso é feito como uma solução de curto prazo sem as consultas necessárias; e a tendência é comprar produtos que sejam “percebidos” como muito eficazes, mas que podem não ser compatíveis com o MIP ou com requisitos para baixos riscos à saúde.
- O volume de venda de pesticidas pode ser muito baixo em alguns países africanos para encorajar o apoio industrial a produtos químicos de menor risco que possam exigir a administração de produtos se forem usados de forma eficaz. Sem esse apoio, haverá uma tendência para os agricultores selecionarem pesticidas altamente tóxicos, que, geralmente, são baratos e de fácil acesso. Isso ocorre porque os pesticidas altamente tóxicos podem limitar os surtos de pragas, mesmo se não forem aplicados de maneira uniforme e calibrada. Essas aplicações são e alto risco para a saúde humana (por exemplo, Jepson *et al*. 2014), e prejudicam o manejo a longo prazo da (s) praga (s) alvo porque podem eliminar populações de inimigos naturais.
- Atualmente, o mercado Africano é dominado pelos chamados pesticidas “genéricos”, que consistem em grande parte de produtos químicos mais antigos e mais tóxicos e que recebem pouco ou nenhum apoio técnico de seus fabricantes e distribuidores.
- Falta logistica qualificada para inspecção pós-comercialização em grande parte do continente. para garantir que apenas materiais devidamente registrados cheguem aos agricultores. Isso pode resultar na distribuição de materiais perigosos não documentados que podem promover surtos de pragas e prejudicar a saúde humana, a vida selvagem ou os animais domésticos (Jepson *et al*. 2014; Donald *et al*. 2016).
- Existem exemplos excelentes de processos regulatórios em África, incluindo o sistema multinacional que opera na África Ocidental (por exemplo, Jepson *et al*. 2014). Há, no entanto, capacidade limitada para implementar integralmente as leis e procedimentos que existem, e a responsabilidade é colocado sobre os agricultores para manejo dos riscos de pesticidas.

2.1.2. Capacidade para reduzir o risco de pesticidas

- Equipamentos de proteção pessoal (EPP) podem não ser compatíveis com as condições de África – e há evidências de que EPP não está disponível, usado ou mesmo comercializado (por exemplo, Williamson *et al*. 2008; Ajayi e Akinnifesi 2007; *Jepson et al*. 2014). Isso deve limitar os pesticidas que são recomendados para aqueles que apresentam baixos riscos, mesmo quando usados sem EPP.
- Escolha do equipamento de aplicação, calibração efetiva e tempo de aplicação são críticos para a eficácia. Se estes estiverem faltando, o uso de pesticidas pode aumentar significativamente, porque aplicações repetidas se tornam necessárias.

- Há uma falta de experiência com manuseio e destruição de embalagens de pesticidas entre pequenos agricultores. Há uma grande quantidade de dados históricos sobre os perigos que essas embalagens representam quando amplamente disponíveis, e esse perigo deve fazer parte de qualquer programa de educação em manejo de pesticidas que for realizado.
- Há baixa capacidade de manuseio de agentes de controle biológico e de formulação e manuseio de biopesticidas, incluindo biofábricas que possam fornecer uma alternativa de baixo risco aos pesticidas sintéticos convencionais.
- Conhecimento técnico e capacidade em infra-estrutura – os principais requisitos para um mercado regulamentado com segurança – nem sempre existem. Portanto, temos preocupações sobre o potencial de uso indevido e uso excessivo de pesticidas. Impactos agudos e crônicos à saúde nem sempre podem ser documentados.

2.1.3. Engajamento dos agricultores e educação

- É necessário um mecanismo para operacionalizar este material, mas não é imediatamente aparente como as necessidades observadas dos agricultores podem ser abordadas numa vasta área de invasão da LFM. As Escolas na machamba do camponês têm o mais longo e melhor histórico para atender a essa necessidade, mas serão necessários vários modelos de educação e comunicação.
- O afastamento de alguns públicos e de muitos grupos sub-representados limita o potencial de programas educacionais mais complexos para alcançá-los, e de informações críticas sobre riscos e perigos para ter o impacto necessário. Rádio e outros meios de comunicação terão que ser o seu papel.
- A agricultura de subsistência, ao contrário da agricultura comercial, representa um público desafiador para informação em programas intensivos de MIP, e é a forma dominante de agricultura exposta à LFM. Informações importantes sobre riscos e perigos dos pesticidas devem ser apresentadas de forma acessível a audiências que não tenha tido utilizadas substâncias químicas tóxicas ou que foram expostas aos conceitos fundamentais do MIP anteriormente (Parsa *et al*. 2014; Pretty e Bharucha 2015; Settle *et al*. 2014).

2.1.4. Dados eonómicos e de eficácia

- Atualmente, há uma falta de dados econômicos da cultura e informações críticas sobre a eficácia dos pesticidas contra a LFM, aplicáveis a diferentes regiões de cultivo e agroecologicas em África. Não é possível, neste momento, que alguem desenvolva e forneça recomendações sobre o uso de pesticidas que sejam adaptadoss localmente para refletir os produtos químicos disponíveis, às condições locais e os custos.
- Os custos dos impactos não intencionais de pesticidas na saúde humana (por exemplo, Maumbe e Swinton 2003) não são levados em conta nas avaliações atuais sobre a adequação de certos pesticidas no manejo da LFM.

2.2. Instruções acessíveis e práticas de MIP

Os programas de MIP são adoptados com sucesso e implementados quando eles têm metas claras que incluem as necessidades e exigências dos agricultores que eles devem servir.

Exemplos de objetivos incluem:

1. Implementar um sistema de cultivo sustentável que minimize os riscos econômicos (segurança alimentar), saúde e riscos ambientais.
2. Superar barreiras à adopção de MIP.
3. Incorporar novas, descobertas práticas quando estas estiverem disponíveis.
4. Maximizar as contribuições de todas as partes interessadas no processo.

Estas são metas típicas derivadas de uma variedade de comunidades agrícolas nos EUA, e na África Ocidental pela Universidade do Estado de Oregon, mas elas podem variar de acordo com o contexto e as maneiras pelas quais os agricultores as expressam em diferentes locais.

Normalmente, um grupo de agricultores será consultado para determinar os objetivos / resultados desejados que serão traduzidos para se enquadrarem nos princípios testados e comprovados do MIP:

1. Prevenir ou evitar perdas significativas dos cultivos usando a resistência da planta hospedeira e o controle cultural (ver Capítulos 4 e 6), e tolerar perdas de culturas sub-econômicas.
2. Identificar a LFM, distingui-la de outras pragas de lepidópteras de milho, monitorar e avaliar (ver Capítulo 2), e responder a infestações potencialmente danosas de LFM ao nível de comunidade e campo.
3. Suprimir a LFM e outras pragas através do controle biológico (ver Capítulo 5), fisicamente e, se necessário, quimicamente, em resposta a um limiar validado localmente e com baixos riscos para a saúde humana e ao meio ambiente.
4. Realizar cooperativamente o trabalho necessário de educação, pesquisa e regulamentação para facilitar o progresso.

Ter objetivos claros, expressos pelos agricultores, ajuda a alinhar as oportunidades de adopção das práticas de MIP no contexto dos sistemas cultivo locais e aumenta consideravelmente as oportunidades de aceitação e adopção do MIP (por exemplo, Pretty e Bharucha 2015; Settle et al. 2014).

Desafios específicos para MIP efectivo no controle da LFM incluem:

1. LFM é uma praga nova que ainda está se estabelecendo – criando inquietação quando o dano é visto pela primeira vez.
2. As opções de prevenção e evitar (por exemplo, sementeira antecipada) ainda não são amplamente praticadas em África, embora exista um potencial significativo para que elas sejam adoptadas por meio de programas educacionais apropriados.
3. Métodos de monitoria e prospecção foram desenvolvidos, mas estes não foram amplamente distribuídos. Programas de educação e apoio são necessários para promover monitoria e contagem efetivos, bem como intervenções.
4. Pesticidas eficazes e de baixo risco são necessários; a supressão tem se concentrado, até hoje, em pesticidas altamente perigosos que trazem consequências sanitárias e ambientais, e que podem suprimir o controle biológico durante toda a época.
5. Os processos de educação, pesquisa e regulamentação ainda precisam ser massificados e coordenados.

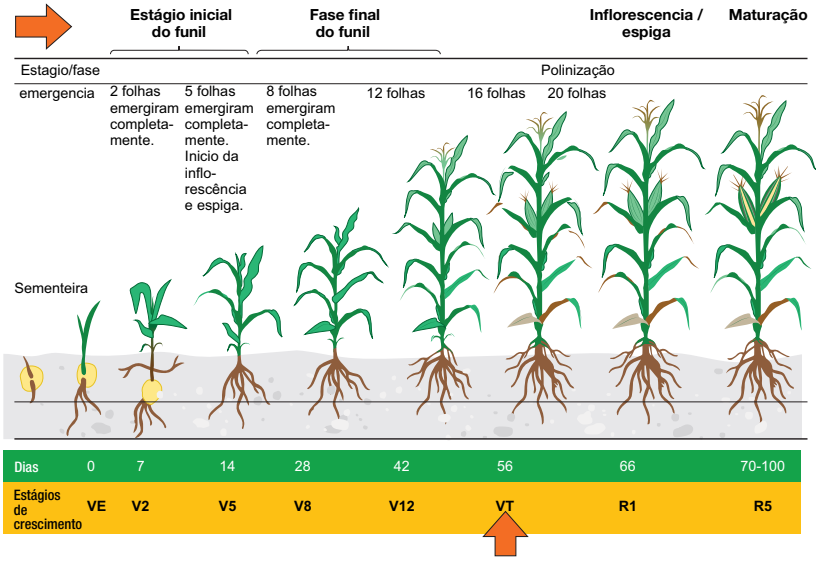
Propomos uma estrutura simples do MIP abaixo como um aspecto importante do manejo de risco de pesticidas (Figura 1). O critério-chave de não pulverizar após o estágio de inflorescencia (VT) é recomendado para pequenos agricultores que não têm acesso a treinamento e que também não possuem EPP adequado. Este limiar tem uma finalidade explícita de manejo de risco de pesticidas, porque a exposição dos agricultores e familiares aos resíduos de pesticidas será alta em cultura na fase de maturacao que é alta e envolve as pessoas que entram nela. Os custos de saúde provavelmente excederão os potenciais benefícios de aplicações de pesticidas que, nessa fase de crescimento, não terão eficácia com equipamentos de aplicação portáteis. Reconhece-se que os agricultores progressistas com níveis mais elevados de formação e acesso a EPP adequado e o equipamento para pulverizar podem optar por tratar seus campos além do VT, mas para a maioria dos agricultores com poucos recursos isso não é recomendado novamente. Mesmo para os agricultores progressistas, deve-se reconhecer que os EPPs não são adequados quando se usam Pesticidas Altamente Perigosos (PAPs), Organofosfatos (Ofs) e carbamatos; então, pulverizar além do VT só se aplica a produtos químicos de menor risco.

Dado este critério, o papel de qualquer pesticida usado antes do estágio de VT é contribuir para a supressão máxima de populações de pragas potencialmente prejudiciais de uma forma que complementa o controle biológico e cultural de pragas. Isso depende: (1) do uso de monitoria e a contagem para determinar se um tratamento é ou não justificado, e (2) da capacidade de selecionar e obter um pesticida que possa ser aplicado de forma eficaz com baixo risco à saúde humana e ao meio ambiente. Também destacamos aqui que, se os pesticidas de amplo espectro forem aplicados num estágio inicial no crescimento da cultura, os agentes de controle biológico desejáveis podem ser eliminados dos campos para toda uma época agrícola (Jepson 2007, 2009; Sherratt e Jepson 1993).

Versões posteriores deste capítulo e publicações suplementares reportarão os impactos dos pesticidas usados atualmente sobre os inimigos naturais da LFM e também irao propor estratégias que permitam que pesticidas e inimigos naturais se complementem (Jepson 2007). Nesta primeira versão, fornecemos avaliações iniciais de impacto dos inimigoss naturais apenas para pesticidas altamente perigosos.

- Comece a Prospecção no estágio inicial (VE em diante)
- Use pesticidas sintéticos menos perigosos, e somente aqueles quando for necessário (= além do limiar económico específico) para:
  - Maior eficácia
  - Menor risco para a saúde (menos exposição humana)
- Aplicação de pesticidas preferencialmente através de aplicadores treinados com equipamento de proteção individual apropriado.

Estágios de crescimento do milho



- Evitar aplicações de pesticidas desnecessários no estágio de VT para evitar riscos à saúde humana e inimigos naturais
- As aplicações de pesticidas no estágio de VT em diante terão:
  - Baixa eficácia
  - Alta exposição humana
  - Alto risco para inimigos naturais

Figura 1. Possível modelo inicial para o IPM contra FAW que reconhece os riscos de pesticidas para organismos não-alvo, incluindo seres humanos; eficácia contra a praga; e como o risco e a eficácia variam com o estágio de crescimento da cultura.

3. Desenvolvimento de resumos de dados de pesticidas/guioes e manejo de riscos

3.1. Classificação de pesticidas para compatibilidade com o MIP

A matriz de critérios do MIP (Tabela 1; modificada de Farrar *et al*. 2018) pode ser usada para formar a base para determinar quais pesticidas podem ser compatíveis com outras táticas de MIP e minimizar a probabilidade de riscos não aceitáveis à saúde humana e ao meio ambiente. Se estes critérios forem amplamente aceites, então um processo pode ser conduzido com parceiros em toda a África que selecionam os pesticidas candidatos para fornecer um processo transparente de classificação de pesticidas que pode levar a um manejo mais eficaz.

A matriz abaixo descreve as maneiras pelas quais os usos propostos de pesticidas podem se encaixar num programa de MIP. Ele engloba vários fatores específicos em oito categorias: eficácia, economia, efeitos não-alvo, preocupações com resistência, destino ambiental, risco ao trabalhador, compatibilidade com monitoria e utilidade.

Cada fator pode ser avaliado por meio de descrições de atributos de compatibilidade afirmativa, intermediária e negativa. Juntos, os fatores descritos na matriz de critérios do MIP integram os princípios do MIP como um método sistemático de abordar problemas de manejo de pragas com os requisitos pragmáticos da agricultura economicamente viável em África.

De particular interesse para a LFM é a resistência generalizada a numerosas classes de pesticidas, incluindo piretróides sintéticos, que podem ser usados extensivamente em África (https://www.pesticideresistance.org). Isso aumenta a importância de se considerar a resistência na determinação da compatibilidade de MIPs para pesticidas. Sem uma compreensão clara dos padrões de referência de resistência exibidos pela LFM.

As alternativas de MIP aos pesticidas devem ser implementadas o mais amplamente possível, e a actividade do inimigo natural deve ser maximizada, a princípio evitando-se insecticidas de espectro amplo que são tóxicos para predadores de insetos, aracnídeos e ácaros e parasitóides de pragas de milho, incluindo a LFM.

Tabela 1. Matriz de Critérios do MIP.

Atributo	Critérios afirmativos	Critérios intermediários	Critérios negativos
Eficácia			
Eficácia	*Dados de ensaios de campo em condições ambientais / climáticas semelhantes demonstram boa eficácia contra a praga alvo*	*Os dados que demonstram a eficácia contra a praga alvo são de um conjunto diferente de condições ambientais / climáticas*	*Dados de ensaios de campo em condições ambientais / climáticas similares demonstram eficácia marginal ou inconsistente*
Velocidade de ação e persistência que contribuem para a eficácia - com base nos atributos de LFM em diferentes estágios de crescimento da cultura, e susceptibilidade relativa de diferentes estágios de desenvolvimento da LFM	*Ainda a ser determinada pelo maneio da LFM em África*		
Nível de eficácia sob diferentes pressões de pragas	*Produto eficaz sob alta pressão de pragas*	*Produto eficaz sob pressão moderada de pragas*	*Produto somente eficaz sob baixa pressão de pragas*
Aplicabilidade à agricultura de pequena escala	*Produto de baixo risco; equipamento de proteção pessoal (EPP) disponível*	*Produto de risco moderado; pulverizadores e EPP menos disponível*	*Produto de alto risco; efetivo; pulverizadores e/ou EPP menos disponível*
Recipientes, praticabilidade para destruição	*Destruição de embalagens garantida*	*Protocolos de eliminação e treinamento disponível, mas não implementados*	*Manejo e eliminação de embalagens apropriados não garantido*
Fatores reguladores e produtos disponíveis	*Produtos registrados e disponíveis*	*Produtos registrados, mas disponibilidade limitada*	*Produtos não registrados*
Economics			
Preço	*Custos de tratamento baixos em relação a outros produtos registrados com eficácia equivalente*	*Custos de tratamento semelhantes a outros produtos registrados com eficácia equivalente*	*Custos de tratamento mais altos que outros produtos registrados com eficácia equivalente*
Valor no manejo geral	*O número total de aplicações necessárias para alcançar o controle econômico diminuiu*	*O número total de aplicações necessárias para alcançar o controle econômico permanece constante*	*O número total de aplicações necessárias para alcançar o controle econômico aumentou*
Efeitos não alvo (Veja tabelas de perigo e risco abaixo)			
Seletividade - Toxicidade para polinizadores (abelhas e polinizadores nativos)	*Não tóxico para polinizadores*	*Relativamente não tóxico para polinizadores somente se aplicado durante períodos em que polinizadores não estão ativos*	*Tóxico para polinizadores*
Seletividade – Toxicidade para artrópodes benéficos	*Não tóxico para artrópodes benéficos*	*Não tóxico para alguns artrópodes benéficos; tóxico para outros*	*Tóxico para muitos artrópodes benéficos; possibilidade de resultar em surtos secundários de pragas*
Seletividade – Toxicidade para vertebrados	*Baixa ou sem risco para aves e outros animais selvagens e domésticos*	*Risco intermediário para aves e outros animais selvagens e domésticos; ou toxico para alguns e não para outros*	*Toxico para aves e outros animais selvagens e domésticos*
Seletividade – Toxicidade para vida aquática (algas, invertebrados aquáticos, ou risco crónico para peixe)	*Não tóxico para vida aquática*	*Toxicidade intermediária ou variável para vida aquática*	*Tóxico para vida aquática*
Movimento pós-aplicação como vapor ou dentro da planta	*Pesticida não se move na planta ou o movimento na planta não aumenta o risco para polinizadores e outros organismos benéficos incluindo artrópodes e organismos não alvo*	*Movimento do pesticida na planta pode aumentar o risco para alguns polinizadores e outros organismos benéficos incluindo artrópodes e organismos não alvo*	*Movimento do pesticida dentro da planta aumenta o risco para polinizadores, e outros organismos benéficos incluindo artrópodes e organismos não alvo*

Atributo	Critérios afirmativos	Critérios intermediários	Critérios negativos
Compatível com praticas culturais de maneio de pragas (por exemplo, variedades resistentes, rotação de culturas, saneamento, maneJo da vegetação	*O uso de pesticidas é aditivo ou tem sinergismo com práticas culturais de manejo de pragas*	*Uso de pesticidas não diminui a efetividade ou impede a implementação de práticas culturais para o MIP*	*Uso de pesticidas não é compatível com ou diminui a efetividade de praticas culturais para o manejo de pragas*
Preocupações de resistência			
Modo de Ação (MOA)	*O produto possui MOA exclusivo para combinação cultura / praga*	*Um ou dois outros pesticidas com o mesmo MOA estão disponíveis para combinação cultura / praga*	*Vários pesticidas com o mesmo MOA estão disponíveis para combinação cultura / praga*
Evidência de campo ou relatoss de agricultores de alteração na eficácia ou resistência de um pesticida candidato	*Sem relatos de resistência no campo*	*Relatos de resistência no campo, mas não validados*	*Relatos de resistência de campo validados, suportados pela investigação*
Potencial de resistência baseado no MOA	*Quando usado de acordo com as instruções do rótulo, há baixo risco de pragas desenvolverem resistência ao pesticida*	*Quando usado de acordo com as instruções do rótulo, existe um risco moderado de pragas desenvolverem resistência ao pesticida*	*Quando usado de acordo com as instruções do rótulo, existe um risco significativo de pragas desenvolverem resistência ao pesticida*
Manejo de resistência	*Util no maneio de resistência da LFM*	*Potencialmente útil no controlo da resistência da LFM*	*Não é util no maneio de resistência da LFM, por causa da resistência existente no ingrediente ativo (i.a.) e possibilidade de resistência cruzada com i.a com o mesmo MOA*
Efeito ambiental			
Movimento fora do local - potencial de desvio	*A formulação ou método de aplicação de pesticidas tem pouco ou nenhum potencial para deriva (por exemplo, formulações granulares ou aplicados através de linhas de irrigação por gota a gota)*	*O método de aplicação de pesticidas tem algum potencial para deriva (por exemplo, aplicações por pulverizadores)*	*O método de aplicação de pesticidas tem potencial para deriva (por exemplo, aplicações por pulverizações aéreas ou de jacto de ar)*
Movimento fora do local – potencial de movimento com água superficial	*Pesticida ou o método de aplicação do pesticida resulta em pouco ou nenhum potencial de movimento com água superficial*	*Pesticida ou o método de aplicação do pesticida resulta em algum potencial de movimento com água superficial*	*Pesticida ou o método de aplicação do pesticida resulta em movimento com água superficial*
Movimento fora do local - Potencial de lixiviação	*Pesticida ou o método de aplicação do pesticida resulta em pouco ou nenhum potencial de lixiviação para a água subterrânea*	*O método de aplicação de pesticidas resulta em algum potencial de lixiviação para a água subterrânea*	*O método de aplicação de pesticidas resulta em lixiviação para a água subterrânea*
Persistência de produtos originais e dos produtos de degradação	*Meia vida relativamente curta*	*Meia-vida moderada*	*Meia-vida longa, o que aumenta o risco de movimento para fora do local ou exposição sobre não-alvo*
Outros fatores do MIP			
Risco ao trabalhador	*Palavra de aviso CUIDADO / baixo risco de inalação (ipmPRIME*)*	*Palavra de aviso ADVERTÊNCIA / médio risco de inalação (ipmPRIME*)*	*Palavra de aviso PERIGO / alto risco de inalação (ipmPRIME*)*
Compatibilidade com monitoria da praga à escala do campo	*Conexão muito apertada entre população de pragas (ou previsão) e limiar de dano econômico*	*Falta de bons dados sobre a relação entre população da praga (ou previsão) e nível econômico de dano*	*As pulverizações devem ser feitas preventivamente, devido à fraca relação entre dados de monitoramento de pragas e previsão*
Aplicações preventivas	*Reduz a necessidade de aplicação adicional de métodos de controle da praga mais tarde*		*Aumenta a aplicação de outros métodos de controle da praga*
Evidências ao nível do campo do potencial valor deste produto	*Compatibilidade com as diretrizes de tomada de decisão verificada*	*Compatibilidade com diretrizes de suporte de decisão não verificadas*	*Produto não compatível com as diretrizes de apoio à decisão*

* Detalhes do ipmPRiME podem ser encontrados em Jepson et al. (2014), e os dados derivados dessa ferramenta são apresentados abaixo.

3.2. Classificação de riscos e perigos para pesticidas no uso actual contra LFM e sugestoes de mitigação de risco

Nós fornecemos aqui um resumo inicial dos perigos e riscos que os pesticidas atualmente em uso representam, ou pesticidas que foram empregues contra a LFM em outros sistemas. Fornecemos também dados que não estão ainda amplamente disponíveis para educadores de MIP e cientistas e devem contribuir para a concepção e implementação de abordagens iniciais ao MIP que considerem os riscos para a saúde humana, o ambiente, a polinização e os inimigos naturais

3.2.1. Pesticidas altamente perigosos

As Tabelas 2 e 3 identificam os pesticidas que foram classificados como altamente perigosos pela Organização Mundial da Saúde (OMS) e pela Organização das Nações Unidas para Alimentação e Agricultura e (FAO). Para todos estes, é provável que os riscos para a saúde humana e para o ambiente excedam quaisquer potenciais benefícios nas regiões Africanas produtoras de milho, e a sua utilização deve ser evitada.

Muitos desses pesticidas estão no mercado e registrados para uso contra a LFM (e.g., Day *et al*. 2017) sessão em outubro de 2008, recomendou que pesticidas altamente perigosos (PAP) deveriam ser definidos como tendo uma ou mais das seguintes características (ver também: http://www.fao.org/agriculture/crops/sitemap/theme/pests/code/hhp/pt/):

a. Formulações de pesticidas que se enquadram nos critérios das classes 1A (extremamente perigosos) ou 1B (altamente perigosos) da Classificação Recomendada de Pesticidas por Risco da OMS.

b. Substancias ativas de pesticidas e suas formulações que que se enquadram nos critérios de carcinogenicidade das Categorias 1A e 1B do Sistema Globalmente Harmonizado de Classificação e Rotulagem de Produtos Químicos (SGH).

c. Substancias ativas de pesticidas e suas formulações que que se enquadram nos critérios de mutagenicidade das Categorias 1A e 1B do SGH.

d. Substancias ativas de pesticidas e suas formulações que que se enquadram nos critérios de toxicidade reprodutiva das Categorias 1A e 1B do SGH.

e. Substancias ativas de pesticidas listados pela Convenção de Estocolmo nos seus Anexos A e B, e aqueles que satisfazem todos os critérios do parágrafo 1 do Anexo D da Convenção ((para mais informações sobre classes de perigo da OMS e as Convenções que contribuem para a classificação do PAP veja FAO (2014)).

f. Substancias ativas e formulações de pesticidas listados pela Convenção de Roterdã em seu Anexo III.

g. Pesticidas listados no Protocolo de Montreal.

h. Princípios ativos e formulações de pesticidas que mostraram uma alta incidência de efeitos adversos severos ou irreversíveis na saúde humana ou no meio ambiente.

O Centro Integrado de Proteção de Plantas (CIPP) e a Rede de Agricultura Sustentável (RAS) são as primeiras organizações a operacionalizar essa definição de PAPs, e seu uso foi amplamente proibido pela Rede de Agricultura Sustentável (SAN 2016) e Listas de Pesticidas (SAN 2017) em frutas tropicais e subtropicais, café, chá e produção de cacau. A designação de PAPs nas Tabelas 2 e 3 é tirada dessa análise abrangente, que tem sido sujeita a consultas de partes interessadas e revisão internacional por pares em mais de 40 países. Muito poucas excepções foram encontradas, que tornaram o uso contínuo de PAPs uma necessidade em qualquer cultivo agrícola, porque as alternativas menos tóxicas e registradas estão quase sempre disponíveis.

Os autores deste capítulo argumentam que os PAPs devem ser eliminados da consideração e uso para o manejo de LFM e que alternativas para esses pesticidas devem ser buscadas. Isso, se implementado, resolveria uma série de barreiras à adopção de manejo efetivo de risco de pesticidas (PRM) e MIP citados acima, e levaria em conta a falta de preparação e capacidade entre usuários de pesticidas que é uma das nossas maiores preocupações.

3.2.2. Pesticidas que requerem mitigação de riscos[1]

Das centenas de pesticidas que restam, depois que os PAPs foram isolados da lista de produtos disponíveis, um número significativo ainda apresenta riscos à saúde humana e ao meio ambiente que podem ser mitigados por algumas práticas fáceis de adotar. O CIPP e a RAS conduziram uma análise abrangente dos riscos de pesticidas, e estes estão resumidos nas Tabelas 2 e 3 abaixo para os pesticidas que requerem alguma forma de mitigação de risco para reduzir esses possíveis impactos. **Observe que os autores, editores, USAID e organizações, apoiadas pela USAID, incluindo o CIMMYT, preparando este documento não estão recomendando os pesticidas listados nas Tabelas 2 e 3, mas estão simplesmente reportando os materiais atualmente em uso.** Não estão detalhadas aqui as diferentes formulações e combinações de uso comum que têm influência significativa nas escolhas diferenciais para aplicadores certificados e agricultores comerciais "versus" pequenos agricultores.

Essa metodologia também foi submetida à revisão internacional por pares, e tabelas de mitigação de risco semelhantes já estão em uso em aproximadamente um milhão de pequenos produtores nos subtrópicos e em vários estados do Oeste dos EUA.

As informações fornecidas abaixo são, geralmente, dadas em rótulos de pesticidas nos países ocidentais. Para os países africanos, no entanto, a orientação detalhada do rótulo sobre o manejo de riscos nem sempre pode ser fornecida no rótulo.

Os riscos de pesticidas que requerem mitigação nas Tabelas 2 e 3 são categorizados como aqueles associados a trabalhadores / transeuntes, vida aquática, vida selvagem, polinizadores e inimigos naturais. Em versões posteriores deste capítulo, esse intervalo de riscos será expandido para incluir aplicadores e trabalhadores que voltam a entrar aos campos após a aplicação.

A análise conduzida para essas tabelas é baseada na ferramenta de avaliação de risco do estado da ciência, IPPC da Universidade do Estado de Oregon (ipmPRiME) (Jepson *et al*. 2014) e um modelo de risco que identifica risco moderado a alto (10% ou maior) nas seguintes categorias:

1. Risco para a vida aquática:

   Pesticidas qualificados para essa categoria de risco: se um ou mais modelos de risco aquático ipmPRiME (algas aquáticas, invertebrados aquáticos ou risco crônico de peixes) indicarem alto risco numa taxa de aplicação típica.

2. Risco para a Vida Selvagem ou Animais Domésticos (aves e mamíferos):

   Pesticidas qualificados para esta categoria de risco: se um ou mais modelos de risco terrestre ipmPRiME (aviário (ave) reprodutivo, agudo ou pequeno mamífero) indicarem alto risco em uma taxa de aplicação típica.

3. Risco para os Polinizadores:

   Os pesticidas foram selecionados com base num quociente de risco (QR) amplamente utilizado QR calculado usando a taxa de aplicação de pesticidas (em gr a.i./ha) e o LD50 de contacto para abelhas (*Apis mellifera*). Valores de QR <50 foram validados como de baixo risco na União Européia, e a monitoria indica que produtos com um QR> 2.500 estão associados a um alto risco de perda de colmeia. O valor de QR utilizado pela RAS é> 350, correspondendo a um risco de 15% de perda de colmeia. O quociente inclui uma correção para pesticidas sistêmicos, que amplificam os riscos de pesticidas para as abelhas.

4. Risco para os transeuntes:

   O risco de inalação para observadores foi calculado usando o modelo ipmPRiME para toxicidade por inalação (Jepson *et al*. 2014) calculado com base na exposição e suscetibilidade da criança. Esse índice protege os trabalhadores que podem entrar nos campos durante ou após a aplicação e para os observadores.

5. Risco para inimigos naturais:

   O índice é baseado em dados publicados bio-ensaio, bases de dados, incluindo "SELCTV" realizada na Universidade do Estado de Oregon, dados de testes de efeitos colaterais contra inimigos naturais publicados pela Organização Internacional de Controle Biológico, e manuais comerciais de efeitos colaterais. Uma classificação de alto risco, tóxica ou perigosa é aplicada nos casos em que uma grande proporção (> 75%) dos indivíduos de teste é morta em ensaios biológicos de pesticidas aplicados na taxa de aplicação no campo. Nosso índice buscou dados para três gêneros importantes de agentes de controle biológico de

[1] ipmPRiME fornece os bancos de dados de origem e os modelos de avaliação de risco usados no desenvolvimento da avaliação de risco de 800 composto, a que nos referimos. Detalhes do ipmPRiME podem ser encontrados em Jepson *et al.* (2014).

parasitoides himenópteros (*Aphidius* spp., *Encarsia* spp. e *Trichogramma* spp.), um percevejo predador heteroptero (*Orius* spp.) e um ácaro predador (*Phytoseiulus* spp.). Classificamos o risco de pesticidas como baixo, se nenhum desses gêneros exibisse essa classificação de toxicidade mais alta nos dados de teste, e tão alto se qualquer um desses gêneros fosse altamente suscetível.

As Tabelas 2 e 3 devem ser usadas para orientar as práticas iniciais de seleção e mitigação de risco de pesticidas (Seção 3.2.3) que contribuem para a redução do risco.

Para serem eficazes, essas práticas devem ser traduzidas em programas de educação e mídia que tenham um histórico de levar a mudanças de comportamento entre os agricultores africanos. Um exemplo de um processo de planificação, implementação e avaliação de programas de educação que tem sido usado com sucesso na África Ocidental e nos EUA é fornecido em Halbleib e Jepson (2016).

3.2.3. Práticas sugeridas para mitigação de risco

3.2.3.1. Mitigação de risco para a vida aquática

Use uma zona de não aplicação em volta dos ecossistemas dos lagos (lagos, lagoas e ecossistemas de bacias fluviais), ecossistemas fluviais (lóticos), zonas húmidas (pântanos, campos húmidos e terras turfas) e áreas costeiras.

Estabelecer barreiras vegetativas e / ou usar outros mecanismos eficazes para reduzir a deriva da pulverização. As distâncias abaixo indicam a largura da zona de não aplicação entre as culturas tratadas com pesticidas e os ecossistemas aquáticos.

a) Cinco (5) metros, se aplicado por pulverizadores de dorso.

b) Dez (10) metros, se aplicados por pulverizadores motorizados ou lanças de pulverização.

Sugestões para barreiras vegetativas:

a) As barreiras devem ser tão altas quanto a altura da cultura, ou a altura dos bicos de pulverização acima do solo, o que for menor.

b) As barreiras devem ser compostas de plantas que mantenham sua folhagem durante todo o ano, mas que sejam permeáveis ao fluxo de ar, permitindo que as folhas e ramos capturem gotas de pesticidas.

3.2.3.2. Mitigação de risco para animais selvagens ou animais domesticados

Não aplique pesticidas a 30 metros de habitat natural ou vegetação não cultivada; impedir o acesso de animais domesticados, aves e mamíferos após o tratamento; e não usar resíduos de culturas para forragem animal por pelo menos três semanas após a aplicação.

3.2.3.3. Mitigação de risco para polinizadores

a) Use pesticidas menos tóxicos para abelha, se disponíveis.

b) Use uma zona de não aplicação em volta dos ecossistemas naturais, estabeleça barreiras vegetativas ou use outros mecanismos eficazes para reduzir a deriva da pulverização.

c) Aplicar somente quando os insetos polinizadores não estiverem activos, ou após as flores que atraem os insetos polinizadores serem manuseadas:

   i. Substâncias não devem ser aplicadas quando as infestantes estão florescendo, ou até que as ervas daninhas sejam removidas por outros meios.

   ii. A cultura não está no seu período pico de floração ou num momento pico de atractividade para as abelhas (por exemplo, como uma fonte de afídeo ou água potável disponível).

d) Quando forem utilizadas colmeias, cubra-as temporariamente durante a aplicação e forneça às abelhas uma fonte de água limpa fora da área tratada.

3.2.3.4. Mitigação de risco para transeuntes

Fornecer bandeiras ou sinais para indicar campos que foram pulverizados e impedir o acesso aos campos de mulheres e crianças por, pelo menos, uma semana após a aplicação. Homens adultos devem evitar entrar nos campos por pelo menos cinco dias após a aplicação. EPP, incluindo um respirador (com um tubo ou recipiente de vapor orgânico (OV) ou qualquer pré-filtro das séries N, R, P ou 100), deve ser usado no momento da aplicação, se disponível.

3.2.3.5. Mitigação de risco para inimigos naturais

Os pesticidas que são tóxicos para os inimigos naturais não devem ser usados nos estágios iniciais do desenvolvimento da cultura (ver o Guia inicial do MIP / PRM na Secção 2.2). Seu uso poderia ser minimizado apenas por pulverização de pontos em áreas de alta infestação dentro do campo. Os pulverizadores devem ser calibrados para garantir que doses excessivas não sejam aplicadas.

CUIDADO: NENHUMA RECOMENDAÇÃO É IMPLÍCITA PELOS PESTICIDAS NA TABELA ABAIXO. Pesticidas listados aqui são conhecidos por estarem em uso para controle de LFM. A tabela fornece uma avaliação dos potenciais riscos representados pelo uso desses pesticidas, com base nos critérios detalhados no capítulo e refletidos nos títulos das colunas.

Tabela 2. Classificação de perigo e risco para pesticidas conhecidos por estarem em uso contra a LFM em África[2].

Vermelho (com linhas diagonais pretas) denota “Pesticidas Altamente Perigosos” (PAP), conforme designado pela Classificação de Pesticidas Recomendada pela OMS por Risco, o Sistema Globalmente Harmonizado de Classificação e Rotulagem de Produtos Químicos (SGH), as Convenções de Roterdão ou Estocolmo, o Protocolo de Montreal, ou evidência de impactos excepcionais na saúde ou no meio ambiente; laranja (com pontos pretos) indica onde mitigações de risco são necessárias para evitar impactos não aceitáveis. A coluna intitulada “Rotulado para uso em (#) países africanos” lista o número de países africanos que aprovam o pesticida listado para uso contra a LFM. Observe que os autores não estão fornecendo uma recomendação para o uso desses pesticidas ou sugerindo compatibilidade com o MIP.

Substancia ativa	Rotulado para uso em (#) países africanos	Critério PAP	Mitigação da vida aquática	Mitigação de vida selvagem	Mitigação de polinizadores	Mitigação da inalação de transeuntes	Toxicidade ao inimigo natural
Abamectin	1						
Acephate	3						
Benfuracarb		Ainda não avaliado para risco por este processo					
Carbaryl	1						
Carbosulfan	1	ESTOQUE OBSOLETO					
Chlorpyrifos	7						
Cyfluthrin							
Cypermethrin	7						
Diazinon	1						
Endosulfan							
Imidacloprid	3						
Lambda-cyhalothrin	5						
Methomyl							
Methyl-parathion	1	ESTOQUE OBSOLETO					
Profenofos	1	Ainda não avaliado para risco por este processo					
Zeta-cypermethrin	1						

[2] http://www.fao.org/3/I8320EN/i8320en.pdf

CUIDADO: NENHUMA RECOMENDAÇÃO É IMPLÍCITA PELOS PESTICIDAS NA TABELA ABAIXO. Pesticidas listados aqui são conhecidos por estarem em uso para controle de LFM. A tabela fornece uma avaliação dos potenciais riscos representados pelo uso desses pesticidas, com base nos critérios detalhados no capítulo e reflectidos nos títulos das colunas.

Tabela 3. Classificação de perigo e risco para pesticidas não listados acima que são rotulados para uso contra a LFM nas Américas[3].

Vermelho (com linhas diagonais pretas) denota Pesticidas Altamente Perigosos, conforme designado pela Classificação de Pesticidas Recomendada pela OMS por Risco, o Sistema Globalmente Harmonizado de Classificação e Rotulagem de Produtos Químicos (SGH), as Convenções de Roterdão ou Estocolmo, o Protocolo de Montreal, ou evidência de impactos excepcionais na saúde ou no meio ambiente; laranja (com pontos pretos) denota onde mitigações de risco são necessárias para evitar impactos não aceitáveis; amarelo (com hachuras brancas) denota que o pesticida listado não representa um risco em taxas de aplicação comumente aplicadas, mas somente usando os critérios listados acima. Os riscos do inimigo natural ainda não foram computados para esses pesticidas. A coluna intitulada "Rotulado para uso em (#) países africanos" lista o número dos países africanos que aprovam o pesticida listado para uso contra a LFM. Observe que os autores não estão fornecendo uma recomendação para o uso desses pesticidas ou sugerindo compatibilidade com o MIP.

Principo activo	Rotulado para uso em (#) países africanos	Critério PAP	Mitigação da vida aquática	Mitigação de vida selvagem	Mitigação de polinizadores	Mitigação da inalação de transeuntes
AcetalPMrid	1					
Alpha-cypermethrin	1					
Azadiractin	2					
Bacillus thuringiensis	2					
Beauveria bassiana	1					
Beta-cyfluthrin	1					
Beta-cypermethrin						
Bifenthrin	1					
Chlorantraniliprole	2					
Chlorfenapyr	1	**Ainda não avaliado para risco por este processo**				
Chlorfluazuron	1	**Ainda não avaliado para risco por este processo**				
Chromafenozide		**Ainda não avaliado para risco por este processo**				
Cyantraniliprole	1	**Ainda não avaliado para risco por este processo**				
Deltamethrin	3					
Diflubenzuron	1					
Dimethoate	2					
Emamectin benzoate	2					
Esfenvalerate	1					
Ethyl palmitate	1	**Ainda não avaliado para risco por este processo**				
Etofenprox		**Ainda não avaliado para risco por este processo**				
Fenitrothion	1					
Fenpropathrin						
Flubendiamide	2					
Gamma-cyhalothrin						
Indoxacarb	3					
Lufenuron	2	**Ainda não avaliado para risco por este processo**				
Malathion	2					
Maltodextrin		**Ainda não avaliado para risco por este processo**				
Methamidophos						
Methoxyfenozide						
Novaluron						
Permethrin	1					
Phenthoate		**Ainda não avaliado para risco por este processo**				
Pyrethrum	1					

[3] www.invasive-species.org/fawevidencenote, pg. 94

Principio ativo	Rotulado para uso em (#) países africanos	Critério HHP	Mitigação da vida aquática	Mitigação de vida selvagem	Mitigação de polinizadores	Mitigação da inalação de transeuntes
Spinetoram						
Spinosad	2					
Sulfur						
Tebufenozide						
Teflubenzuron		Ainda não avaliado para risco por este processo				
Thiacloprid						
Thiamethoxam	3					
Thiodicarb						
Trichlorfon						
Triflumuron	1	Ainda não avaliado para risco por este processo				

3.3. Comunicação sobre risco de pesticidas

A comunicação dos impactos de pesticidas sobre a saúde requer perícia considerável (BgVV 2000; OECD 2002). Versões posteriores deste capítulo e publicações adicionais fornecerão orientação sobre comunicação de risco e educação do agricultor associada aos pesticidas usados contra a LFM. O fato de um pesticida ser listado pela FAO / OMS como PAP é uma indicação confiável de que ele tem riscos incontroláveis. Procedimentos de comunicação de risco mais específicos serão desenvolvidos à medida que a experiência cresce dentro do surto da LFM.

3.3.1. Notas resumidas de comunicação: Exposição pré-natal a pesticidas

Foi demonstrado que a exposição pré-natal a pesticidas organofosforados (OP) tem efeitos adversos no sistema nervoso de um bebê, incluindo [a] QI reduzido de clorpirifos especificamente (ref. 1) e produtos de decomposição que são comuns a muitos outros pesticidas organofosforados (OP) (ref. 2); [b] desenvolvimento mental mais lento e sintomas de problemas generalizados de desenvolvimento aos 24 meses de idade (ref. 3); e [c] diminuição do tempo de gestação (ref. 4).

1. Rauh *et al*. (2011) Environ Health Perspectives 119(8): 1196-1201.
2. Bouchard *et al*. (2011) Environ Health Perspectives 119(8): 1189-1195.
3. Eskanazi *et al*. (2007) Environ Health Perspectives 115(5): 792-798.
4. Eskanazi *et al*. (2004) Environ Health Perspectives 112(10): 1116-1124.

Essas referências podem ser baixadas em: http://ehp.niehs.nih.gov/

3.3.2. Notas resumidas de comunicação: Intoxicação aguda por pesticidas

Uma exposição aguda a pesticidas pode resultar em contaminacao aguda por pesticidas, que é uma doença ou efeito de saúde resultante da exposição e, geralmente, se desenvolve em 48 horas. Os sintomas exatos e os sistemas corporais afetados variam dependendo do tipo e da quantidade de pesticida (Figura 2). Os inseticidas carbamatos, como metomil, carbaril e carbofuran, e os pesticidas organofosforados, como clorpirifos, metamidofós, diazinao e dimetoato, têm efeitos graves sobre o sistema nervoso. Inseticidas piretróides, como deltametrina, zeta-cipermetrina, ciflutrina e lambda-cialotrina, podem ter efeitos agudos no sistema nervoso, mas são menos tóxicos que os carbamatos e os pesticidas organofosforados.

Os envenenamentos suspeitos podem ser revisados por profissionais médicos, toxicologistas ou especialistas em pesticidas e atribuídos a pesticidas usando as seguintes diretrizes da OMS: Thundiyil *et al*. (2008). Boletim 86 (3) da OMS: 205–209. http://www.who.int/bulletin/volumes/86/3/07-041814/en/.

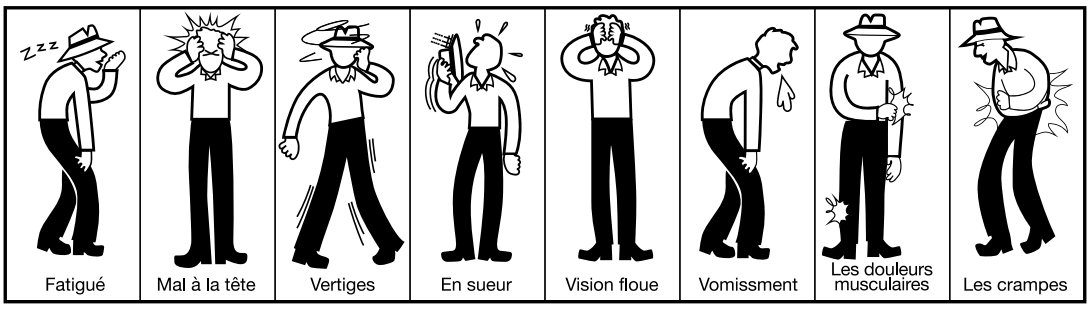


Figura 2. Gráfico utilizado para a educação sobre pesticidas na África Ocidental – Efeitos do envenenamento agudo por pesticidas: *Fatigué*= fatiga/cansaço; *Mal à la tete*= dores de cabeça; *Vertiges*= tonturas; *En sueur*= suor ; *Vision floue*= visão turva; *Vomissment*= vômitos; *Les douleurs musculaires*= dores de músculos ; *Les crampes*= cólicas.

4. Conclusões

A ciência e a tecnologia necessárias para aplicar pesticidas com segurança são muito mais complexas do que muitas pessoas imaginam. O utilizador final (isto é, o aplicador de pesticida) determina, em grande medida, se um dado tratamento com pesticida será ou não eficaz, e o grau em que espécies não-alvo, incluindo seres humanos, estarão expostas a riscos desnecessários. Os aplicadores, muitas vezes, no entanto, carecem de conhecimentos básicos em serviços de pulverização, calibração e uso em campo, e na determinação de quais pesticidas aplicar e como aplicá-los; carecem também de informações críticas, inclusive de rótulos, que expliquem riscos à saúde, volume e taxas de aplicação, intervalos de restrição de entradas na área alvo e até informações de toxicidade para espécies benéficas. Os rótulos de pesticidas também não costumam se referir a outros riscos além do intervalo de segurança (Intervalo Pré-Colheita, PHI, mas se forem referenciados, eles assumem que o EPP totalmente atendido e efetivo está disponível, o que raramente é o caso em África. Para resolver esse problema, é necessário um Guia abrangente e baseado em necessidades que seja aplicável localmente em diferentes locais e contenha dados atualmente em falta, de outras fontes. Embora este Guia esteja em preparação, é importante que os aplicadores, pelo menos, sigam os regulamentos sobre pesticidas a nível nacional. Os países regulam os pesticidas e seus usos (incluindo cultivos e pragas), bem como os requisitos do aplicador para o uso de cada pesticida. A conformidade com os regulamentos atuais é um passo que pode contribuir para reduzir os riscos e para tratamentos mais eficazes. Embora os países variem nos requisitos de rótulos de pesticidas e na quantidade de treinamento disponível para os aplicadores, o conhecimento existente fornece um ponto de partida comum que será amplamente apoiado. Atualmente, não existe um manual de aplicação de pesticidas publicamente disponível que cubra o leque de jurisdições em África e suas necessidades. Nosso plano é desenvolver um manual num futuro próximo para cobrir essa falha. A meio termo, podemos sugerir que os aplicadores de pesticidas sigam as instruções do rótulo do produto que estão usando e consultem a agência específica do país com a autoridade de recomendar pesticidas.

Nós, deliberadamente, integramos MIP e Manejo de risco de pesticidas (MRP) porque (1) foram partes do conceito original para MIP, que foi testado e validado com sucesso, e (2) porque pesticidas podem atuar como barreira à adoção de MIP através de impactos ambientais e de saúde humana não intencionais. Nosso resumo de PAPs e pesticidas que requerem maior mitigação de risco deve contribuir para uma seleção mais eficaz de produtos e, até o momento, várias iniciativas estão em andamento para obter mais dados que possam ajudar na adoção de melhores práticas de MIP e mais sustentáveis. Isso inclui esforços de empresas para identificar produtos químicos de baixo risco e eficazes que possam ser compatíveis com o MIP.

Com relação aos pesticidas sintéticos e biopesticidas, é essencial que um número de experimentos seja rigorosamente conduzidos forneça dados sobre a eficácia em diferentes estágios de crescimento do milho e com diferentes estágios de vida da LFM. Sem esses dados, será difícil desenvolver opções localmente específicas, de baixo risco e econômicas para os agricultores.

Finalmente, a comunicação de risco de pesticidas precisa ser levada a sério, dadas as preocupações que expressamos acima sobre o potencial de impactos negativos na saúde humana, especialmente entre os pequenos produtores de milho. Os dados sobre riscos de pesticidas e mitigação de riscos que fornecemos são baseados cientificamente e foram submetidos a uma revisão de pares internacional muito ampla. Essas informações podem fornecer orientação para Governos e agencias comprarem as reservas de de pesticidas para uso de emergência, e podem ajudar a evitar alguns dos custos de empregar pesticidas como parte de uma estratégia de MIP. Eles também podem informar os acessores, educadores e pesquisadores de MIP sobre as propriedades de alguns dos pesticidas atualmente em uso contra a LFM. No entanto, continua a existir a necessidade de materiais educacionais que apoiem as decisões tomadas por agricultores que possam não ter conhecimento da variedade de perigos e riscos representados pelos pesticidas em uso corrente.

Lacunas de conhecimento / áreas de pesquisa

1. Superar barreiras à adopção de MIP que incorpore o uso de pesticidas quando necessário por:
   - **a.** Usando as tabelas de compatibilidade de MIP para revisar e comparar pesticidas candidatos para uso contra a LFM.
   - **b.** Condução de ensaios de avaliação de pesticidas rigorosamente concebidos, com um desenho e escala que permitam a comparação rigorosa e realista de pesticidas. Inclua tanto um controle positivo (um padrão tóxico conhecido como eficaz) para validar as condições do estudo, quanto um controle negativo (parcelas tratadas e não tratadas com água) como base para a comparação estatística dos resultados. Monitore inimigos naturais e pragas durante toda a temporada e minimize os efeitos de bordadura que ocorrem quando inimigos naturais migram de áreas não tratadas para áreas tratadas com pesticidas de amplo espectro e aumentam artificialmente sua eficácia.
   - **c.** Realização de monitoria de todos os prováveis candidatos para recomendação, para garantir que a eficácia dos experimentos se traduza no cmpo.
   - **d.** Desenvolver parâmetros de aplicação e programas de treinamento apropriados para os pulverizadores de pesticidas que estão em uso, e para o nível de conhecimento e habilidades dos agricultores, para maximizar a exposição das pragas, o direcionamento e a eficácia.
   - **e.** Focando particularmente na calibração, taxas de volume em diferentes estágios de crescimento e aditivos que podem aumentar a eficácia maximizando a cobertura e a retenção.
   - **f.** Realizar ensaios em toda a zona de infestação para avaliar os padrões de fundo e os níveis de resistência a pesticidas da LFM e monitorar as alterações ao longo do tempo. Use isso como base para o projeto de programas de manejo de resistência a pesticidas implementados por meio de educação e avaliação eficazes.
   - **g.** Rastreio de todos os pesticidas candidatos para toxicidade aos principais inimigos naturais das pragas de milho.
2. Desenvolver programas eficazes de educação para adoção de MIP que coloquem pesticidas num contexto de MIP.
3. Monitorar os efeitos agudos e crônicos dos pesticidas sobre a saúde e os impactos ambientais para garantir o equilíbrio adequado dos riscos e benefícios do uso de pesticidas.
4. Integrar economistas e cientistas sociais dentro deste regime de pesquisa para garantir a implantação ética de dados de pesquisa.

Mensagens-chaves para os pormuladores de políticas

Pesticidas altamente perigosos

1. Implementar políticas para a eliminação progressiva de PAPs nos mercados formais e informais.
2. Melhorar a rotulagem de pesticidas altamente tóxicos para explicar os riscos que estão associados a eles, particularmente para manuseadores e aplicadores, e fornecer intervalos de restrição de entrada para os trabalhadores de campo que levam em conta que eles podem não ter acesso aos EPPs.
3. Implementar políticas que estabeleçam os processo e meios de informação para coleta e uso de dados médicos coletados em campo sobre impactos agudos e crônicos de pesticidas.
4. Implementar um requisito para que sinais e sintomas de envenenamento por pesticidas façam parte da educação e treinamento de pessoal médico, e estabelecer sistemas nacionais para coletar e reportar informações sobre envenenamento a agências reguladoras que levam isso em consideração durante a revisão pós-comercialização de materiais registrados.
5. Estabelecer um mercado para EPP e desenvolver programas de educação que aumentar a compreensão da necessidade e valor da manutenção de EPP efetivos para manuseadores e aplicadores.

Compatibilidade de MIP

6. Estabelecer um processo para considerar a compatibilidade com MIP como um critério de registro de pesticidas, e que exige que os funcionários reguladores e as organizações de proteção de plantas trabalhem de forma colaborativa para garantir que as recomendações de pesticidas sejam realistas, práticas e de baixo risco.

CAPÍTULO 04

Resistência da planta hospedeira à lagarta do funil do milho

Autores: B.M. Prasanna, CIMMYT-Quénia; Anani Bruce, CIMMYT-Kenya; Stephan Winter, Instituto Leibniz DSMZ, Alemanha; Michael Otim, NARO, Uganda; Godfrey Asea, NARO, Uganda; Subramanian Sevgan, ICIPE, Quénia; Malick Ba, ICRISAT, Níger; Johnnie van den Berg, Universidade Noroeste, África do Sul; Robert Beiriger, Universidade de Flórida, USA; Lilian Gichuru, AGRA, Quénia; Walter Trevisan, Alemanha, USA; Paul Williams, USDA-ARS, Mississippi, USA; Sylvester Oikeh, AATF, Quénia; Mark Edge, Monsanto, USA; Joseph E. Huesing, USAID, USA; and Tracy Powell, USAID, USA.

1. Introdução

Desenvolver e implantar resistência efectiva de plantas hospedeiras (RPH/HPR) é um dos pilares de uma estratégia eficaz de Manejo Integrado de Pragas (MIP) contra a lagarta-do-funil-do milho (LFM/FAW). A RPH é particularmente necessária no contexto Africano, onde a maioria dos agricultores são pequenos e com acesso limitado a opções seguras e acessíveis de controle da praga.

Para facilitar a implantação da RPH como parte das estratégias de MIP para o manejo de LFM em África, este capítulo fornece:

a. Informação de base sobre fontes de germoplasma nativo e baseado em transgene que podem potencialmente oferecer resistência a LFM.

b. Protocolos de infestação artificial e de criação da LFM.

c. Um protocolo harmonizado, eficiente e confiável de classificação e seleção de germoplasma.

Ao abordar cada um destes tópicos chaves, este capítulo enfatiza o conhecimento prático destinado a acelerar os esforços dos melhoradores para identificar, avaliar e integrar traços de resistência contra a LFM em origens genéticas de milho adequadas para o cultivo na África Subsariana.

2. Fontes de variação genética para a resistência de plantas hospedeiras à lagarta do funil do milho

Historicamente, esforços consideráveis foram realizados nas Américas para se desenvolver resistência à LFM, especialmente no milho. Esforços semelhantes foram apenas recentemente iniciados em África, após a identificação da LFM no continente em 2016 (Georgen *et al*. 2016)[1]. Consequentemente, não existem atualmente variedades de milho adaptadas para África com resistência cientificamente validada à LFM. Para resolver essa lacuna, o Centro Internacional de Melhoramento de Milho e Trigo (CIMMYT) acelerou os esforços para examinar rigorosamente as linhas hibridas de milho, híbridos pré-comerciais e comerciais e melhorou as variedades de polinização aberta (VPAs/OPVs) sob infestação artificial de LFM. Os resultados iniciais são esperados para 2018 e serão comunicados através de vários canais, incluindo futuras edições deste manual. Uma vez disponíveis, esses dados indicarão o grau de resistência à LFM encontrado nas variedades de milho Africanas atualmente disponíveis e no germoplasma de milho (sub) tropical. Por sua vez, essas informações servirão de recomendações ao setor público e privado sobre quais híbridos / variedades a usar e a seleção de germoplasma de elite para melhor desenvolvimento varietal.

Até que evidências se tornem disponíveis para servir de recomendações sobre as variedades de milho resistentes à LFM atualmente adaptadas à África Subsariana, este capítulo se concentrará em fornecer informações e ferramentas para os melhoradores de milho para facilitar o rastreamento e identificação de germoplasma resistente à LFM, com a intenção de apoiar a implementação de desenvolvimento de resistência à LFM como parte essencial dos programas de melhoramento de milho em África a avançar.

A resistência do milho à LFM e, na verdade, à outras pragas de lepidópteros varia ao longo de um periodo de tempo. As respostas do germoplasma de milho sob infestação de LFM são medidas na escala de Davis (Davis e Williams 1992), que classifica a extensão do dano da folha ou dano da espiga em relação a um controle suscetível numa escala de 1 a 9 (explicado em detalhes na Secção 3 deste capítulo). As respostas podem variar de “altamente resistentes” (com valor de 1) a “altamente susceptíveis” (com valores de 8-9).

Ao longo deste espectro de susceptibilidade e resistência, foram identificadas várias fontes de variação genética útil que podem fornecer materiais genéticos a melhoradores que buscam melhorar a resistência à LFM em germoplasma de milho (sub) tropical adaptado à África.

[1] Ao longo do capítulo, discutimos a resistência das plantas hospedeiras à LFM usando o milho como exemplo, uma vez que um trabalho considerável foi feito anteriormente no milho. No entanto, os princípios permanecem os mesmos para a resistência da planta hospedeira em outras culturas anuais (por exemplo, mapira, mexoeira) – embora os protocolos possam necessitar de modificação dependendo das espécies de culturas.

Resistência de ocorrência natural, ou "nativa", tem sido identificada em várias linhas / populações / híbridos endogâmicos de milho, especialmente nas Américas, onde a característica tem sido incorporada em programas convencionais de melhoramento (descritos na Secção 2.1). A maioria das resistências nativas no milho é poligênica (baseada em múltiplos genes) e quantitativa por natureza, conferindo "resistência parcial". Assim, variedades de milho com resistência nativa tipicamente exibem valores de Davis de 3 a 5 quando sub pressao da LFM.

Além de tal variação genética que ocorre naturalmente, nas últimas duas décadas alguns países nas Américas optaram por acessar traços de resistência transgênica à insetos para controlar a LFM (descrito na Secção 2.2). Embora esses produtos possam enfrentar obstáculos adicionais de regulamentação, política e aceitação do consumidor, as variedades de milho que transportam transgenes específicos para lepidópteros, geralmente, oferecem proteção significativa contra a LFM, alcançando consistentemente valores de 1-2 na escala de Davis.

Ao desenhar uma estratégia de melhoramento de planta para introduzir traços de resistência à LFM em germoplasma de elite adaptado para África, os melhoradores devem considerar não apenas a fonte e a qualidade ou força da resistência à LFM, mas também a potencial durabilidade da resistência ao longo do tempo. Insetos pragas, como a LFM, podem evoluir para superar a resistência monogênica (baseada num único gene) ou oligogênica (com base em alguns genes), como foi demonstrado particularmente em variedades transgênicas (Huang *et al*., 2014). Os esforços de melhoramento contra insetos pragas são, portanto, um processo contínuo, sem "linhas de limites" à corrida perpétua entre o hospedeiro e a praga em evolução. Como princípio geral, os programas de melhoramento devem procurar identificar, utilizar e, em última análise, combinar múltiplos traços de resistência – sejam convencionais ou, quando aprovados para uso, transgênicos – a fim de melhorar a durabilidade do RPH/HPR.

2.1 Variação genética de ocorrência natural para resistência à LFM no milho

Estudos sobre resistência a insetos no milho começaram em 1900, quando Hinds (1914) demonstrou resistência parcial do germoplasma de milho à lagarta da espiga de milho *Helicoverpa zea* (Boddie), enquanto Gernert (1917) demonstrou resistência parcial ao afídeo da folha do milho, *Rhopalosiphum maidis* (Fitch), em teosinte x híbridos de milho dentado amarelo nos EUA. As primeiras variedades de milho com resistência parcial à broca Européia do milho, *Ostrinia nubilalis* (Hübner), foram desenvolvidas por Huber *et al*. (1928), enquanto o germoplasma com resistência parcial à broca da cana, *Diatraea saccharalis* (Fabricius), foi identificado na década de 1970 (Elias 1970; Peairs 1977).

Com base nesse e em outros trabalhos, ao longo das décadas de 1970 a 1990, pesquisas realizadas pelo CIMMYT no México, Embrapa no Brasil, USDA-ARS (Mississippi) e algumas universidades nos EUA levaram à identificação e ao desenvolvimento de uma série de linhas puras subtropicais de milho com, pelo menos, resistência parcial à LFM (Tabela 1).

Embora o germoplasma resistente à LFM tenha sido desenvolvido no México, nos EUA e no Brasil, a diversidade de materiais resistentes identificados indica que existem amplas características convencionais para apoiar uma estratégia de melhoramento a médio e longo prazo para incorporar a resistência à LFM no quadro genético de milho elite adaptada para África. Algumas destas fontes de resistência à insetos no milho foram especificamente testadas para resistência a LFM, enquanto outras foram testadas quanto à resistência a outros insetos pragas, mas têm potencial para conferir resistência à LFM, como demonstram os estudos do Mississippi.

O germoplasma com resistência nativa à LFM descrito nesta secção, juntamente com linhas endogâmicas de milho adaptadas à África, híbridos comerciais e pré-comerciais e VPAs/OPVs, está sendo avaliado pelo CIMMYT contra populações da LFM em África, para validar e / ou identificar novas fontes de resistência no contexto Africano. O melhoramento genético de milho para resistência do hospedeiro à LFM também foi iniciado pelo Instituto Internacional de Agricultura Tropical (IITA) em África Ocidental. Seguindo em frente, à medida que os resultados desses trabalhos surgirem e as fontes de resistência validadas forem encontradas, o CIMMYT e o IITA, juntamente com parceiros nacionais e regionais dos sectores público e privado, garantirão que informações e germoplasma resistente sejam compartilhados activamente. Em última análise, a comunidade Africana de melhoramento de milho deve fazer um esforço coordenado e intensivo para desenvolver produtos de elite que combinem a resistência à LFM com outras características desejáveis e relevantes para os pequenos agricultores.

Tabela 1. Algumas fontes potenciais de resistência da LFM em germoplasma de milho identificadas ou desenvolvidas por programas de melhoramento nas Américas.

Germoplasma	Descrição	Referências
Pop. 304; Pop. 392; Pop. FAW-CGA; Pop. FAW-Tuxpeno; Pop. FAW-NonTuxpeno	Populações melhoradas de milho desenvolvidas e usadas pelo CIMMYT como fontes para derivação de várias CMLs (Linhas de milho de CIMMYT) com resistência parcial à LFM no México.	Ortega *et al.* (1980); Mihm (1997)
Mp496; Mp701; Mp702, Mp703; Mp704; Mp705, Mp706; Mp707; Mp708, Mp713; Mp714; Mp716	Linhas endogâmicas de milho temperado com resistência à LFM desenvolvidas nos EUA pelo USDA-ARS (Mississippi). Destas, Mp496 e Mp701 para Mp708, foram derivadas de adesões das Caraíbas - Antigua GP1, Antigua Gp2D, Guadalupe Gp1A e Republica Dominica GP1. Mp713 e Mp714 foram desenvolvidos a partir de populações do CIMMYT com múltipla resistência à insetos	Scott and Davis (1981); Scott *et al.* (1982); Williams and Davis (1980, 1982, 1984, 2000, 2002); Williams *et al.* (1990)
B49; B52; B64; B68; B96	Populações tolerantes à broca do milho desenvolvidas pela Universidade do Estado de Iowa, EUA, através da introgressão de Milho Amargo da Argentina em milho temperado. A linha mais importante entre estes foi a B68, que se tornou amplamente usada pela indústria de semente nos EUA.	Walter Trevisan, personal communication
CML121 to CML127	Linha endogâmicas resistentes a insetos (CMLs) derivadas por CIMMYT no México, usando o germoplasma de USDA-ARS (Mississippi)	Gerdes *et al.*(1993)
Três GEM (Melhoramento do germoplasma do milho) raças	Derivado da introgressão de germoplasma proveniente do Uruguai, Cuba e Tailândia; mostrou alguma resistência à LFM no Sul dos EUA	Ni *et al.* (2014)
CMS14C; CMS23 (Antigua x Republica Dominica); CMS24; MIRT (Múltipla Resistência Tropical a Insectos) raças Zapalote Chico, Sintetico Spodoptera, Caatingueiro Spodoptera, e Assum Preto Spodoptera	Desde 1975, a Embrapa-Brasil identificou e descreveu várias fontes de resistência à LFM no milho, enquanto, também investigando os compostos químicos que fundamentam essas características de resistência nativ	Walter Trevisan, personal communication
Linhas brasileiras de milho com potencial de resistência à LFM	Em trabalhos conduzido de 1986 a 1993, a Embrapa-Brasil identificou potenciais fontes de resistência à LFM com base na avaliação de adesões de milho no banco brasileiro de germoplasma	Viana and Guimarães (1997)

Nota: Para mais informações sobre fontes de resistência em germoplasma de milho do CIMMYT, entre em contacto com B.M. Prasanna (b.m.prasanna@cgiar.org); para fontes de resistência a LFM em germoplasma de milho do USDA-ARS (Mississippi), entre em contacto com Paul Williams (Paul.Williams@ars.usda.gov); Para fontes de resistência no germoplasma de milho da Embrapa, entre em contacto com Sidney Parentoni (cnpms.chpd@embrapa.br).

2.2. Resistência à LFM baseada em transgenes no milho

A implantação de variedades de culturas transgénicas ou geneticamente modificadas (GM) que expressam genes de resistência à lepidópteros é outra estratégia para controlar eficazmente os danos provocados pela LFM no milho. As primeiras variedades de milho GM resistentes à LFM foram desenvolvidas utilizando genes de proteínas cristal insecticidas (*cry*) isolados de *Bacillus thuringiensis* (*Bt*). Essas características são as mesmas usadas pela indústria convencional de pesticidas orgânicos. A ingestão da proteína Cry é letal para larvas de muitas espécies de lepidópteros, incluindo a LFM. Vários diferentes genes *cry* estão disponíveis – por exemplo*, cry1A, cry1Ab* e *cry1F* – e foram implantados em variedades comerciais de milho Bt globalmente por mais de 20 anos. Além disso, a *Bt* produz outra classe de proteínas específicas de lepidópteros denominadas Proteínas Vegetativas Inseticidas (PVI/VIP). Esses VIPs são codificados por genes *vip*, o mais notável dos quais é o gene *vip3A* usado para conferir resistência a LFM. Numerosos híbridos de milho transgênico, incluindo várias combinações de genes *cry* e *vip,* estão comercialmente disponíveis no Brasil e na América do Norte, onde mais de 80% da área total de produção de milho é cultivada com milho *Bt* (Horikoshi *et al*. 2016).

As características transgênicas de resistência a insetos faz com que a HPR seja significativamente mais forte à LFM do que a resistência nativa. Por exemplo, Viana *et al*. (2016) compararam o nível de resistência de LFM exibida por 32 híbridos de milho convencionais (derivados usando endogamia com resistência nativa a LFM) à resistência de três híbridos *Bt* transgênicos expressando as toxinas Cry1F e Cry1A.105 + Cry2Ab2 (2B707Hx, AG8088PRO e DK390PRO). Os seis melhores híbridos convencionais apresentaram valores da escala de Davis variando de 2,8 a 4,1, enquanto os três híbridos de *Bt* apresentaram o valor 1; em contraste, o controle híbrido susceptível comercial mostrou o valor de 7.

Em África, o milho *Bt* atualmente está comercialmente disponível apenas em África do Sul, onde as autoridades reguladoras têm supervisionado múltiplas aprovações, com mais de 15 anos de implantação de tais produtos. Dois produtos GM estão disponíveis para fornecer proteção contra a LFM (Banco de Dados de Aprovação do GM ISAAA):

- O evento MON810, que se destina a controlar a broca do colmo, mas também confere resistência parcial à LFM, tem sido cultivado em África do Sul desde 1997; e
- O evento MON89034, que demonstrou eficácia no controle de LFM e da broca-do-colmo, tem sido cultivado em África do Sul desde 2010. O MON89034 é particularmente recomendado para o controle de LFM devido à sua alta eficácia contra a praga, bem como à durabilidade prevista do controle ao longo do tempo devido à incorporação de características de resistência à insetos “empilhadas” ou “piramidais” (ver Secção 2.2.1).

Além da África do Sul, o projecto Milho Água Eficiente para África (WEMA) – uma parceria público-privada para desenvolver e disseminar variedades melhoradas de milho apropriadas para os pequenos agricultores Africanos – está atualmente a desenvolver variedades melhoradas de milho transgénico com resistência à insetos. No âmbito do WEMA, as Organizações Nacionais de Pesquisa Agraria da África do Sul, Quênia, Tanzânia, Uganda e Moçambique estão testando o desempenho dos transgênicos MON810 *Bt* e *Bt* empilhados + Tolerancia à Seca (DT) introduzidos em variedades de milho Africanas adaptadas localmente[2]. Iniciados pela primeira vez em 2012, estes testes de campo confinados (CFTs) estão avaliando a segurança, a eficácia e o desempenho do milho transgênico em condições Africanas e são supervisionados por autoridades reguladoras de biossegurança específicas do país.

Os resultados emergentes do WEMA são consistentes com o desempenho do milho *Bt* em outros países: Quando introduzido em variedades de milho Africanas localmente preferidas, o evento MON810 está demonstrando um forte controle das brocas do colmo e controle parcial da LFM no Quênia, Moçambique e Uganda. Um pedido de aprovação do MON810 no Quênia está pendente de finalização, e os pedidos de aprovação em outros países parceiros do WEMA devem estar prontos para apresentação em 2018 – dando às agências reguladoras Africanas a oportunidade de avaliar a tecnologia e decidir sobre a segurança, eficácia e desempenho do milho *Bt* em ambientes Africanos.

Além dos esforços de melhoramento genético de milho de a disponibilidade de características transgénicas de resistência efetiva contra a LFM, o WEMA também procura explorar e abordar questões mais amplas da capacidade Africana de regulamentação e administração para implantar a biotecnologia de maneira apropriada para os pequenos agricultores. Para esse fim, os parceiros da WEMA trabalham com autoridades de biossegurança para desenvolver capacidade e conhecimento técnico, estabelecer sistemas reguladores funcionais e abordar questões sobre a tecnologia a partir dos cientistas, formuladores de políticas e o público em geral. A WEMA também testou o uso de acordos livres de patencias das companhias de sementes em África, num esforço para garantir que variedades transgênicas melhoradas sejam acessíveis e ao alcance dos pequenos agricultores pobres em recursos em África.

[2] Ensaios de campo confinados também estão planejados na Etiópia.

2.1.1 Manejo de resistência de insetos (MRI/IRM) ao milho *Bt*

Com o tempo, insetos pragas podem evoluir para superar a RPH, seja a resistência nativa ou transgênica na natureza. No entanto, a resistência nativa é geralmente mais duradoura, tanto porque é geralmente de natureza quantitativa (com vários genes subjacentes à expressão de resistência, tornando mais difícil para a praga "escapar" o controle) e porque é tipicamente menos eficaz no controle da praga (e, portanto, exerce menos pressão sobre a praga para superar o RPH). Em contraste, a possibilidade de que uma praga de insetos desenvolva resistência a transgenes altamente eficazes usados em culturas GM é uma grande preocupação – particularmente para variedades transgênicas precoces que dependem da expressão de um único gene dominante altamente eficaz (como o *cry1Ab* no MON810 e Bt11).

Embora uma variedade de fatores biológicos e ambientais influencie o risco de um insecto desenvolver resistência, a resistência de insetos tipicamente surge quando a pressão seletiva sobre o insecto é excepcionalmente alta – por exemplo, um alto grau de monocultura com uma variedade GM expressando um único gene de resistência, juntamente com a implementação inadequada de uma estratégia de Manejo de Resistência de Insetos (IRM). A evolução da resistência da LFM ao *Cry1F* tem sido documentada no milho em Porto Rico (Storer *et al*. 2010), no sudeste do dos EUA continental (Huang *et al*. 2014), Brasil (Farias *et al*. 2014) e Argentina (Chandrasena *et al*. 2017).

Enquanto os primeiros produtos GM a comercializar se baseavam necessariamente em genes únicos, uma estratégia mais duradoura é baseada na resistência multigênica. Isso invoca o princípio geral de que, para maximizar a durabilidade das características, os melhoradores devem combinar múltiplas caracteristicas de resistência que usam mecanismos de ação distintos. No contexto específico de culturas transgênicas, isso é conhecido como "empilhamento" ou "piramidagem" de transgenes – garantindo que dois ou mais genes, preferencialmente com diferentes tipos de proteínas tóxicas ou diferentes modos de ação (por exemplo, *cry e vip3A*), sejam simultaneamente expressos na planta hospedeira em altas doses (Horikoshi *et al*. 2016). Estudos realizados nos EUA e no Brasil sugerem que a pirâmide de múltiplos transgenes (na mesma planta) é mais eficaz em termos de controle de LFM e MRI do que a resistência baseada em um único gene (Huang *et al*. 2014; Horikoshi *et al*. 2016). Este processo exige também introgressão de diferentes características de resistência transgica (e.g., diferentes genes *cry* ou *cry* + *vip3A*) num quadro genético do milho que também tem resistência nativa para a praga de insetos. A maior vantagem deste tipo de pirâmide é que se a praga superar a(s) característica (s) de resistência transgênica, a resistência nativa do quadro genético convencional (mesmo que parcial) pode potencialmente mitigar a infestação até que novas variedades com resistência mais efectiva sejam desenvolvidas e implantadas.

Para conseguir o controle duradouro de insetos pragas, como a LFM, por meio da implantação da tecnologia de culturas transgênicas, os especialistas desenvolveram e implementaram estratégias de MRI/IRM (Siegfried *et al*. 2007; CropLife 2012). Esses protocolos padrão da indústria garantem que as melhores práticas sejam comunicadas às partes interessadas de uma maneira que garanta a conformidade mais ampla possível, já que a conformidade do produtor é o principal factor de atenuação no manejo bem-sucedido de resistência. Um plano sólido de MRI/IRM varia com a combinação de culturas e pragas mas, geralmente, considera:

- A prospecção rigoroso e vigilância para o potencial de desenvolvimento de resistência dos insetos acima do nível de referência determinado antes da introdução da cultura GM.
- Uso de múltiplas características de resistência (convencionais e transgênicas) expressas em altas doses.
- Uso de um "refúgio" de milho não Bt, de tamanho e desenho adequados para sustentar uma população suficiente da praga alvo susceptível (por exemplo, a LFM).

O refúgio, uma faceta fundamental do plano de MRI/IRM, garante que uma população suficiente de insetos susceptíveis esteja disponível para acasalar com os poucos insetos resistentes que podem evoluir nas áreas plantadas com GM. Isto dilui significativamente a frequência de alelos de resistência na população de insetos, atrasando assim a evolução da resistência dos insetos ao (s) transgene (s).

Embora particularmente vital no contexto das variedades de milho GM, em última análise, qualquer variedade de culturas resistentes à LFM deve ser implantada no contexto de uma estratégia mais ampla de MIP (ver Capítulo 1) que busque controlar e mitigar de forma sustentável o impacto adverso da praga de insetos.

Protocolos para apoiar o melhoramento para resistência à LFM

Reconhecendo que a LFM se tornou uma praga endémica e provavelmente a longo prazo em todo o continente Africano, é imperativo que o CGIAR (anteriormente, Grupo Consultivo para Pesquisa Agrícola Internacional), os programas nacionais e privados de cultivo de milho iniciem e mantenham uma forte linha de produtos de elite que incorporam a resistência à LFM com outras características adaptativas em culturas relevantes para pequenos agricultores em África Subsaariana. Para conseguir isso, os melhoradores devem rastrear germoplasma contra a LFM – um processo que requer quantidades adequadas de sementes para gerar plantas, um protocolo optimal para criação em massa de insetos para fornecer insetos suficientes para triagem de germoplasma sob infestação artificial (Secção 3.1) e um protocolo claro para avaliar as respostas das entradas de teste (Secção 3.2).

3.1. Protocolo para criação em massa de insetos LFM

3.1.1. Estabelecimento e manutenção de colónias

Uma grande colónia inicial de pelo menos 100 larvas deve ser coletada, certificando-se de colectar insetos de uma ampla distribuição geográfica representativa do ambiente alvo do programa de melhoramento de milho. Isso garantirá a diversidade genética. Os insetos coletados no campo são criados isoladamente de outros insetos / patógenos para evitar qualquer contaminação. Insetos parasitados, doentes e deformados devem ser descartados (Onyango e Ochieng-Odero, 1994).

3.1.2. Instalações e condições de criação de insetos

Os estágios de desenvolvimento da LFM (ovo, larva, pupa e adulto; ver Capítulo 1) diferem em suas exigências ambientais e manejo, e, portanto, requerem salas separadas, semelhantes às instalações de criação de insetos estabelecidas em alguns países da África Subsariana. Com as modificações apropriadas, as mesmas instalações podem ser potencialmente usadas para a criação em massa da LFM, dependendo da capacidade e dos objectivos do insetário.) A criação em massa da LFM requer espaço adequado para quatro csalas, a saber:

a. Preparação de dieta e sala de infestação;
b. Sala de desenvolvimento das larvas;
c. Sala de colheita de pupas; e.
d. Sala de Emergência para de adultos e de oviposição.

O laboratório de criação é um novo hábitat para os insetos e deve, portanto, ter condições ambientais favoráveis ao seu desenvolvimento e desempenho efetivo de campo (temperatura 25 ± 1°C; luz 12:12: fotoperíodo escuro; umidade relativa de 75 ± 5%). As salas devem ser mantidas livres de doenças, parasitas e predadores. A instalação do equipamento apropriado em cada uma das quatro salas economiza tempo, aumenta a eficiência e aumenta a segurança. Mais detalhes sobre o equipamento necessário para a criação de insetos LFM podem ser obtidos no CIMMYT (Anani Bruce; a.bruce@cgiar.org).

3.1.3. Ingredientes e preparação da dieta

A criação em massa de LFM pode ser feita em dieta natural ou sintética. Os protocolos para ambos são descritos abaixo:

3.1.3.1. Dieta natural

O rícino (*Ricinus communis* L.) é uma planta da família Euphorbiaceae. É um arbusto robusto perene / pequena árvore que é multiplicado por sementes. Certas partes do rícino têm actividade insecticida e são frequentemente usadas como biopesticida natural, mas as folhas também podem ser usadas para apoiar a criação em massa de LFM (Cave 2000; Valicente *et al*. 2013; Martínez *et al.* 2015).

Prepare a dieta como se segue:

i. Colher folhas frescas de rícino, lavar com hipoclorito de sódio (5 mL / L) e lavar com água para evitar qualquer contaminação.
ii. Corte as folhas em pedaços pequenos.
iii. Coloque 3 larvas recém-nascidas em frascos de plástico de 30 ml contendo 4,3 g de pedaços de pedaços de folhas frescas de rícino (Figura 1). Alternativamente, em vez de pequenos frascos, até 300 larvas (do primeiro ao terceiro instar) podem ser colocadas em frascos plásticos de 4 litros (Valicente *et al.* 2013).
iv. Substitua as folhas a cada 2-3 dias, dependendo de quanto tempo elas permanecem verdes e frescas.
v. Como o canibalismo é maior entre as larvas crecidas (Chapman *et al*. 1999), especialmente do 4º ao 6º instar, coloque as larvas crescidas em frascos individuais de 30ml.

As larvas da LFM na dieta natural geralmente completam a fase de larva após 15-20 dias, e pupa nos últimos 10 dias. Verificou-se que o canibalismo larval de LFM em folhas de rícino foi significativamente reduzido (quase reduzido a metade) em comparação com a criação em dieta natural à base de folhas de milho (Valicente *et al.* 2013).

3.1.3.2. Dieta sintética / artificial

A dieta sintética de insetos é uma mistura de substâncias nutritivas, incluindo carboidratos, proteínas, gorduras, minerais e vitaminas. Cada um cumpre uma função específica no desenvolvimento do insecto e influencia a vida segura de prateleira da dieta constituída. Por causa da natureza polífaga da LFM (capacidade de se alimentar de múltiplas espécies de plantas), pode ser cultivada com sucesso em muitas dietas que foram desenvolvidas para outras espécies de insetos – por exemplo, a LFM pode ser crida em massa com sucesso na dieta da broca de milho, como praticado pelo CIMMYT, África.

Várias dietas sintéticas foram optimizadas por várias instituições, incluindo CIMMYT, IITA, o Centro Internacional de Fisiologia e Ecologia de Insetos (ICIPE) e o Conselho de Pesquisa Agrícola (ARC) da África do Sul, com base na disponibilidade local de ingredientes.

As descrições abaixo destacam como a dieta sintética para a criação em massa de insetos LFM é preparada atualmente pelo CIMMYT no Quénia (Figura 2), ARC em África do Sul e ICIPE no Quénia, com base em protocolos não publicados (resumidos na Tabela 2). Além disso, "dietas de várias espécies" comerciais estão disponíveis em alguns países (por exemplo, http://www.tecinfo.com/~southland/ pricelist.html). Alguns laboratórios também usam a dieta da Lagarta do Tabaco (Product# F9781B from Frontier Agricultural Sciences; [http://www.insectrearing.com/products/indiets1.html).

a) CIMMYT diet[3]

Fração A: Misture todos os ingredientes em pó, excepto o metil-p-hidroxibenzoato da Fração A usando uma colher de plástico, num recipiente limpo com tampa. Ferva a água destilada, deixe esfriar a 60°C e, em seguida, misture com os ingredientes pré-misturados num liquidificador por 1 minuto. Adicionar metil-p-hidroxibenzoato (dissolvido em 20 ml de etanol absoluto) à mistura no misturador, e depois misturar por mais 2 minutos.

[3] Adaptado de Onyango e Ochieng-Odero (1994) e Songa *et al.* (2004).

Bandeja com q LFM-criação em dieta natural à base de folhas de rícino

Larvas de LFM alimentando-se de folhas de ricino

Figura 1. Criação de LFM em dieta natural à base de folhas de ricino.

Fração B: Pese o ágar em pó (Figura 2) num recipiente separado e adicione à água destilada fria numa panela separada. Ferva mexendo periodicamente e, em seguida, deixe esfriar a 60°C. Adicione os ingredientes da Fracção B à Fracção A e misture durante 3 minutos.

Fracção C: Por fim, adicione 40% de formaldeído aos ingredientes das fracções A e B no liquidificador e depois misture durante 3 minutos à temperatura ambiente.

b) Dieta do ICIPE

Prepare as frações A-C conforme descrito para a dieta do CIMMYT, usando os ingredientes e as quantidades listadas para a dieta do ICIPE (Tabela 2).

Figura 2. Etapas na criação de LFM numa dieta artificial.

c). Dieta ARC-RAS

Fração A: Misture todos os ingredientes secos da Fracção A com 1.500 ml de água destilada num recipiente.

Fração B: Ferva 1.000 ml de água destilada, adicione 7.5 g de ácido sórbico e mexa periodicamente até que o ácido sórbico seja dissolvido. Num recipiente separado, adicione agar a 1000ml de água e misture bem. Adicione a mistura de agar à mistura de ácido sórbico. Ferva por 10 minutos. Deixe a Fracção B arrefecer até aos 70°C, depois adicione-a à Fracção A e misture bem com um liquidificador.

Fração C: Adicionar formaldeído (40%) à mistura da Fracção A e B. Dissolver Nipagen (3 g) em 75 ml de éter. Adicione à mistura da fração A e B.

Repartir um volume adequado da dieta em bandejas plásticas, ou frascos.

Tabela 2. Três potenciais opções de ingredientes dietéticos usados atualmente em África para a criação da LFM.

	Ingredientes	a) Dieta CIMMYT	b) Dieta ICIPE	c) Dieta ARC-RSA
		Quantidade (g ou ml) por dieta de 3L	Quantidade (g ou ml) por dieta de 3L	Quantidade (g ou ml) por dieta de 3L
Fração A				
1	Pó de folha de milho	75.6 g	75.0 g	
2	Pó de feijão comum	265.2 g	187.5 g	
3	Grão de bico			250.0 g
4	Gérmen do trigo		150.0 g	225.0 g
5	Levedura de cerveja	68.1 g		45.0 g
6	Levedura de Torula		32.0 g	
7	Leite em Pó		57.0 g	45.0 g
8	Ácido Ascórbico	7.5 g	9.0 g	15.0 g
9	Ácido Sórbico	3.9 g	4.5 g	
10	Metil-p-hydroxybenzoato	6.0 g	7.5 g	
11	Cápsulas de vitamina E (200 IU)	6.3 g		
12	Gotas de multivitaminas		3.0ml	
13	Sacarose	105.9 g		
14	Água destilada	1,209.3 ml	1,350.0 ml	1,500.0 ml
Fração B				
15	Ágar (Tech No.3)	37.8 g	34.5 g	50.0 g
16	Água destilada	1,209.3 ml	1,200.0 ml	1,000.0 ml
17	Ácido sórbico			7.5 g
Fração C				
18	Formaldeído 40%	6.0 ml	6.0 ml	1.0 ml
19	Suprapen p (formaldeído 40%)		7.5 g	
20	Nipagen			3.0 g
21	Éter			75.0 ml

Fontes: CIMMYT Food Support - uma adaptação de Tefera et al. (2011); Apoio alimentar do ICIPE - Sevgan Subramanian (ICIPE, Quênia), comunicação pessoal; Apoio alimentar CRA-RSA - Erasmus Annemie (CRA-Grain Crops, RSA), comunicação pessoal.

3.1.4. Infestação de dieta

i. Mantenha a dieta no no extractor para esfriar e permitir que alguns produtos químicos evaporem.
ii. Crie vários orifícios na superfície da dieta em cada frasco ou tubo de ensaio, utilizando uma vareta plástica de laboratório esterilizada; Isso facilitará a penetração das larvas.
iii. Introduzir ovos de cabeça preta desinfectados na superfície ou larvas recen-nascidas nos orifícios feitos na dieta.
iv. Varias larvas recen-nascidas podem ser introuzidas no mesmo recipient. Contudo, no terceiro instar, as larvas devem ser transferias para frascos individuais devido a sua natureza canibalistica.
v. Feche os frascos com algodão.
vi. Manter os frascos contendo as larvas em prateleiras na sala de criação de larvas sob condições ambientais controladas (27 ± 1°C; 65 ± 5% UR; luz 12:12: fotoperíodo escuro).

3.1.5. Manuseio de larvas e pupas

i. Monitore o desenvolvimento de larvas e pupas diariamente para identificar problemas como contaminação com fungos ou insetos e descartar imediatamente qualquer recipiente de dieta afetada. Comece monitorando atentamente a colheita de pupas 14-20 dias após a infestação da dieta, e diariamente a partir daí para evitar a emergência das mariposas nos frascos de criação.
ii. Colha as pupas imediatamente quando pelo menos 50% das larvas tiverem pupado. Para colher, esvazie a dieta de cada frasco numa bandeja limpa e classifique e transfira as pupas para um recipiente de plástico forrado com papel absorvente
iii. Mantenha larvas que não tenham pupado até agora em frascos de plásticos esterilizados contendo papel absorvente limpas e húmidas até que elas puparem.
iv. Limpe as pupas com um jacto suave de água destilada e coloque sobre papel absorvente para drenar o excesso de humidade.
v. Transfira as pupas para placas de petri limpas (9 cm de diâmetro) forradas com papel absorvente húmido. Cada placa de petri pode acomodar cerca de 100 pupas.
vi. Coloque as placas de petri numa gaiola de emergência com estrutura de metal (gaiola de oviposição, 45 × 60 × 45 cm), ventilada na parte superior com tela de arame fino.
vii. Manter as gaiolas de emergência à temperatura ambiente (25 ± 1°C); 12:12 luz: fotoperíodo escuro; e humidade relativa de 75 ± 5%. A humidade pode ser mantida colocando um copo de plástico contendo algodão embebido em água na gaiola em todos os momentos.

3.1.6. Manuseio das mariposas (adultos)

i. Forre a gaiola de oviposição com uma folha de papel manteiga / cera. As mariposas alimentam-se de água embebida no algodão colocada numa placa de Petri em cada gaiola. Mantenha cerca de 100 mariposas em cada gaiola de oviposição.
ii. Diariamente, verifique cada gaiola de oviposição e:
   a) Colete os ovos que foram colocados em papéis de cera (ver 3.1.7).
   b) Remova as mariposas mortas de cada gaiola.
   a) Pegar e transferir as mariposas vivas para uma gaiola recém-preparada contendo papel manteiga fresco e algodão contendo agua numa placa de Petri.
   d) Limpe e desinfecte a gaiola para reutilização.

3.1.7. Manuseio de ovos

i. Cortar o papel de cera amassados contendo ovos colocados em massas de aproximadamente 50 ovos, usando uma tesoura.
ii. Desinfectar a superfície dos ovos (no papel de cera) mergulhando-os em formaldeído a 10% por 15 minutos, lava os ovos com jacto ligeiro de água destilada e secando-os em papel-filtro.
iii. Transfira as massas de ovos desinfectadas na superfície de papel de cera para um recipiente de plástico limpo.

iv. Mantenha os recipientes de plástico na sala de oviposição e deixe os ovos se desenvolverem por 4-6 dias.

v. Mantenha uma humidade relativa de 75 ± 5% no recipiente colocando um prato de plástico largo com algodão embebido em água no fundo do recipiente.

vi. Em cerca de 4-6 dias, os ovos desenvolvem um estágio de cabeça preta, que depois eclodem larvas após 1-2 dias. Tanto os ovos do estágio de cabeça preta quanto as larvas recen-nascidas podem ser usados para triagem de genótipos de milho.

3.1.8. Mantendo a qualidade dos insetos

O objectivo final da criação é obter insetos de qualidade aceitável. Um sistema de gestão da qualidade (SGQ) deve, portanto, ser implementado se o uso a longo prazo de insetos for previsto. Os parâmetros utilizados na determinação da qualidade de LFM de laboratório incluem taxa de sobrevivência, período de desenvolvimento (ovo a adulto), deformidades, capacidade reprodutiva (número de ovos colocados, eclosao, proporcao macho:femea), índice de crescimento taxa percentual de pupas em relação ao período médio de desenvolvimento das larvas) e adaptabilidade em condições de campo. A qualidade dos insetos criados em laboratório é monitorada periodicamente contra os parâmetros de qualidade acima mencionados (livre de doença e com boa capacidade reprodutiva). Se a qualidade da população de insetos laboratoriais cair abaixo de um limiar de pelo menos 300 ovos bem formados e livres de doença por fêmea, descarte a população, colete uma nova colónia inicial de insetos selvagens e repita o estabelecimento de uma colónia nova (ver Seção 3.1.1).

3.1.9. Manejo de de doenças dos insectários

Insetos são organismos biológicos vivos e propensos a doenças quando criados em massa em laboratório (Polaszek 1998; Songa *et al*. 2004). Dietas artificiais de insetos também são favoráveis para o crescimento de alguns microrganismos, vários dos quais são reportados como contaminantes de insectários – incluindo bactérias (*Streptococcus* spp., *Serratia* spp. e *Pseudomonas* spp.), Fungos (*Aspergillus* spp., *Rhizopus* spp, *Penicillium* spp.), protozoarios (*Nosema* spp.) e vírus. A maioria desses microorganismos não é diretamente prejudicial a LFM; no entanto, *Serratia marcescens, Nosema* spp. e os baculovírus são patogênicos para os insetos e podem causar um surto num insetário, e outros organismos contaminantes podem, no entanto, causar deterioração da dieta artificial ou alterar o desempenho biológico dos insetos. Fontes de contaminação microbiana num insectário podem incluir insetos coletados em campo; manuseio inadequado dos insetos; um ambiente do insetário insuficientemente limpo; ou esterilização inadequada dos recipientes e dietas durante a preparação, armazenamento e uso. Remoção imediata e descarte de dietas contaminadas e insetos infectados; esterilização adequada de dietas, áreas de trabalho e utilidades; boa higiene pessoal; e seguindo as diretrizes de segurança ocupacional recomendadas (ver Secção 3.1.10) minimizará a contaminação microbiana num insectário. Além disso, o exame patológico regular de cadáveres de larvas, pupa e adultos também pode ajudar na detecção precoce e na eliminação de insetos doentes.

3.1.10. Segurança no trabalho

Além de observar todas as práticas de segurança laboratoriais e políticas institucionais de saúde e segurança, deve-se ter cuidado com as escamas das mariposas e gases tóxicos ao realizar esses protocolos, pois esses são os principais problemas de saúde associados à criação e manutenção de populações artificiais de LFM. Escamas de mariposas e fumos tóxicos durante a esterilização podem causar problemas respiratórios e alergias, enquanto os fumos tóxicos do formaldeído usados na preparação da dieta podem ser prejudiciais à saúde humana.

A fim de manter a qualidade dos insetos criados em laboratório, evitar contaminantes microbianos e minimizar potenciais riscos à saúde dos trabalhadores dos insectários, as seguintes práticas devem ser seguidas rigorosamente no insectário.

a. Restringir a entrada no insectário apenas aos trabalhadores insectários.

b. Use um extractor bem ventilado para a preparação da dieta para evitar a exposição a gases tóxicos.

c. Todo o pessoal do insectário deve manter uma alta higiene pessoal.

d. Todo o pessoal do insectário deve usar uma bata de laboratório, luvas para as mãos e máscara facial (N-95) no insectário.

e. Proibir comer, beber e fumar no insectário.

f. Limpe diariamente todas as superfícies de trabalho de insetos com germicidas e um aspirador de pó, e periodicamente fumigue.
g. Remova as dietas contaminadas (incluindo os insetos) e os insetos doentes, coloque-os em um forno a 100°C por 2-3 horas, coloque-os em um saco plástico e descarte-os adequadamente através de um serviço de descarte.
h. Descarte quaisquer insetos que escapem dos frascos ou gaiola de criação.
i. Instale uma ou mais armadilhas adesivas no insectário para capturar quaisquer mariposas que escapem das gaiolas de criação.
j. Controle todos os insetos indesejáveis (excepto as espécies criadas).

3.2. Protocolo para o seleção de germoplasma de milho sob infestação de LFM

Embora a seleção de germoplasma possa ser implementado sob alta infestação natural da praga de insetos, em programas de melhoramento é particularmente importante realizar infestação artificial ao selecionar contra insetos pragas, como a LFM. Isso garante que as fugas de pragas ou as preferências de alimentação não levem a erros na avaliação da resistência, incluindo a possibilidade de classificar os genótipos suscetíveis como resistentes. A secção a seguir fornece protocolos para infestação natural e artificial, bem como protocolos de coleta de dados para avaliar a resistência do germoplasma de milho que está sendo avaliado sob infestação por LFM.

Além disso, é importante notar que experiências anteriores em outros continentes indicam que as preferências alimentares de insetos quando avaliadas em pequenas parcelas não se traduzem necessariamente em resistência real sob condições normais de campo onde um único genótipo é cultivado.

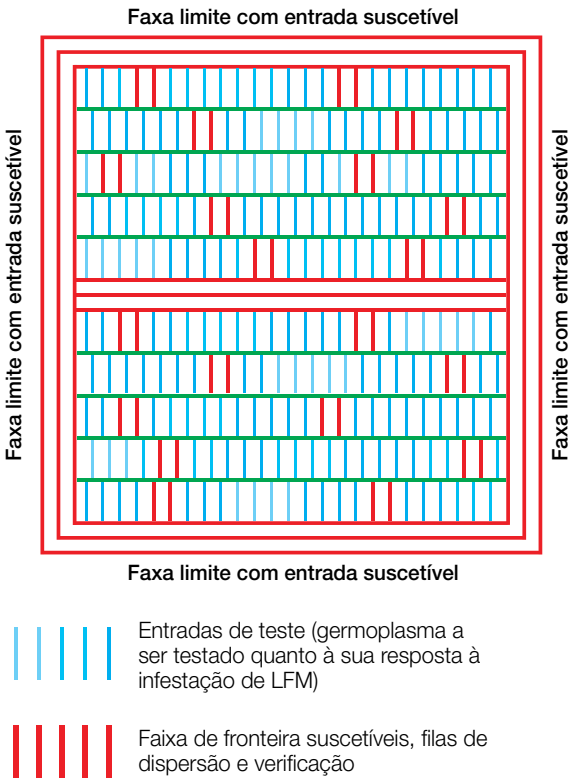


Figura 3. Representação esquemática de um bloco de campo com faixas de separacao suscetíveis e linhas de dispersao para criar pressão de pragas de insetos confiável em entradas de teste sob infestação natural. A verificação suscetível é plantada em intervalos periódicos para garantir a pressão necessária contra insetos.

3.2.1. Infestação natural

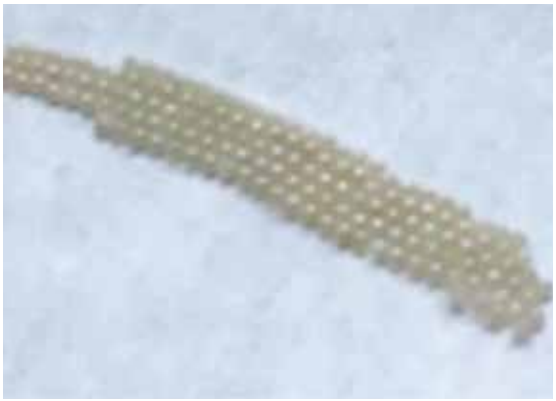
A infestação natural é, geralmente, conduzida pela seleção de uma área com um nível alto e previsível de infestação de LFM, comumente referida como área de "ponto de concentração". A infestação natural pode ser usada efetivamente ajustando as datas de sementeira para que o estágio de crescimento desejado para a infestação coincida com os períodos de pico de incidência de pragas. Infestações uniformes são críticas para um programa de seleção bem-sucedido. Um esquema experimental bem projectado pode maximizar a uniformidade de uma infestação natural (Figura 3); no entanto, a infestação natural dificulta a uniformidade suficiente na distribuição da infestação ou o controle do nível de infestação entre os materiais de selecao. Isso ocorre porque os insetos tendem a escapar, ou pode haver infestação excessiva ou atração diferencial. A seleção sob infestação natural, preferencialmente num delineamento de blocos completos casualizados (DBCC), deve ser usado somente quando os recursos para criação de insetos usando dietas artificiais não estiverem disponíveis, e se a pressão populacional do insecto estiver quase estável ao longo das épocas. O germoplasma resistente selecionado sob infestação natural em pequenas parcelas deve ser retestado em parcelas maiores, preferencialmente sob infestação artificial, para confirmar que a seleção não foi influenciada pelas preferências alimentares dos insetos quando múltiplas entradas de germoplasma estão presentes em pequenas parcelas.

3.2.2. Infestação artificial

A infestação artificial é o método mais confiável de seleção de genótipos de milho contra a LFM. Para preparar, larvas do primeiro instar da LFM (neonatos) podem ser criadas num laboratório de criação de insetos em massa (ver Secção 3.1). Entradas de germoplasma de milho para a selecao devem ser avaliadas numa sala de seleção ou estufa de rede.

Duas semanas após a emergência da plântula (no estágio V5 do milho), infestar cada uma das plantas em fila com, pelo menos, 20 ovos exibindo a cabeça preta da LFM ou 10 larvas recém-nascidos (da LFM de primeiro instar). No caso de larvas daLFM, considerando sua natureza canibalística, as larvas devem estar espaçadas em diferentes nós na planta durante a liberação. A infestação pode ser realizada manualmente com ajuda de um pincel (Figura 4) ou um aplicador de insetos em forma de "bazuca" (Tefera *et al*. 2011). É aconselhável infestar plantas com os insetos no início da manhã (entre 7 e 9h da manhã) ou no final da tarde (após as 16h), para evitar a exposição das larvas recém-nascidas à condições adversas e raios solares que poderiam dessecar as larvas antes de estarem adaptadas ao clima e o hospedeiro. Aplicar um nível uniforme e suficiente de pressão de insetos a cada planta de teste é crítico. O nível de pressão de insetos é considerado apropriado quando a verificação susceptível é altamente afectada consistentemente nas repetições, e pelo menos, três quartos das plantas num grupo de tratamento são infestadas ou apresentam sintomas consistentes de dano por insetos (em repetições).

Nota: Diferentes protocolos podem ser adaptados por diferentes instituições no que diz respeito à infestação artificial usando larvas recem-nascidas da LFM no campo para determinar as respostas do germoplasma. Esta descrição destaca o protocolo seguido pelo CIMMYT.



Massa de ovos da LFM coletada enum papel de cera / manteiga na gaiola de ovoposição

Larvas recém-nascidas da LFM emergindo da massa de ovos com baceças pretas (3-6 dias após a fase de massa de ovos brancos)

Larvas da LFM recentement eclodidas dos ovos, coletadas da massa de ovos com cabeças pretas

Infestação artificial de uma planta de milho no campo por larvas recém-nascidas da LFM usando um pincel

Figura 4. Infestação artificial de plantas de milho com a LFM após a criação em massa.

3.2.3. Coleta de dados: classificando as respostas do germoplasma de milho

As classificações utilizadas na seleção de milho à LFM baseiam-se principalmente no grau de dano da planta. Os dados sobre os danos foliares causados pela infestação por LFM devem ser coletados pelo menos duas ou três vezes durante o crescimento da cultura, começando de 7 a 10 dias após a infestação artificial e repetidos após um intervalo de 10 dias. Danos na espiga e, finalmente, os dados de perdas de rendimento do grão são registados na altura da colheta.

3.2.3.1. Classificação de germoplasma com base no dano foliar por LFM

Danos nas folhas sob infestação de LFM devem ser avaliados pela classificação de cada planta infestada numa entrada de germoplasma na escala de 1-9 (Davis e Williams 1992), onde plantas altamente resistentes são classificadas com 1 (sem dano visível) e plantas altamente susceptíveis com um 9 (completamente danificadas) (Tabela 3; Figura 5).

Tabela 3. Escala para avaliação do dano nas folhas devido ao LFM em entradas de germoplasma de milho.

Pontuação	Sintomas de Dano / descrição	Resposta
1	Nenhum dano visível de alimentação nas folhas	Altamente resistente
2	Alguns furos em 1-2 folhas mais velhas	Resistente
3	Vários furos pequenoa circulares de danos em algumas folhas (<5 folhas) e	Resistente
4	Várias furos em várias folhas (6-8 folhas) ou pequenas lesões /, jane;inhascirculares e algumas pequenas lesões alongadas (retangulares) de até 1,3 cm de comprimento presentes em folhas presentes no funil	Parcialmente resistente
5	Lesões alongadas (> 2,5 cm de comprimento) em 8-10 folhas, e mais alguns furos de TAMANHO pequeno a médio, de forma uniforme a irregular (membrana basal consumida) ingeridos a partir das folhas do funil / ou enroladas.	Parcialmente resistente
6	Várias grandes lesões alongadas presentes em várias folhas enroladas e do funil e / ou vários grandes furos de forma uniformes a irregular comidos de folhas enroladas e do funil	Suscetível
7	Muitas lesões alongadas, de todos os tamanhos, presentes em várias folhas enroladas e do funil, além de vários grandes furos de forma uniformes a irregular comidos de folhas enroladas e do funil	Suscetível
8	Muitas lesões alongadas, de todos os tamanhos, presentes na maioria das folhas franzido e de verticilo e mais alguns buracos de pequeno a médio porte de forma uniforme a irregular comidos de folhas franzido e de verticilo	Altamente suscetível
9	Folhas enroladas e do funil quase totalmente destruídas e plantas morrendo como resultado do dano extensivo nas folhas	Altamente suscetível

Fonte: Modificado de Davis e Williams (1992).

O método de seleção deve fornecer respostas distintas entre entradas selecionadas susceptíveis e resistentes. Quando tais reações são distintas, resistência moderada em entradas de teste também pode ser detectada. A reação da planta e a classificação subsequente de danos dependem do número de insetos por planta, do vigor da planta, da idade da planta e de fatores ambientais, como temperatura e humidade. A pressão de população de insetos aplicada deve ser óptima (tipicamente 20 recém nascidos por planta), de modo a desvendar a variabilidade genética entre as entradas de teste. Quando a população de insetos é muito alta, todas as entradas podem parecer susceptíveis. Por outro lado, quando é muito baixo, todas as entradas podem parecer resistentes. Plantas que não têm vigor devido a deficiências nutricionais ou outros fatores, e plantas que são extremamente jovens, também podem ser erroneamente classificadas como suscetíveis, embora em condições ideais possam ser resistentes / parcialmente resistentes.

Na maturação fisiológica, colha todas as plantas, excluindo duas plantas dos dois extremos. Descasca as espigas de cada parcela separadamente, e levar o peso de grãos a um teor de umidade de 12-13%.

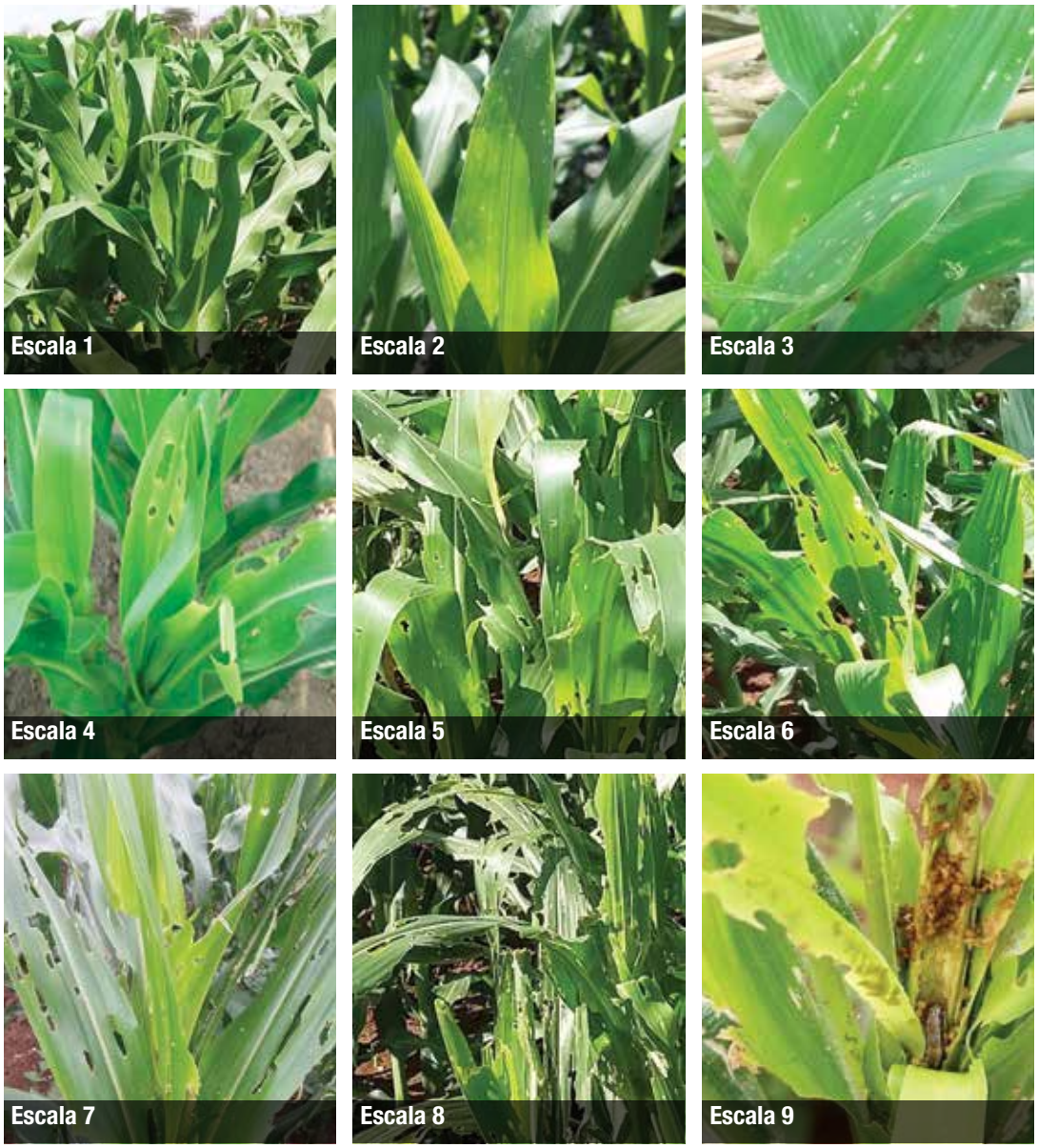


Figura 5. Classificacao das plantas de milho com base no dano causado pela LFM nas folhas.

3.2.3.2. Classificação de germoplasma com base em danos nas espigas e no grão pela LFM

A LFM não só é capaz de causar danos extensivos às folhas de germoplasma susceptíveis, mas também danos significativos na espiga / grão quando as larvas ganham entrada nas espigas em desenvolvimento. Portanto, a classificação do germoplasma sob infestação natural / artificial também deve considerar possíveis danos causados pelo insecto nas espigas e grão (Figura 6; Tabela 4).

Espigas individuais para cada uma das entradas de germoplasma são atribuídas valores da escala no momento da colheita, e a pontuação média de dano a espiga para cada entrada de germoplasma é então computada.

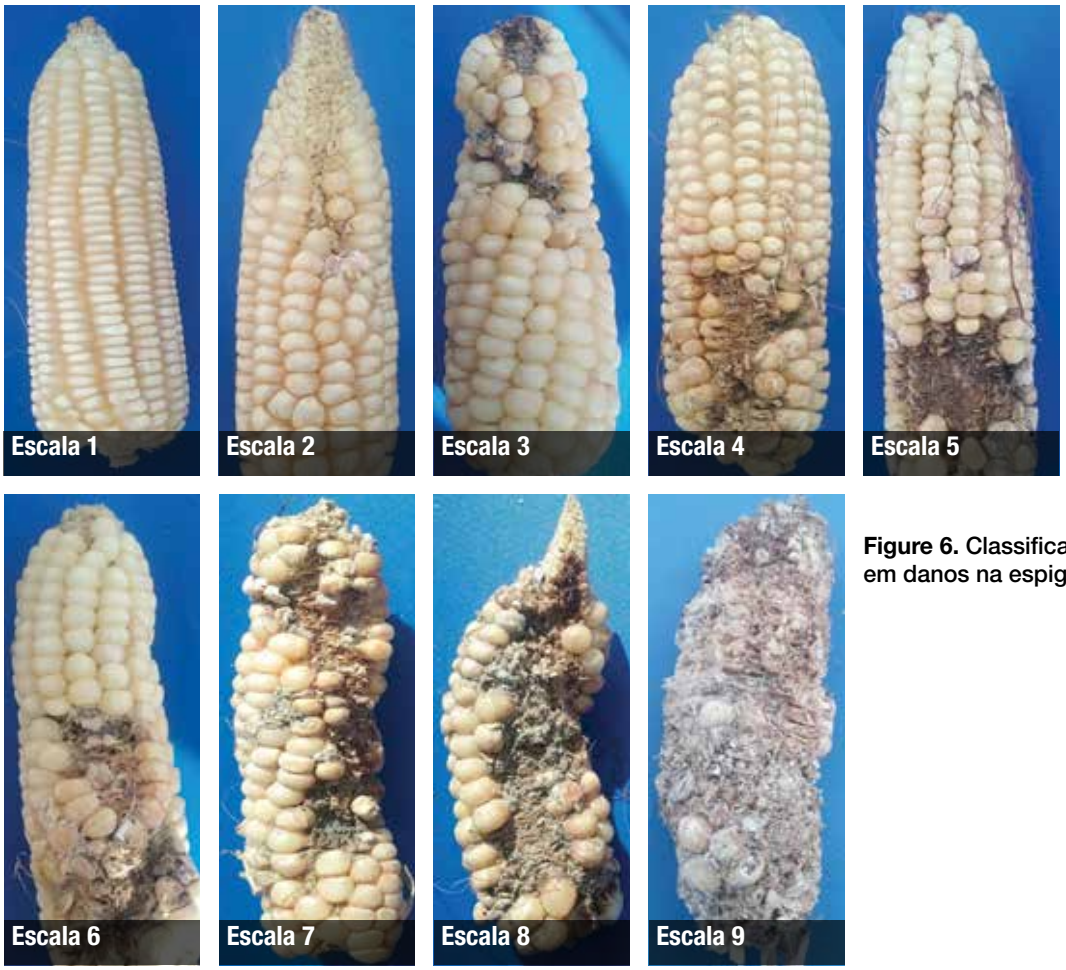


Figure 6. Classificação baseada em danos na espiga pela LFM.

Tabela 4. Classificações de germoplasma com base no dano à espiga e ao grão pela LFM

Valor da escala	Sintomas de dano / descrição	Resposta
1	Nenhum dano na espiga	Altamente resistente
2	Danos a alguns grãos (<5) ou menos de 5% de dano a uma espiga	Resistente
3	Danos a alguns grãos (6-15) ou menos de 10% de dano a uma espiga	Resistente
4	Danos a 16-30 grãos ou menos de 15% dano a uma espiga	Parcialmente resistente
5	Danos a 31-50 grãos ou menos de 25% de dano a uma espiga	Parcialmente resistente
6	Danos a 51-75 grãos ou mais de 35% mas menos de 50% de dano a uma espiga	Suscetível
7	Danos a 76-100 grãos ou mais de 50% mas menos de 60% de dano a uma espiga	Suscetível
8	Danos a > 100 grãos ou mais de 60% mas menos de 100% de dano a uma espiga	Altamente suscetível
9	Quase 100% de dano a uma espiga	Altamente suscetível

Fonte: protocolo não publicado do CIMMYT.

Nota: Os programas de melhoramento para resistência à LFM foram largamente baseados em danos causados pela alimentação nas folhas do que danos nas espigas. Embora seja útil também avaliar os danos na espiga, para tomar decisões de seleção no trabalho de melhoramento, os programas de melhoramento terão que determinar empiricamente que peso relativo deve ser dado à classificação de dano de alimentação na folha versus à avaliação do dano na espiga.

Lacunas de conhecimento / áreas de pesquisa

Resistência nativa

1. Existem variedades Africanas já liberadas de milho e/ou outras culturas com resistência a LFM?
2. O germoplasma de milho convencionalmente resistente a LFM oferece resistência a ambas raças de "arroz" e "milho" de LFM em África (ver Capítulo 1, Secção 2.6)?
3. Como os melhoradores podem acessar e utilizar múltiplas fontes de resistência nativa baseada em características para desenvolver uma ampla resistência às populações de LFM em África?
4. Existe correlação entre o dano nas folhas e o dano na espiga, ou dano nas folhas e rendimento de grão?
5. Existem diferenças significativas no germoplasma de milho em termos de preferência de adultos da LFM para colocar ovos / depositar ovos numa determinada linha?
6. Qual a melhor forma de melhorar o sistema de classificação de resistência usando ferramentas de teledetecção e "proximal"?
7. Que oportunidades ou tecnologias existem para acelerar o desenvolvimento e a implantação de variedades de milho adaptadas à África, resistentes a LFM (por exemplo, uso de marcadores moleculares, tecnologia haplóide duplicado)?
8. Qual o peso relativo que deve ser atribuído à classificação de danos causados pela alimentação na folha contra à classificação de danos na espiga, a fim de optimizar o melhoramento de resistência à LFM para os agricultores Africanos?

Resistência transgênica

9. As populações da LFM em África são resistentes a algum dos transgenes conhecidos para implantação?
10. Conceber uma estratégia de Manejo de Resistência de Insetos relevante para sistemas de culturas e agroecologias Africanas.

Mensagens-chaves para os formuladores de políticas

Resistência nativa

1. A triagem intensiva de germoplasma em culturas que são vulneráveis a LFM em África precisa ser realizada.
2. São necessários esforços acelerados de melhoramento para transferir a resistência nativa de fontes validadas para diversos produtos de milho de elite adaptados à África (endogamicos / híbridos / OPVs) para implantação em comunidades de agricultores. Esforços semelhantes são necessários em outras grandes culturas afetadas pela LFM em África.
3. Libertação rápida e registo de híbridos de origem convencional / OPV's melhorados, resistentes a LFM, preferidos por agricultores (com características adaptativas relevantes), com base em ensaios de desempenho nacional por um período de 1 ano (em vez de 2 anos).
4. Necessidade de adopção urgente de políticas para libertações harmonizadas de variedades entre países / regiões e substituição de variedades altamente susceptíveis por variedades resistentes identificadas.

Resistência transgênica

5. *O milho Bt é uma ferramenta importante na caixa de ferramentas para o manejo de LFM.*
6. A tecnologia tem um histórico comprovado nas Américas, com 20 anos de experiência e sucesso em campo. A tecnologia do milho Bt tem sido uma das ferramentas mais eficazes para controlar a LFM nos EUA e no Brasil.
7. O projeto WEMA testou extensivamente o milho Bt em ensaios de campo confinados (CFTs) em cinco (em breve seis) países Africanos, a fim de demonstrar a segurança, eficácia e benefício de rendimento em condições Africanas.
8. Algumas agências reguladoras africanas criaram capacidade para tomada de decisão com base científica para abordar questões e preocupações da sociedade em relação à segurança, eficácia e desempenho da tecnologia *Bt.*
9. Os transgenes em pirâmide com diferentes modos de ação (por exemplo, *Cry + Vip3A*) são mais eficazes em comparação com a implantação de um único gene, especialmente em termos de durabilidade da resistência.
10. A administração adequada é importante para garantir a durabilidade da tecnologia e para abordar o desenvolvimento de resistência de insetos.

Controle biológico e pesticidas bioracionais para manejo da lagarta do funil do milho

Autores: Ivan Cruz, Embrapa, Brasil; Anani Bruce, CIMMYT-Quénia; Subramanian Sevgan, Komivi Senyo Akutse, Faris Samira Mohamed, Saliou Niassy, ICIPE, Quénia; Muniappan Rangaswamy, Jaspreet Sidhu, Virginia Tech, EUA; Georg Goergen, IITA, Benin; Ivan Rwomushana, CABI, Quénia; Muo Kasina, KALRO, Quénia; Malick Ba, ICRISAT, Níger; Ebenezer Aboagye, NPPO, Gana; Dietrich Stephan, Joerg Wennmann, Instituto Julius-Kühn, Alemanha; Ernst Neering, NPPO, Holanda; and Wilfred Mushobazi, “Crop Bioscience” Ltd., Tanzânia.

Introdução

1.1 Quais são as opções de controle de pragas biológicas e biorracionais?

Na natureza, a população de qualquer organismo é regulada. Ela é mantida flutuando dentro de um limite superior e inferior, frequentemente abaixo dos níveis economicamente de dano ou prejudiciais, devido às acções de regulações bióticas (disponibilidade de alimentos, parasitas, predadores e / ou patógenos) e / ou fatores abióticos (fatores climáticos e do solo). Tal regulação populacional é referida como controle natural. No entanto, esse controle natural, quando interrompido devido a fatores biológicos, antropogênicos ou climáticos, resulta no surgimento de organismos que levam à danos econômicos. Invasividade de uma espécie de praga em novas áreas geograficas na ausência de fatores reguladores bióticos, muitas vezes, resulta na ruptura do controle natural, conduzindo a surtos devastadores (por exemplo, lagarta do funil do milho (LFM), *Spodoptera frugiperda* [J.E. Smith]; traça de tomateiro, *Tuta absoluta* [Meyrick]). Mudanças antropogênicas nas práticas de manejo de culturas e pragas, tais como a introdução de uma cultura / variedade susceptível, monocultura e uso irracional de pesticidas de amplo espectro, entre outros, frequentemente resultam em perturbacao do controle natural, levando a surtos de pragas e doenças. Assincronia na expansão da extensão de pragas e seus inimigos naturais, devido à mudança climática, também poderia atrapalhar o controle natural.

A melhor abordagem para manejo desses surtos é reviver ou estabelecer o controle natural, tanto quanto possível. O controle biológico se concentra principalmente em restaurar o controle natural. O controle biológico, como definido por Paul DeBach (1964), é a ação de organismos vivos (parasitas, predadores ou patógenos) introduzidos pela intervenção humana para regular a população de outro organismo à densidades menores do que aquelas que ocorreriam na sua ausência. Parasitóides são agentes biológicos para os quais, pelo menos, uma das suas fases da vida está intimamente associada com fases específicas da vida da praga e com maiores níveis de especificidade (por exemplo, espécies de parasitóides pertencentes a *Trichogramma* e *Telenomus* parasitando ovos de insetos incluindo a LFM). As larvas de parasitóides sempre matam seu hospedeiro como resultado do seu desenvolvimento. Os predadores, por outro lado, nunca estão intimamente associados com nenhuma fase de desenvolvimento da praga, e a praga serve de presa para o predador, frequentemente com menos especificidade (por exemplo, insetos como joaninhas, tesourinhas e inscetos sugadores, como *Orius* e *Podisus* predam em várias fases da vida da LFM). Os entomopatógenos incluem bactérias, fungos, protozoários, nematóidos ou vírus que infectam e causam doenças em insetos (por exemplo, fungos como *Metarhizium anisopliae* e *Beauveria bassiana*; vírus como *Spodoptera frugiperda*, *nucleopoliedrovírus* (SfMNPV) múltiplos e bactérias como *Bacillus thuringiensis (Bt)*, e outros que são conhecidos por infectar a LFM).

Com base em como o controle biológico é realizado, o mesmo pode ser amplamente classificado como controle biológico clássico (inoculativo), controle biológico por incremento (inundativo) e controle biológico por conservação. O controle biológico clássico (inoculativo) é frequentemente conduzido para combater pragas invasivas; neste método, uma espécie exótica de inimigos naturais da região de origem da praga e com elevado nível de especificidade do hospedeira é importada e libertada nas regiões de invasao. Um controle biológico clássico bem-sucedido resulta em controle extensivo, contínuo e generalizado das espécies invasivas (por exemplo, libertação de *Cotesia flavipes* para o controle da broca asiatica do colmo, *Chilo partellus* em África. Antes da invasão em África, a LFM tem sido predominante nas regiões Neárticas e Neotropicais da América por vários séculos, associada a vários inimigos naturais. Alguns desses inimigos naturais podem ser potenciais candidatos para iniciativas de controle biológico clássico em África.

Uma abordagem de controle biológico por incremento (inundativo) envolve libertações periódicas de inimigos naturais ou patógenos, que são introduzidos ou endêmicos, para promover o controle biológico ou induzir infecção de patógenos contra pragas invasivas ou endêmicas. Em contraste com as duas primeiras formas, o controle biológico de conservação envolve a manipulação do meio ambiente, sistemas de cultivo e práticas de modo que favoreça os inimigos naturais contra a praga. Durante o processo de invasão, as espécies invasivas provavelmente encontrarão inimigos naturais de outras espécies intimamente relacionadas a elas. Alguns desses inimigos naturais poderiam se adaptar à praga invasiva, muitas vezes referida como “novas associações”. É importante entender que, antes da invasão da LFM, África abrigava várias pragas de lepidópteros pertencentes ao gênero *Spodoptera*. A lagarta African (*Spodoptera exempta* [Walker]), a lagarta de beterraba (*Spodoptera exigua* [Hübner]) e a *lagarta do algodoeiro* (*Spodoptera littoralis* Boisduval) estão entre as espécies mais prevalentes com inimigos naturais e entomopatógenos eficazes, aumentando a probabilidade de novas associações contra a LFM. O uso de um método de controle biológico para controlar uma espécie de praga não afecta normalmente o desempenho de outros agentes de controle biológico importantes na regulação de populações de pragas, embora em alguns casos haja predação entre grupos diferentes.

O conceito de pesticidas bioracionais abrange produtos de controle de pragas que são eficazes contra pragas-alvo, mas são seguros para inimigos naturais e amplamente para o meio ambiente. Os pesticidas bioracionais referem-se, frequentemente, a produtos derivados de fontes naturais, como plantas, biopesticidas e outros. Para este capítulo, restringiremos nossas informações sobre bioracionais a pesticidas botânicos e biopesticidas. O uso integrado de opções de manejo, como controle biológico e pesticidas bioracionais, juntamente com outras tais como controle cultural e resistência de plantas hospedeiras, provavelmente reduzirá significativamente a dependência em pesticidas sintéticos para o manejo de pragas. A esse respeito, o foco deste capítulo será, fazer um balanço das diversas opções biológicas e bioracionais de controle de pragas que estão disponíveis na região nativa da LFM e mostrar o potencial para seu manejo em África.

2. Estratégias de MIP da LFM baseadas em controle biológico

A LFM é nativa das Américas e uma espécie praga recentemente introduzida em África. Como é comum com espécies invasivas, a maioria dos agentes de controle biológico que ocorrem naturalmente para essa praga não estão presentes, ou as espécies nativas ainda não se adaptaram a esse novo hospedeiro ou presa. A implementação de qualquer estratégia de MIP em África para o controle da LFM deve procurar evitar perturbar os processos de controle biológico que estão operacionais para outras pragas e para aqueles que estão se adaptando à LFM.

A conservação da diversidade e densidade de inimigos naturais deve ser um foco fundamental em tal estratégia. Uma maneira simples de conseguir isso é fornecer, proximo da área de milho, condições que levem à sobrevivência dos agentes de controle natural. A sementeira de culturas que fornecem abrigo, fontes alternativas de alimento e condições para a multiplicação de espécies benéficas pode ser a chave para regular a população da LFM. Nas extremidades das áreas de cultivo de milho, linhas de culturas como o girassol Mexicano ou a Crotalária podem ser componentes adequados no manejo do ambiente, com o objetivo de aumentar a biodiversidade de insetos benéficos, mesmo aqueles que ainda não estão associados à LFM. Uma estratégia “Empurrar-Puxar” também pode ser usada, na qual espécies de plantas repelentes de pragas são consociadas com a cultura principal para repelir (empurrar) pragas para fora do campo, que também é cercado por uma faixa de uma espécie que atrai a praga “puxar” tanto a praga quanto os insetos benéficos (http://www.push-pull.net/; ver também Capítulo 6).

O segundo passo na implementação de uma estratégia de MIP baseada em controle biologico contra a LFM é avaliar os níveis de dano econômico (NED/EIL); fortalecer os esforços de monitoria, prospecção e vigilância (ver Capítulo 2); e empreender esforços de controle de pragas por meio da libertação excessiva de inimigos naturais ou através da aplicação de pesticidas bioracionais, tais como plantas ou biopesticidas, especialmente quando a densidade de pragas exceder o NED.

2.1. Vantagens do uso do controle biológico da LFM em África

Os sistemas de produção de milho baseados em pequenos agricultores em África são diversos, especialmente em termos de tamanho, culturas mistas, sazonalidade e outras características, ao contrário dos sistemas comerciais de monoculturas em larga escala das Américas. Além disso, os níveis de pulverização de pesticidas no milho atualmente são muito mais baixos em África do que nas outras partes do mundo. Estas são condições ideais para a conservação efectiva de inimigos naturais e alcançar todos os benefícios do controle biológico (Herren e Neuenschwander 1991; Macharia *et al*. 2005; Soul-kifouly *et al*. 2016). O controle biológico, especialmente o controle biológico clássico e de conservação, é muito mais barato e beneficia os sistemas de produção dos pequenos agricultores em África. Além disso, não há casos de desenvolvimento de resistência entre LFM para agentes de controle biológico. Com iniciativas eficazes de capacitação, a África pode tirar proveito da mão-de-obra disponível, como associações de agricultores, para produzir em massa e libertar agentes de controle biológico para o manejo de LFM em África, como com o controle biológico da lagarta da panícula da mexoeira em Níger e Senegal.

Assim, com base na experiência global de manejo de pragas de milho, o controle biológico servirá como um pilar necessário da estratégia de MIP para o controle da LFM em África. No entanto, para aproveitar esse potencial, é importante avaliar a diversidade e a eficácia das espécies de controle biológico no continente para identificar novas associações. Além disso, fazendo um balanço da diversidade de agentes de controle biológico da LFM nos Estados Unidos, a seleção de agentes candidatos apropriados para o controle biológico clássico de LFM em África, com base em avaliações de adequação ecológica, precisa ser realizada. Os pesticidas bioracionais eficazes que podem ajudar no manejo de LFM e na conservação de inimigos naturais precisam ser identificados e promovidos. Avaliações preliminares de espécies de controle biologico no continente sugerem que devemos optimizar o papel do controle biológico para ajudar a controlar a LFM (IPM Innovation Lab 2017; https://ipmil.oired.vt.edu/wp-content/uploads/2017/07/Muni- FAW-PPT-1.pdf)

2.2. Libertação inundativa de um agente de controle biológico contra LFM

Como mencionado acima, as vespas, *Trichogramma* ou *Telenomus,* são os melhores exemplos de espécies usadas na libertação inundativa para controlar os ovos da LFM. Ao contrário dos tratamentos com pesticidas, que devem cobrir toda a planta (funil ou espiga de milho) para alcançar a praga alvo, os parasitóides de ovos podem ser libertados em algum ponto da área alvo. Uma vez libertadas, as vespas, com extrema capacidade de procura, voam até as plantas procurando por ovos da praga. Assim, as libertações são feitas em pontos estratégicos que variam de 20 a 40 por hectare (Cruz *et al*. 2016).

Considerando a longevidade muito curta (menos de 3 dias) da fêmea libertada e o facto de que uma nova geração de parasitóides ocorre 10 dias após a libertação, é necessário fazer três libertações espaçadas em intervalos de 3 dias para fornecer uma presença contínua de adultos ena área. Novas libertações podem ser necessárias se houver um aumento significativo no movimento de mariposas para a área de produção, conforme indicado pelas armadilhas de monitoria. A libertação inundativa de vespas, *Trichogramma / Telenomus* em campos de milho não reduz as populações de outras espécies benéficas. Estudos de competição interespecífica devem ser feitos antes da introdução de novos inimigos naturais. A LFM se alimenta principalmente de folhas, mas também pode usar o grão como fonte de alimento. Dentro da espiga, as larvas são protegidas, dificultando o uso de medidas de controle convencionais, como pulverizações de pesticidas. A presença de LFM na espiga de milho resulta da migração de larvas durante a formação de inflorescência masculina à medida que são empurradas para fora do funil e para dentro das espigas. A liberação de *Trichogramma / Telenomus* no início da epoca ajuda a suprimir a migração de LFM para as espigas.

A sincronização entre a presença de massas de ovos da LFM e a libertação de parasitóides no milho é essencial para o sucesso do controle biologico aplicado. Monitorar a chegada das mariposas na área alvo usando armadilhas de feromonas (ver Capítulo 2) é mais eficaz do que procurar manualmente por massas de ovos. As primeiras capturas de mariposas indicam a chegada da praga na área e que a oviposição está próxima.

2.3. Importância de outros insetos benéficos no controle natural de LFM

Considervável biodiversidade de insetos benéficos existe nos campos de milho nas Américas e nas Caraíbas (Molina-Ochoa *et al*. 2003; Cruz *et al*. 2009). A vespa braconideo *Chelonus insularis* Cresson é um dos principais agentes de controle biológico natural (Meagher *et al*. 2016). Como os parasitóides de ovos, o *Chelonus* parasita os ovos de LFM; no entanto, os ovos da LFM eclodem em larvas e o adulto parasitóide emerge da larva de LFM. Como o *Chelonus* é um insecto muito maior do que as vespas *Trichogramma / Telenomus,* o *Chelonus* é mais competitivo. As larvas parasitadas reduzem gradualmente a ingestão de alimentos, consumindo menos de 10% da biomassa consumida por uma larva saudável (Rezende *et al*. 1994). Portanto, a presença de pequenas larvas na área de libertação de *Trichogramma* não significa necessariamente uma falha no controle biológico da LFM. Rezende *et al*. (1995a, b) fornecem informações adicionais sobre o papel do *Chelonus* no MIP.

Além de C. insularis, várias outras espécies de parasitóides também são consideradas importantes na supressão de populações de larvas da LFM (Figueiredo *et al*. 2009). Por exemplo, *Campoletis flavicincta* tem sido amplamente utilizado (Matrangolo *et al*. 2007; Matos Neto *et al*. 2004). Até agora, em África, *Charops ater* Szépligeti (Ichneumonidae), *Chelonus curvimaculatus* Cameron, *C. maudé* Huddleston, *Coccygidium luteum* (Brullé) (Braconidae) e *Telenomus* spp. (Platygastridae) são parasitoides de ovos e larvas encontrados para serem associados com *S. frugiperda* em África Oriental e Ocidental (Mohamed *et al*., Dados não publicados; Goergen, dados não publicados). Padronização dos protocolos de criação em massa desses parasitóides em S. frugiperda e avaliação de sua eficiência está em curso. Além dos benefícios dos parasitóides, a presença de predadores de insetos, tanto de ovos quanto de larvas, é importante para manter a população de LFM abaixo do limiar econômico. Por exemplo, a tesourinha predadora *Doru luteipes* (Scudder) deposita seus ovos dentro do funil de milho, local preferido de LFM (Reis *et al*. 1988), e ocorre durante todo o ciclo da cultura do milho. As ninfas de *D. luteipes* consomem de 8 a 12 larvas diariamente, enquanto na fase adulta elas consomem 10-21 larvas de *S. frugiperda* diariamente (Reis *et al*., 1988). Dietas artificiais para criação de *D. luteipes* com base em farinha de pupa de insetos e pólen foram iguais aos ovos de LFM (Pasini *et al*. 2007). Várias espécies de tesourinhas também são frequentemente observadas no funil e espiga de milho em África. Tesourinha são frequentemente avaliadas como predadoras da broca do colmo e afideos no milho em África. Entre elas, *Diaperasticus erythrocephalus* (Olivier) é frequentemente observads. O potencial de pradacao dessas tesourinhas em ovos e larvas da LFM precisa ser avaliado em detalhes. Estudos laboratoriais e de campo com outros insetos benéficos identificados associados a pragas de milho demonstram a possibilidade real de um manejo sustentável de pragas de milho com base em estratégias de controle biológico.

Em situações onde a presença de agentes de controle biológico ainda não está no nível ideal e onde as aplicações de pesticidas podem ser necessárias, o uso de microorganismos como *Baculovirus* ou Bacillus thuringiensis deve ser considerado (Valicente e Cruz 1991; Cruz 2000; Cruz *et al*. 2002; Figueiredo *et al*. 2009, veja a secção 3.2).

3. Como reconhecer os inimigos naturais da LFM

3.1. Insetos

Tabela 1 descreve o principal grupo de inimigos naturais associados à LFM para ajudar o agricultor a identificar possíveis inimigos naturais da praga nos diferentes países onde a praga já está presente.

Tabela 1. Resumo dos parasitóides e predadores contra a LFM.

Nome científico e família	Descrição	Fotografia
	Parasitóides da LFM	
	Parasitóides de ovos	
Trichogramma pretiosum (Riley) (Trichogrammatidae)[a] *Trichogrammatoidea armigera* (Nagaraja) (Trichogrammatoidea)[b]	• As espécies de *Trichogramma* são insetos muito pequenos, com dimensões <1 mm. • *T. pretiosum* é usado no controle de ovos da LFM e *Helicoverpa* spp. • Insetos pequenos (< 1 mm) com fêmeas maiores que os machos. • *T. armigera* é usado no controle de ovos de *Helicoverpa armigera* e LFM. • O inseto está sendo produzido em massa no Laboratório do ICRISAT-Níger.	 *Trichogramma* parasitando ovos de LFM.
Telenomus remus (Nixon) (Hymenoptera: Scelionidae)[c]	• Mede 0,5-0,6 mm de comprimento e tem um corpo preto e brilhante. • Apresenta alta especificidade para o LFM. Cada fêmea parasita mais de 250 ovos durante sua vida. • O período total de desenvolvimento desde colocação de ovo até emergência de adulto é de 10 dias.	 Adulto de *Telenomus remus* (esquerda); femeas parasiando ovos da LFM (direita).
	Parasitoïde ovo-larva	
Chelonus insularis Cresson (Hymenoptera: Braconidae)[d]	• Mede cerca de 20 mm na envergadura das asas. • Um parasitóide muito competitivo, geralmente predominante nos campos de milho. 91% do parasitismo natural encontrado em amostras de campos de milho foi devido a *C. insularis*. • Entre os vários agentes de controle biológico da LFM, pertence aos mais dispersos geograficamente, sendo comum nos EUA e em toda a América do Sul. *C. insularis* tem sido encontrado na África do Sul e no Egito (CABI) e coloca seu ovo no interior do ovo de *S. frugiperda*. • A larva da LFM eclode normalmente, porém, carregando no seu interior a larva do parasitóide *C. insularis*. O período larval do parasitóide tem duração média de 20,4 dias, próximo ao de uma larva saudável. Entretanto, a relação do consumo de folhas entre larvas saudáveis e as parasitadas é de 15: 1, significando menos danos a planta.	 Fêmea de *Chelonus insularis* parasitando ovos de LFM (esquerda); duas larvas da LFM da mesma idade. A menor foi parasitada pela vespa (direita).

Nome científico e família	Descrição	Fotografia
	Parasitóides de larvas	
Campoletis sonorensis (Cameron) (Hymenoptera: Ichneumonidae)[e]	• A envergadura das asas do inseto é de cerca de 15 mm. Larvas do terceiro instar são o estágio mais adequado para o parasitóide. O ciclo total do parasitóide é de cerca de 22,9 dias. • A relação de consumo entre uma larva saudável e uma larva parasitada é de 14,4: 1. Portanto, parasitando larvas de tamanho pequeno, para além de ser eficiente em causar a morte do inseto hospedeiro, o parasitóide reduz o consumo de folhas por larvas da LFM. • O tegumento da lagarta LFM morta fica próximo do casulo do parasitoide, característica desta espécie.	 Acasalamento de *Campoletis flavicincta* (superior esquerdo); fêmea parasitando a larva da LFM (superior direito). Pupa de C. *flavicincta* e restos da larva da LFM parasitada (parte inferior).
Cotesia icipe (Fernández-Triana e Fiaboe)[h]	• Conhecida por parasitar várias espécies de *Spodoptera* em África, incluindo LFM. • Em condições de laboratório >50% de parasitismo foi observado em LFM.	 *Cotesia icipe*, procurando larva da LFM (Fonte: Faris Samira Mohamed, ICIPE).
Habrobracon hebetor (Say) (Hymenoptera: Braconidae)[i]	• Uma pequena vespa, que foi usada contra um minador da panícula de milheto, também ataca larvas FAW em condições de laboratório. • Estes parasitóides são criados no laboratório em ICRISAT e INRA no Níger e ISRA no Senegal em larvas de *Corcyra cephalonica* e liberadas em campos de milheto nos dois países. • Em África, este parasitóide é encontrado na Argélia, Burkina Faso, Egipto, Líbia, Madagáscar, Níger, Senegal, África do Sul, Zimbábue e Maurícias (CABI).	 *Habrobracon hebetor* parasitando larvas LFM.
Winthemia trinitatis (Thompson) (Diptera: Tachinidae)[j]	• A fêmea coloca seus ovos no corpo na larva da LFM do quinto e sexto instares próximo da cabeça, impossibilitando sua remoção. As larvas do parasitóide penetram no corpo da larva, retardam a formação da pupa e infligem até 30% de parasitismo. • Enquanto atuam em instares mais desenvolvidos que já causaram danos à planta, esses taquinídeos contribuem para a redução das futuras gerações de pragas.	 Mosca de taquinídeos *Winthemia trinitatis* colocando ovos em larva da LFM (esquerda) e ovos no abdómen do hospedeiro (direita).

Nome científico e família	Descrição	Fotografia
	Parasitóides de larva-pupa	
Archytas marmoratus (Townsend) (Diptera: Tachinidae)[k]	• Um parasitóide solitário de larva-pupa de várias espécies de Noctuidae (Lepidoptera) incluindo a LFM. • Tem um ciclo de vida complexo que lhe permite parasitar um amplo intervalo de instares larvais dos hospedeiros. • A fêmea não coloca os ovos diretamente no hospedeiro, mas coloca vários deles por perto. Dos ovos logo eclodem as larvas e o parasitismo ocorre quando essas larvas encontram a larva da LFM e penetram no seu corpo. • Como a fêmea de *A. marmoratus* coloca vários ovos ao mesmo tempo em vários lugares, a probabilidade de superparasitismo é muito alta. Muitas vezes, 75% das larvas parasitadas são superparazitadas. Sobrevivência do parasitóide diminui significativamente se mais de quatro larvas do parasitóides são vistas numa única larva hospedeira. Portanto, as taxas de libertação de *A. marmoratus* precisam ser optimizadas para reduzir as taxas de superparasitismo (Carpenter e Proshold 2000). • Protocolos de criação em massa de *A. marmoratus* em larvas de *Helicoverpa zea* (Boddie) e de *Galleria melonella* (L.) foram padronizados (Gross e Johnson 1985; Bratti 1993).	 *Archytas marmoratus*.
Lespesia archippivora (Riley) (Diptera: Tachinidae)[l]	• Um parasitóide generalista capaz de parasitar pelo menos 25 espécies de Lepidoptera. • Uma fêmea pode ovipositar entre 15 e 204 ovos durante seu ciclo de vida. • A fêmea oviposita na extremidade traseira da larva hospedeira. Três estádios de L. archippivora alimentam-se da larva hospedeira e na maturação o parasitóide emerge da larva e pupa no solo. Adulto emerge da pupa aproximadamente 10 a 14 dias da oviposição.	 *Lespesia archippivora* (Source: CBG Photography Group, Centre for Biodiversity Genomics).

Notas sobre parasitóides de ovo e ovo-larva

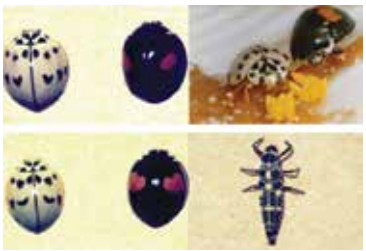
- Os parasitóides de ovos são considerados os mais importantes dentre os agentes de controle biológico. Essas espécies impedem que a praga cause qualquer dano à planta hospedeira. Além disso, esses parasitóides foram facilmente criados em grande escala e, portanto, comercialmente disponíveis em biofábricas em diversos países.
- A fêmea *Trichogramma* oviposita seu ovo dentro do ovo do seu hospedeiro. Dentro de algumas horas sua larva emerge e se alimenta do conteúdo do óvulo do hospedeiro. Todo o ciclo do parasitóide ocorre dentro do ovo da praga. Logo após a emergência, a vespa adulta inicia imediatamente o processo de procura de uma nova massa de ovos, assim continua a multiplicação da espécie. O ciclo de vida total do parasitóide é de cerca de 14 dias.
- 100.000 Individuos adultos do parasitóide por hectare, são libertados em cerca de 40 pontos, é a recomendação para o milho. Eficiência de campo, capacidade de produção em escala comercial e preços competitivos são as principais razões para o uso de *Trichogramma* como principal agente de controle biológico no método de libertação inundativa (por inundação).
- A presença de escamas / pêlos sobre as massas dos ovos actua como uma barreira contra o parasitismo por *Trichogramma* spp. Essa dificuldade pode ser superada pelo uso de um parasitóide mais agressivo, capaz de romper a barreira física. Portanto, é essencial conhecer as espécies / raças presentes no agroecossistema ao escolher as espécies de *Trichogramma* a serem utilizadas para o controle biológico aplicado da LFM.
- Existem 12 espécies de *Telenomus* e 27 espécies de *Trichogramma / Trichogrammatoidea* encontradas em África, indicando a adaptabilidade destes gêneros no continente.
- Uma espécie de *Trichogramma / Trichogrammatoidea* foi coletada dos ovos de LFM no Níger. Vinte e quatro laboratórios públicos e privados no Egipto estão produzindo *Trichogramma* spp. e outros inimigos naturais. O Laboratório de Entomologia Económica da Universidade do Cairo está produzindo *T. achaeae, T. euproctidis, Chrysoperla* sp., *Orius* sp., *E coccinelídeos* em larga escala para pesquisa e distribuição. O laboratório é capaz de fornecer treinamento sobre a cultura em massa desses inimigos naturais. Em 2016, o laboratório treinou técnicos do Mali e do Níger para a produção em massa de *Trichogramma* spp.
- O uso de *Telenomus* no controle biológico de LFM segue a mesma dinâmica que *Trichogramma*, mas é usado em uma quantidade de 60.000 insetos por hectare. Uma espécie de *Telenomus* foi encontrada parasitando 60% dos ovos LFM no Níger (ICRISAT).

Notas sobre parasitóides de larvas

- *Cotesia marginiventris* foi encontrada na República Centro-Africana e no Egipto (CABI). Incidentalmente, a *C. marginiventris* foi introduzida em Cabo Verde antes de 1981, onde se estabeleceu em *Helicoverpa armigera*, *Trichoplusia ni*, e *Chrysodeixis chalcites* (Lima e van Harten, 1985; van Harten, 1991).
- Diversas outras espécies de *Ichneumonidae parasitoides* de larvas são comuns em amostras de larvas da LFM colhidas em diferentes regiões produtoras de milho no Brasil, indicando seu potencial para uso em programas de controle biológico. Por exemplo, *Eiphosoma laphygmae, Ophion flavidus* e *Colpotrochia mexicana* causam uma redução significativa na ingestão de alimentos pela praga, reduzindo assim o potencial de causar perdas econômicas. Além de *O. flavidus, Aleiodes laphygmae* (Braconidae), *Meteorus* spp. (Braconidae) e *Euplectrus platyhypenae* (Eulophidae) também se associam à larvas da LFM (por exemplo, Meagher *et al.* 2016)).

Notas sobre alguns parasitóides de pupas

Cinco espécies de *Ichneumonidae, Diapetimorpha introit, Cryptus albitarsis, Ichneumon promissorius, Ichneumon ambulatorius* e *Vulgicheneumon brevicinctor*, duas espécies de *Chalcididae, Brachymeria ovata* e *B. robusta*; e uma espécie de eulofídeo, *Trichospilus pupivora*, também foram reportadas em pupas da LFM nos EUA, Argentina e Barbados.

Nome científico efamília	Descrição	Fotografia
	Insetos predadores da LFM	
Coleomegilla maculata (De Geer) (Coleoptera: Coccinellidae) **Joaninhas**[m]	• Adultos com 6 mm de comprimento e geralmente vermelhos com seis pontos pretos em cada élitro. • As fêmeas colocam grupos de 10 a 20 ovos amarelos nas plantas. • Tanto adultos como larvas se alimentam de pulgões, ácaros, ovos e larvas de vários insetos, como LFM. • Esporos de pólen e fungos também são importantes componentes da dieta desta espécie.	 *Coleomegilla maculata* (adultos, ovos, larva e pupa).
Hippodamia convergens (Guérin-Méneville) (Coleoptera: Coccinellidae) **Joaninhas**[n]	• Os adultos têm ~ 6 mm de comprimento e têm élitro cor de laranja, normalmente com 6 pequenas manchas pretas em cada. • A seção do corpo atrás da cabeça é preta com margens brancas e duas linhas brancas convergindo. • As fêmeas colocam aglomerados de 10-20 ovos de cor amarela nas plantas. • A larva cresce em quatro estágios.	 *Hippodamia convergens.*
Olla v-nigrum (Mulsant) (Coleoptera: Coccinellidae) **Joaninhas**[o]	• Os adultos são inicialmente de cor clara e, ao longo do tempo, tornam-se mais escuros. • Os adultos possuem dois padrões de cores diferentes. O adulto de cor preta adquire uma cor preta brilhante, enquanto as manchas de seus élitros se tornam laranja. O adulto de cor amarelo-palha mostra um ligeiro aumento em sua tonalidade e os pontos localizados ao longo de seus élitros tornam-se negros. • A espécie é um predador eficiente em ambos estagios de larva e adulto. • A média de ovos por oviposição é cerca de 21. O ciclo de vida total de ovos à adulto dura cerca de 20 dias.	 *Olla v-nigrum.*
Cycloneda sanguinea (L.) (Coleoptera: Coccinellidae) **Joaninhas**[p]	• Um inseto vermelho sem manchas no élitro de adultos, mas com duas manchas pretas na área clara da cabeça. • A fêmea deposita seus ovos em grupos, na planta hospedeira, cada contendo cerca de 20 ovos amarelados. • O inseto passa por quatro estágios de ninfa. O período larval dura ~ 8 dias. O ciclo de larva para adulto é ~ 15 dias. • Tanto a larva quanto o adulto são predadores.	 *Cycloneda sanguinea.*

Nome científico e família	Descrição	Fotografia
	Insetos predadores da LFM (cont.)	
Doru luteipes Scudder (Dermaptera: Forficulidae) **Tesourinhas**[q]	• Um dos inimigos naturais mais importantes da LFM. Estudos bioecológicos com o predador, alimentando-se de larvas LFM, mostraram que o número de ovos por oviposição é de 25-30, com um período de incubação de cerca de 1 semana. • O estágio da ninfa compreende quatro instares, variando de 37 a 50 dias. • Adultos com pinças ou forceps na extremidade do abdômen podem viver até um ano.	 *Doru luteipes.*
Euborellia annulipes (Lucas) (Dermaptera: Carcinophoridae) **Tesourinhas**[r]	• No verão, o período de incubação é de 7 dias. Tempo do ovo até a emergência do adulto é de ~ 60 dias. • Os ovos recém-depositados são ovais, amarelados cor creme, 0,95 mm de comprimento e 0,75 mm de diâmetro. As recém-nascidas ninfas têm coloração branca, olhos negros e abdômen preto ou marrom. Quando se tornam adultos, a coloração inicial é branca e depois fica com a cor escura. • Os insetos não possuem asas.	 *Euborellia annulipes.*
Zelus longipes (L.) *Zelus leucogrammus* (Perty) *Zelus armillatus* (Lepeletier & Serville) (Hemiptera: Reduviidae) **Percevejos assassino**[s]	• O gênero *Zelus* é um dos mais comuns insetos assassinos em áreas de produção do milho. • O comprimento médio dos adultos é de 1,3 a 1,9 cm. • Marrom ou de cor escura, e comumente encontrado em campos de milho. • Geralmente, tem uma cabeça longa e estreita com um pescoço distinto atrás dos olhos, que geralmente são avermelhados. • As fêmeas colocam os ovos em grupos nas folhas das plantas ou mesmo no chão. As ninfas se assemelham a um adulto, mas sem asa.	 *Zelus* spp.: adultos e massa de ovos (direita acima).
Geocoris punctipes (Say) (Hemiptera: Lygaeidae) **percevejo de olhos grandes**[t] *Orius insidiosus* Say (Hemiptera: Anthocoridae) **percevejo da flor**[u] *Nabis rugosus* (L.) (Hemiptera: Nabidae) **percevejo pirata**[v]	• Pequenos insetos (aproximadamente 4 mm de comprimento) ocorrem em muitas partes do mundo. • Geralmente considerado benéfico porque eles atacam várias pragas, incluindo insetos e ácaros em culturas ornamentais e agrícolas. • Predador muito comum das espécies de *Lepidoptera.* • Predador de pequenos artrópodes, como tripes, ácaros, moscas brancas, pulgões e ovos de lepidópteros. • Espécies altamente abundantes com alto potencial para uso em programas de controle biológico. • Predadores de afideos, ovos de traça e pequenas larvas de Lepidoptera.	 Percevejo de olhos grandes *Geocoris punctipes* (Lygaeidae) (esquerdo acima); pequeno percevejo pirata *Orius insidiosus* (Anthocoridae) (esquerdo abaixo); *Nabis* sp. (Nabidae) (direita).

Nome científico efamília	Descrição	Fotografia
	Insetos predadores da LFM (cont.)	
Podisus maculiventris (Say) (Hemiptera: Pentatomidae) **Percevejo espinhoso soldado**[w]	• *Podisus* spp. são encontrados em diferentes ecossistemas, com ninfas e adultos alimentando-se principalmente de larvas de lepidópteros. • Pica sua presa e injecta uma toxina que paralisa em tempo relativamente curto. A presa é morta quando seus fluidos internos são sugados pelo predador.	 *Podisus* spp. (massa de ovos, ninfas e adultos alimentando-se de em larvas da LFM).
Calosoma granulatum (Perty) (Coleoptera: Carabidae) **Besouros do solo**[x]	• Um besouro esverdeado e iridescente (25-30 mm de comprimento). • Fêmea acasalada põe os ovos na superfície do solo ou ligeiramente abaixo. O estágio imaturo passa por três instares, antes de pupar no solo. • Os ovos são amarelos claros. O estágio larval é ~ 12 dias. A longevidade de adultos é ~ 83 dias.	 *Ovos e pupa* (esquerda); adulto e larva de *Calosoma* sp. alimentando-se de larvas da LFM (direita).

Nota: As referências fornecidas aqui são representativas para cada espécie.
[a]Buttler et Lopez (1980) ; [b]Manjunath (1972) ; [c]Pomari *et al.* (2013) ; [d]Rezende *et al.* (1995a), Figueiredo *et al.* (2006a) ; [e]Isenhour (1985) ; [f]Figueiredo *et al.* (2006b) ; [g]Jalali *et al.* (1990) ; [h]Fiaboe *et al.* (2017) ; [i]Landge *et al.* (2009) ; [j]Silva *et al.* (2010) ; [k]Gross and Johnson (1985) ; [l]Etchegaray et Nishida (1975) ; [m]Lundgren *et al.* (2004) ; [n]Cardoso et Lázzari (2003) ; [o]Chazeau *et al.* (1991) ; [p]Cardoso et Lázzari (2003) ; [q]Choate (2001) ; [r]Bharadwaj (1966) ; [s]Cogni *et al.* (2000) ; [t]Champlain et Sholdt (1967) ; [u]Coll et Ridgeway (1995) ; [v]Tamaki et Weeks (1972) ; [w]Mukerji et LeRoux (1965) ; [x]Pasini (1995).

3.1.1. Estudos de adequação do hospedeiro

Adequação é definida como a abilidade de um hospedeiro para permitir o desenvolvimento com sucesso de parasitóides desde ovo até adulto.

3.1.1.1. Adequação do hospedeiro para parasitoide de ovo

i. Exponha 100 ovos a uma fêmea parasitóide nativa e fecundada num frasco de vidro.

ii. Após 6 horas de exposição, remova o parasitóide fêmea do frasco e incube os ovos a 25 ± 1°C e 70 ± 5% de HR.

iii. Registe dados sobre os seguintes parâmetros: porcentagem de parasitismo, porcentagem de emergência, proporção se sexo da F1 (porcentagem de fêmeas) e tempo de desenvolvimento.

3.1.1.2. Aceitação e adequação do hospedeiro aos parasitóide de larvas

i. Selecione os instares L2-L5 para esses experimentos. Conduza os experimentos no laboratório a 25 ± 1°C, 50–70% HR e 12h: 12h (L: E) fotoperíodo.

ii. Use a técnica de picada na mão, isto é, ofereça larvas presas em numa pinça macia ao parasitóide fêmea numa gaiola de manga. Um hospedeiro é definido como tendo sido aceite quando o parasitóide insere seu ovipositor. Posteriormente, verificar a oviposição (isto é, a deposição de ovos) por meio de dissecção de uma subamostra de larvas.

iii. Coloque as larvas picadas individualmente em frascos de vidro contendo dieta artificial.

iv. Monitore diariamente o desenvolvimento de ambos larvas do hospedeiro e parasitóides. Apenas larvas que produzem casulos são consideradas adequadas. Registe o número de hospedeiros que morrem, produzem casulos que pupam ou formem mariposas adultas. Além disso, computa-se a emergência de parasitóides, a progênie total por larva hospedeira, a proporção de sexos (proporção de progênies femeas) e a mortalidade dos parasitóides. Quando nem ovos nem parasitóides mortos são encontrados, as larvas são consideradas não-parasitadas.

3.1.1.3. Estudo de adequação do hospedeiro de parasitóides de pupas

i. Expor pupas de um a cinco dias de idade da LFM a uma femea de parasitóide nativo de pupa libertando uma fêmea fecundada num frasco. Tape o frasco com algodão para evitar que o parasitóide escape.

ii. Remova o parasitóide e as pupas após 6 horas. Colocar todas as pupas da LFM que foram expostas aos parasitóides femeas em frascos individuais para avaliar a adequação do hospedeiro. Tape os frascos com algodão e mantenha-os a 25 ± 1°C, 50-70% de humidade relativa e 12 h: 12 horas (L: D) de fotoperíodo.

iii. Verifique as pupas diariamente quanto à emergência de mariposas, emergência de parasitóides ou mortalidade de pupas. Registe o tempo de desenvolvimento e o sexo dos parasitóides adultos.

3.1.1.4. Estudo de adequação do hospedeiro aos predadores da LFM

i. Coloque potenciais predadores individualmente em numa placa de Petri contendo algodão húmido e deixe-os passar fome por 24 horas antes do experimento.

ii. Oferecer aos potenciais predadores, contidos em placa de Petri, ou um massa de ovos da LFM, ou 20 larvas de primeiro instar, 10 larvas de instares posteriores (larvas de 10 a 14 dias) ou cinco pupas em condições de laboratório (25 ± 1°C e 70 ± 5% HR)).

iii. Registre a aceitação das presas e a capacidade de consumo após 24 horas.

3.2. Entomopatógenos

3.2.1. Vírus

Entre os agentes de controle microbiano, os inseticidas à base de vírus, que são principalmente do grupo Baculovirus, foram identificados como tendo o maior potencial de desenvolvimento como bioinseticidas devido à especificidade, alta virulência do hospedeiro e a mais alta segurança aos vertebrados (Moscardi 1999; Barrera *et al*., 2011). Dois tipos de Baculovírus foram estudados para o controle de S. frugiperda, a saber, granulovírus (SfGV) (Betabaculovirus) e múltiplos nucleopoliedrovírus (SfMNPV) (Alphabaculovirus). No entanto, SfMNPV tem maior potencial para uso no manejo da LFM (Behle e Popham 2012; Gómez *et al*. 2013; Haase *et al*. 2015). O SfMNPV é específico para apenas larvas da LFM. Em condições naturais, a praga é infectada por via oral, ingerindo o alimento contaminado (folhas de milho). Uma vez ingeridos, os corpos de inclusão poliédricos (PIB) dissolvem-se no intestino médio alcalino, libertando as partículas infecciosas. Estas particulas infectam as células do epitélio do intestino médio e multiplicam-se no núcleo. Além disso, o vírus se dispersa para a cavidade do corpo e infecta outros tecidos, tais como tecido adiposo, matriz epidérmica, traquea e até mesmo glândulas salivares, tubo de Malpighi e células sanguíneas, causando sua morte de 6 a 8 dias após a ingestão. Uma lagarta infectada com o nucleopolyhedrovirus come apenas 7% dos alimentos normalmente consumidos por uma lagarta saudável (Valicente, 1988). Os sintomas da infecção por baculovírus incluem aparecimento de manchas, amarelecimento da cuticula e declínio na alimentação. Uma larva infectada move-se para as partes superiores da planta e, após a morte, fica pendurada com a cabeça para baixo, com algumas falsas patas presas à planta. As larvas mortas são macias, de cor escura, e se desintegram facilmente para libertar os fluidos corporais ricos em proteínas infecciosas, o que ajuda na dispersão do vírus (Figura 1).

A idade da LFM na altura da infecção, a quantidade de vírus ingerida, a virulência do vírus e as condições climáticas predominantes, especialmente temperatura, humidade e radiação solar, são fatores-chaves que influenciam a eficácia do vírus e a velocidade de morte. Portanto, esses fatores têm efeitos marcantes na ação do vírus quando aplicado no campo. Além disso, outros fatores, como o tipo de equipamento de pulverização, formulação utilizada e tempo de pulverização também influenciam a eficácia do vírus (Hamm e Shapiro, 1992; Cisneros *et al*., 2002).

Obtém-se melhor eficiência de Baculovírus para o controle de LFM quando aplicado em plantas de milho na fase de 6 a 8 folhas ou de 8 a 10 folhas com um pulverizador de dorso manual, usando uma formulação de pó molhável contendo a dose recomendada do produto (2,5 × 10” PIB / ha) em larvas recém-nascidas, aplicado de uma só vez ou em intervalos de uma semana. Uma avaliação realizada sete dias após a aplicação do vírus indicou uma mortalidade mínima de larvas de 79,2 a 97,2%. Numa segunda avaliação, realizada três dias após a segunda aplicação do vírus, a mortalidade variou de 86,6 a 100%. A eficiência viral não variou entre os dois estágios de crescimento das plantas. Uma formulação comercial para a LFM NPV, SPOBIOL (preparada pela CORPOICA, numa parceria de pesquisa pública-privada colombiana) está disponível e foi licenciada pela Certis LLC, uma empresa dos EUA (ver Secção 7 para um método de produção em pequena escala).

Deve-se considerar também que, à medida que a lagarta se desenvolve, ela se torna mais resistente ao vírus. Portanto, quanto mais novas as larvas, maior a eficiência do vírus. Por isso, recomenda-se a aplicação de baculovírus à larvas com um comprimento máximo de 1,5 cm. A pulverização é realizada com o mesmo equipamento utilizado para a aplicação de um produto químico convencional. Particularmente para a LFM, recomenda-se usar um bico de ventilador (8004 ou 6504). Quanto mais uniforme a sementeira, mais eficiente é a aplicação com pulverizadores de dorso ou motorizados. Bicos apropriados para facilitar a aplicação uniforme com o tipo de pulverizador usado precisam ser considerados. Formulações melhoradas de SfMNPV com farinha de milho e 1% de ácido bórico (Cisneros *et al*. 2002) e microencapsulação (Gómez *et al*. 2013) são eficazes para o controle de LFM.

Apesar dos vários desenvolvimentos em termos de multiplicação "in vitro" de baculovírus, a produção em grande escala de baculovírus como biopesticida comercial tem sido baseada na multiplicação "in vivo" nos insetos hospedeiros devido ao custo significativamente baixo envolvido e natureza de produção menos intensiva em tecnologia. Fatores como a capacidade de manter uma colónia do insecto hospedeiro doente, idade da lagarta quando exposta ao patógeno, temperatura na qual a colónia infectada é mantida, concentração do inóculo viral utilizado, perfil nutricional da dieta larval e mecanização / disponibilidade de mão-de-obra são alguns dos fatores críticos que governam a eficiência da produção de baculovírus (Moscardi 1999; Subramanian *et al*. 2006; Moscardi *et al*. 2011; Paiva 2013). A natureza canibalística da LFM aumenta ainda mais a complexidade da produção de SfMNPV. Inoculação de larvas com 8 dias de idade com 1 × 107 PIB / ml e mantida a 25°C tem sido reportada como óptima para maximizar o rendimento de SfMNPV. O custo do produto biopesticida produzido é largamente dependente do custo de manutenção de uma colónia livre da doença. O uso de dietas naturais, como folhas de rícino, para a criação de SfMNPV pode reduzir muito o custo de produção; entretanto, tal sistema é amplamente propenso a contaminação devido a vírus / microsporídeos estranhos. A produção "in situ" ao nível do campo usando infecção de larvas recolhidas no campo foi desenvolvida para o nucleopolyhedrovirus *Spodoptera exempta* (SpexNPV) na Tanzânia, África. Os primeiros surtos da lagarta Africana são pulverizados com SpexNPV potente. Insetos doentes são colhidos, formulados usando uma formulação de caulim e usados para tratamento de surtos subsequentes (Mushobozi *et al*. 2006).

3.2.2. Fungos entomopatogênicos

Os fungos entomopatogênicos (FEP/EPF) possuem um amplo espectro de ação, com a capacidade de infectar várias espécies de insetos e diferentes estágios, causando infecção sob condições naturais (Alves *et al*. 2008). Os esporos do fungo infectam através do tegumento, multiplicam-se em vários tecidos dentro do corpo do insecto, e matam o insecto devido à destruição dos tecidos e pela produção de toxinas. A indução de infecções depende de fatores climáticos como vento, chuva ou frequência de contacto entre os insetos. Os insetos doentes param de se alimentar, ficam descoloridos (creme, verde, avermelhado ou castanho) e, finalmente, morrem como um cadáver endurecido de calcário, do qual o fungo se esporula. A humidade é essencial para o sucesso dos fungos como agente de controle biológico*. Beauveria bassiana, Metarhizium anisopliae* e *Nomuraea rileyi* são os fungos comuns com potenciais usos contra pragas de insetos.

A *Beauveria bassiana* foi utilizada no controle de *Spodoptera (*por exemplo, Fargues e Maniania 1992). Em comparação com outras pragas de lepidópteros, as larvas da LFM parecem ser menos susceptíveis a *Beauveria bassiana (*Wraight *et al*. 2010). Vários isolados fúngicos pertencentes a três gêneros diferentes *(Metarhizium, Beauveria e Isaria)* foram testados quanto à eficácia contra larvas de segundo instar de *S. frugiperda* no ICIPE, mas apenas um isolado de *B. bassiana* foi capaz de causar mortalidade moderada de 30% (Akutse *et al*., Dados não publicados). Esforços actuais estão em curso para selecionar isolados de EPF quanto à eficácia contra outros estágios de vida de LFM, como adultos e ovos.

3.2.3. Bactérias

Dentre os vários biopesticidas utilizados para o controle de insetos, os biopesticidas *Bacillus thuringiensis (Bt)* Berliner são os mais utilizados. Estas são bactérias Gram-positivas, onipresentes, que vivem no solo, que produzem proteínas cristalinas chamadas delta-endotoxinas, que com propriedades insecticidas. Essas endotoxinas possuem níveis relativos de especificidade para grupos específicos de insetos. Embora existam vários produtos Bt comerciais disponíveis no mercado para o manejo de pragas de lepidópteros, apenas alguns são eficazes no controle de LFM. Entre as várias raças de *Bt*, a LFM é mais susceptível *a Bt aizawai*

e *Bt thuringiensis* (Polanczyk *et al*. 2000), e não a *Bt kurstaki*, que é eficaz contra muitas outras pragas de lepidópteros (Silva *et al*. 2004). Outros aspectos, como a susceptibilidade da endotoxina aos raios UV, a incapacidade de atingir a praga e induzir o consumo das toxinas, e o alto custo de produção limitam sua ampla adopção e uso. Esforços para seleção de raças eficazes de *Bt* contra a LFM têm sido realizados por vários grupos de pesquisadores. Variações entre populações de LFM em sua susceptibilidade a diferentes toxinas de Cry também foram observadas (Monnerat *et al*. 2006), o que precisa ser considerado durante a escolha de biopesticidas à base de *Bt* para o manejo de LFM em diferentes regiões. Com o objectivo de desenvolver biopesticidas à base de *Bt* em África, 19 raças de *Bt* foram testadas contra larvas de segundo instar de LFM no ICIPE. Sete raças de *Bt* foram registadas altamente eficazes, causando 100% de mortalidade 7 dias após o tratamento, com tempo de mortalidade letal (LT50) variando entre 2,33 ± 0,33 e 6,50 ± 0,76 dias (Akutse *et al*., Dados não publicados). Outras caracterizações biológicas e moleculares desses isolados estão em andamento. A produção em massa de biopesticidas à base de *Bt* foi realizada usando tecnologia de fermentação, como fermentação líquida ou semi-sólida ou em estado sólido (Fontana Capalbo *et al*. 2001). Além das toxinas Cry, a LFM também é susceptível a algumas das proteínas vegetativas insecticidas encontradas nas culturas liquidas da *Bt* (Barreto *et al*., 1999). Biopesticidas *Bt* comerciais baseados na raça *Bt aizawai* são registados e estão disponíveis de forma limitada em África. A eficácia destes biopesticidas contra a LFM em África precisa de ser avaliada.

3.2.4. Nemátodos entomopatogênicos

Uma das estratégias menos exploradas mas promissoras no controle biológico é o uso de nemátodos entomopatogênicos (NEPs/EPNs), especialmente *Heterorhabditis bacteriophora, Heterorhabditis indica* e *Steinernema carpocapsae*. Estes provaram ser alternativas saudáveis para saúde humana e ao meio ambiente aos pesticidas químicos no controle de muitas pragas de insetos que vivem no solo, incluindo lagartas. É reportado que LFM é muito susceptível a esses nemátodos benéficos, à taxa de 23.000 nemátodos por 0.1 m^2 (sq ft ~ 0.1 m^2), para atingir larvas jovens e crescidas. Nemátodos benéficos precisam ser aplicados no início da manhã ou final da tarde, quando as lagartas são muito ativas e podem ser facilmente encontradas pelos nemátodos. Outra vantagem da aplicação de nemátodos durante estes tempos é a baixa exposição dos nemátodos aos UV, uma vez que podem morrer instantaneamente se expostos à luz UV (Shapiro-Ilan *et al*. 2006).

Da mesma forma, Garcia *et al*. (2008) reportaram que 280 juvenis infecciosos de *Steinernema sp*. foram necessários para matar 100% de LFM de terceiro instar em placas de petri, em comparação com 400 juvenis infecciosos do nemátodos *H. indica* para obter 75% de controle da LFM. É possível pulverizar NEPs sem perda significativa de concentração e viabilidade, usando equipamento que produza cargas elétricas para a mistura de pulverização, e com aquelas que usam pontas de bicos hidráulicas e rotativas. As concentrações de juvenis infecciosos dos nemátodos *H. indica* e *Steinernema* sp. foram reduzidos em 28% e 53%, respectivamente, quando foram utilizados bicos de pulverização hidráulica que requerem elementos filtros de malha 100. Além disso, Molina-Ochoa *et al*. (1999) reportaram anteriormente que *Steinernema carpocapsae* e *S. riobravis* são muito eficazes no controle de estágios de pré-pupas de LFM. Os autores demonstraram que a combinação de NEPs e inflorescência feminina de milho resistente poderia aumentar a mortalidade de pré-pupas da LFM e poderia ser usada para o manejo integrado desta praga. Negrisoli *et al*. (2010a) reportaram que vários insecticidas comerciais eram compatíveis com as três espécies de NEPs, incluindo *Heterorhabditis indica, Steinernema carpocapsae* e *Steinernema glaseri* em condições de laboratório. Também foi reportado que a eficácia do *H. indica* foi aumentada contra a LFM quando misturado com o insecticida, Lufenuron (Negrisoli *et al*. 2010b). No entanto, é fundamental estudar e avaliar a compatibilidade de inseticidas, incluindo biopesticidas e NEPs, antes de recomendar seu uso num programa de MIP para a LFM.

Segundo Kaya *et al*. (2006) o continente Africano oferece grande potencial para a ocorrência e exploração de NEPs, mas apenas alguns países foram pesquisados até o momento. Foi feito um extenso trabalho sobre a sobrevivência, infectividade e virulência de nemátodos no Egito, e esses estudos mostraram resultados promissores para o desenvolvimento e incorporação de NEPs em programas de MIP em alguns sistemas de cultivo no Egito. Enquanto alguns estudos reportaram o sucesso do manejo de pragas usando NEPs, sucesso limitado no campo foi alcançado contra a broca do colmo de cana, *Eldana saccharina,* em África do Sul. A falha foi atribuída à natureza críptica das larvas e presença de excrementos / seiva nos pontos infestados dos colmos infestados. Embora as aplicações comerciais ainda não tenham sido reportadas em África, é necessário investigar activamente os NEPs e explorar o seu potencial e a adequação para planos de controle biológico e programas de MIP.

3.3. Pesticidas botânicos

Os pesticidas derivados de plantas são comumente referidos como pesticidas botânicos. Uma grande diversidade de plantas é conhecida por ter propriedades insecticidas e algumas delas têm sido usadas para o manejo de LFM na América (Tabela 2). Os pesticidas botânicos são biodegradáveis, ambientalmente seguros, menos prejudiciais aos agricultores e consumidores e, muitas vezes, são seguros para inimigos naturais e, portanto, podem ser usados em estratégias de MIP baseadas em controle biológico. Além disso, com base na disponibilidade das plantas pesticidas no ecossistema, os pesticidas botânicos poderiam ser facilmente preparados pelos pequenos agricultores.

Tabela 2. Potenciais pesticidas botânicos contra a LFM, baseados em estudos na América.

Espécie	Família	Extrato	Modo de ação	Referência
Margosa: *Azadirachta indica*	Meliaceae	0.25% óleo de margosa	Larvicida com até 80% de mortalidade no lab.	Tavares *et al.* (2010)
Aglaia cordata Hiern	Meliaceae	extractos de sementes, hexano e etanol	Larvicida com até 100% de mortalidade, no lab	Mikolajczak *et al.* (1989)
Annona mucosa Jacquin	Annonaceae	Extracto etanoico das sementes	Inibição do crescimento larval	Ansante *et al.* (2015)
Vernonia holosenicea, Lychnophora ramosissima, and *Chromolaena chaseae*	Asteraceae	Extracto etanoico das folhas	Ovicida	Tavares *et al.* (2009)
Cedrela salvadorensis and *Cedrela dugessi*	Meliaceae	Extractos de diclorometano de madeira	Regulação do crescimento de insectos (IGR) e larvicida com até 95% de mortalidade	Céspedes *et al.* (2000)
Myrtillocactus geometrizans	Cactaceae	Extratos metanólicos de raízes e outras partes aéreas	Regulação do crescimento de insectos (IGR), larvicida, atrasa a formação da pupa	Céspedes *et al.*(2005)
Piri piri longo, Piper hispidinervum	Piperaceae	Óleo essencial de sementes	Afeta a espermatogênese e, portanto, a postura dos ovos	Alves *et al.* (2014)
Melia azedarach	Meliaceae	Extratos etanólicos de folhas	Anti alimentação para larvas; sinergético com pesticidas	Bullangpoti *et al.* (2012)
Jatropha gossypifolia	Euphorbiaceae	Extratos etanólicos de folhas	Anti alimentação para larva; sinérgico com pesticida	Bullangpoti *et al.* (2012)
Ricinus communis	Euphorbiaceae	Óleo de rícino e ricinina (extratos de sementes)	Inibição do crescimento e larvicida	Ramos-López *et al.* (2010)

O uso de plantas no manejo de pragas é uma prática cultural dos pequenos agricultores Africanos, o que poderia ser um arsenal par o manejo da LFM. Vários extractos de plantas têm propriedades insecticidas contra brocas do colmo infestando cereais em África. Estes incluem margosa (*Azadirachta indica*), seringueira (*Melia azedarach),* Piretro (*Tanacetum cinerariifolium*), Acácia *(Acacia sp.*), Tefrósia (*Tephrosia vogelii*), Cravo do mato *(Tagetes minuta*), Lantana (*Lantana camara*), Pimenta da África Ocidental (*Piper guineense*), Jatrofa (*Jatropha curcas*), piri-piri (*Capsicum sp.*), Cebola (*Allium sativum, Allium cepa*), Capim cidreira (*Cymbopogon citratus*), Tabaco (*Nicotiana sp.*), Crisântemo (*Chrysanthemum* sp.) e girassol selvagem (*Tithonia diversifolia*) (Ogendo *et al.* 2013; Mugisha-Kamatenesi *et al.* 2008; Stevenson *et al.* 2017).

A eficácia dessas plantas contra a LFM precisa ser rapidamente avaliada e plantas botânicas eficazes disseminadas entre os produtores de milho em África. Evidências preliminares indicam a propriedade insecticida de sementes e extractos de folhas de margosa, seringueira e Piretro em África para LFM, que precisa ser mais explorada.

4. Protocolo para monitoria de agentes de controle biológico da LFM

Considerando que o controle biológico é uma estratégia importante no manejo de LFM, e que a LFM provavelmente esteve em, pelo menos, alguns países Africanos por algum tempo, é provável que espécies endêmicas de controle biológico, principalmente parasitóides, já tenham começado a usar a LFM como hospedeiro. Em conformidade, segue-se um protocolo para a identificação de agentes de controle biológico de LFM no milho.

4.1. Parasitóides

- Este protocolo deve ser realizado preferencialmente por, pelo menos, três anos consecutivos, abrangendo municípios de diferentes regiões de cada país.
- Em cada município, selecione aleatoriamente, três propriedades rurais.
- Em cada local, identifique uma área de milho de, pelo menos, um hectare. Escolha cinco pontos de amostragem aleatoriamente e em cada ponto, marque 100 plantas e conte o número de plantas danificadas pela LFM.
- Para cada planta, coletar todas as larvas e massas de ovos da LFM, observando a data e local de coleta.
- Para encontrar as larvas, muitas vezes, é necessário abrir as folhas ainda enroladas da planta, porque esse é o local preferencial de alimentação do insecto. Quando a planta está em fase reprodutiva, a larva será encontrada alimentando-se dentro da espiga.
- No laboratório, coloque cada massa de ovos individualmente em um recipiente fechado para evitar a fuga de larvas após a eclosão.
- Use folhas de milho lavadas e secas (à sombra) como fonte de alimento para criar as larvas da LFM.
- Troque a comida no caso das folhas murchas ou quando totalmente consumidas.
- Se possível, use uma dieta artificial para criar as larvas.
- Diariamente, observar a presença de larvas recém-nascidas, considerando o período de incubação de três a quatro dias; no final deste período, se não houver ovo e os ovos estiverem escurecidos, isole o restante dos ovos e espere o possível surgimento de parasitóides de ovos.
- Mantenha as larvas recém-nascidas em laboratório por um período mínimo de 10 dias para observar se os parasitóides ovo-larvas estão presentes.
- Mantenha as larvas coletadas, isoladas individualmente para evitar o canibalismo.
- Os dados devem incluir a data de coleta, localização, uma estimativa do instar larval da LFM na data da coleta. Com esses dados, é possível determinar a data aproximada em que o parasitismo começou.
- Monitorar o desenvolvimento das larvas no laboratório até a pupa da LFM ou até a emergência dos parasitóides.
- Se as espécies de parasitóides não puderem ser identificadas, envie-as a um especialista para identificação (por exemplo, ICIPE em África Oriental e Austral; IITA em África Ocidental e Central).

4.2. Predadores

Os insetos predadores são generalistas e, nas áreas de milho, podem alimentar-se de ovos e / ou larvas de LFM, bem como de outras espécies de pragas. Portanto, também será importante avaliar a presença de predadores nos mesmos pontos dos parasitóides.

A amostragem de predadores pode ser realizada de três maneiras: (a) Ensacar o funil de milho com um saco plástico ou saco de rede e remover imediatamente as folhas para contaagem e identificação dos insetos; (b) realizar amostragem com rede entomológica ; (c) usar observação visual direta.

4.3 Entomopatógenos

Em geral, quando uma larva `da LFM é infectada por um patógeno, a larva muda de cor, aumentando a palidez e diminuindo o movimento, especialmente quando tocada. No entanto, a melhor maneira de identificar uma larva doente é quando ela já está morta. Particularmente para larvas da LFM infectadas com *Baculovírus* (ver Secção 3.2.1), as larvas mortas geralmente serão observadas nas partes superiores da planta de milho e serão penduradas de cabeça para baixo. As larvas mortas cobertas com uma massa branca ou esverdeada em pó sugerem infecção fúngica. Independentemente dos sintomas, qualquer larva que apresente comportamento anormal deve ser levada ao laboratório e mantida a baixa temperatura (geleira) até que a causa dos sintomas seja determinada.

5. Procedimentos para criação de inimigos naturais de LFM no laboratório

5.1. Produção e uso de parasitóide de ovo, *Trichogramma*

A Embrapa possui uma técnica de criação eficiente para *Trichogramma* que está sendo repassada aos agricultores (Cruz *et al*. 2013; Almeida e Cruz 2013; Almeida *et al*. 2013). A criação artificial de *Trichogramma* progrediu nos últimos 20 anos através da descoberta de hospedeiros alternativos que suportam o desenvolvimento de parasitóides de uma maneira semelhante à do hospedeiro preferido. O uso desses hospedeiros alternativos é vantajoso devido ao baixo custo de criação, facilidade de procedimentos e alta capacidade de reprodução. Entre os insetos mais utilizados como hospedeiros alternativos estão as pragas de grão armazenado ou pragas de farinha armazenada, como *Corcyra cephalonica* (Stainton), *Sitotroga cerealella* (Oliver) e *Anagasta kuehniella* (Zeller). Esta última espécie tem sido a mais empregue na produção de ovos como hospedeiros alternativos para *Trichogramma*, embora o *Corcyra* esteja implantado no Níger e no Senegal. Conhecida como a traça da farinha, *A. kuehniella* é uma mariposa pequena, de cor cinzenta escura, com um ciclo de vida que dura cerca de 40 dias. Um grama de ovos de insetos é equivalente a 36.000 ovos.

O período larval varia de acordo com a temperatura, sendo em média 29 dias a 27,9°C e 73% HR. O número de larvas em crescimento por recipiente também pode afectar a duração do desenvolvimento da traça da farinha. Um aumento no número de larvas leva a uma diminuição no tamanho do adulto, aumento no comprimento do ciclo e mortalidade.

As pupas exibem um período de desenvolvimento de 8 a 16 dias nas temperaturas de verão, que podem ser mais se as condições forem adversas. A 30°C e 73% de HR, o período de pupa é de 8 dias. Os adultos têm um ciclo de vida relativamente curto. À 30°C e 73% RR, os casais copulando têm um ciclo muito mais curto (6 dias para as fêmeas e 7 dias para os machos) do que os que não se acasalam (11 e 10 dias, respectivamente, para fêmeas e machos).

A capacidade de colocação de ovos atinge uma média de até 350 ovos, com 80-90% dos ovos produzidos entre o 3º e o 4º dia de postura. Normalmente, os ovos são colocados logo após o acasalamento e a oviposição geralmente se completa dois a cinco dias após a emergência.

Uma temperatura de 27°C é considerada a melhor para fertilidade. As fêmeas podem iniciar a oviposição 24 a 48 horas após a emergência. Um fotoperíodo de 24 horas pode causar redução da fecundidade, e a viabilidade de ovos de casais em que os machos foram mantidos nessas condições é menor que a dos casais em que os machos foram criados na escuridão de 24 horas. O desenvolvimento do ovo para o adulto, a 28-30°C e 73% UR, dura cerca de 41 dias.

5.1.1. Procedimento de Criação para *Anagasta*

As larvas da traça da farinha são cultivadas em uma dieta de farelo de milho ou trigo, isoladamente ou em misturas iguais, enriquecidas com levedura de cerveja (3%), distribuídas em bandeias plásticas de 5 L, seguindo os procedimentos abaixo.

5.1.1.1. Preparação de recipientes

i. Use bandejas de plástico (10 cm de altura × 20 cm de largura × 30 cm de comprimento) com tampas firmente fixa

ii. Para fornecer ventilação dentro da bandeja, faça um corte (9 cm de largura × 19 cm de comprimento) na parte superior da tampa.

iii. Para evitar a penetração de inimigos naturais, substitua a peça removida por um tecido fino, fixado com fita adesiva dentro e fora.

5.1.1.2. Preparação da dieta e montagem do vaso de criação larval

Nem o milho nem o trigo usados neste procedimento podem ser tratados com qualquer tipo de pesticida; portanto, é essencial observar a proveniência do cereal adquirido.

i. Finamente moa o grão.

ii. Dependendo do tamanho de moagem, peneire o material usando uma peneira de malha de 1,5 mm.

iii. Após a peneiração, armazene a farinha de cada cereal num ambiente hermético para evitar infestações por insetos; armazenamento na geleira é preferencial. Misture a farinha com a levedura da cerveja antecipadamente, se desejado, ou imediatamente antes de usar.

iv. Coloque os alimentos (500 g de farelo de milho, 500 g de farelo de trigo, 30 g de levedura de cerveja) uniformemente dentro da bandeja de plástico com uma ligeira compactação para nivelar a dieta.

v. Na superfície da dieta, espalhe cerca de 0,20 g de ovos Anagasta (cerca de 7.200 ovos), coloque a tampa e sele-a com fita adesiva para evitar a entrada de parasitóides.

vi. Mantenha as bandejas nas prateleiras numa sala com ar condicionado (25°C) para permitir uma boa ventilação no interior

5.1.1.3. Construção de gaiola de oviposição

i. Construa a gaiola usando tubo de PVC com 300 mm de diâmetro e 25 cm de altura.

ii. Para vedar as extremidades da gaiola, use anéis de PVC (2 cm de altura) e malha de nylon de 0,5 mm.

iii. Cole a malha nos anéis com cola “araldite”.

iv. Use um prato de plástico (do tipo usado sob vasos de plantas) como um coletor de ovos.

5.1.1.4. Coleta de adultos Anagasta

i. Depois de observar o surgimento dos primeiros adultos da *Anagasta* (cerca de 40 dias), coletá-os diariamente por meio de um aspirador de pó. O período de coleta se extende por 15 a 20 dias. A coleta de mariposas adultas é, geralmente, realizada nas manhãs devido a baixa mobilidade dos insetos.

ii. Recolha os insetos de cerca de dez tabuleiros e transfira-os para um saco plástico (capacidade de 20 litros). Depois de remover os insetos de 40 bandejas, transfira-os para a gaiola de oviposição.

5.1.1.5. Obtenção de ovos da traça da farinha

i. Depois de obter o número desejado de adultos (cerca de 10.000 a 12.000 insetos), prenda os anéis ao tubo de PVC com fita adesiva.

ii. Coloque a base da gaiola dentro do prato de plástico em que os ovos serão coletados.

Não forneça nenhum tipo de alimento. Manter traças adultas a uma temperatura de cerca de 25°C e humidade relativa de, pelo menos, 70%. Os adultos permanecem na gaiola por 5 dias, em média.

5.1.1.6. Coleta de ovos

i. Normalmente, comece a coleta de ovos no dia seguinte à montagem da gaiola de oviposição. Muitos ovos caem diretamente no prato. Outros vão aderir na tela. Portanto, passe uma escova sobre a parte externa da tela, cobrindo o anel superior e inferior e, em seguida, bata na gaiola para concluir a remoção dos ovos.

ii. Passe os ovos por uma peneira de 0,50 mm para remover resíduos como restos de farinha ou escamas de insetos. Limpe os ovos novamente com a ajuda de um pincel fino e cotonete de algodão passado suavemente sobre os ovos.

iii. Obtenha a produtividade diária pesando os ovos, considerando uma média de 36.000 ovos por grama.

iv. Use a grande maioria dos ovos para produzir o parasitóide e o resto para a manutenção da traça da farinha. Coloque os ovos dentro de um tubo de plástico, sem umidade, para evitar que colem uns nos outros.

5.1.1.7. Controle de qualidade de ovos produzidos

i. Antes de montar as bandejas para multiplicação da traça da farinha, avalie a viabilidade dos ovos. Para o fazer, individualize os ovos, com a ajuda de um pincel, nos orifícios de uma placa de plástico (por exemplo, uma placa ELISA de 96 poços) e depois sele a placa com fita plástica.

ii. Após seis dias, em média, contar o número de larvas de *Anagasta* e determinar a viabilidade dos ovos, considerando como viabilidade normal acima de 75%.

5.1.2. Produção de *Trichogramma*

Existem vários sistemas para a produção de *Trichogramma* com ovos de *Anagasta*, mas eles, geralmente, seguem uma técnica básica. Inicialmente, ovos de mariposa são colocados em cartelas de papel retangular, mantendo uma extremidade de 1,5 a 2,0 cm livres de ovos ao longo de seu menor comprimento. As cartelas são então colocadas em recipientes de plástico ou vidro. Para parasitismo, uma proporção de ovos parasitados para não-parasitados de cerca de 1:15, com um período de exposição de 48 horas, pode ser usada.

5.1.2.1. Preparação da cartela

i. Cortar uma folha cartolina de cor branca em cartelas de tamanho 10 × 15 cm.

ii. Com a excepção de um espaço de 2 cm numa extremidade, cubra toda a área com cola arábica. Primeiro, dilua a cola em água (20% de cola e 80% de água) e espalhe-a uniformemente sobre a cartela com a ajuda de uma esponja.

iii. Imediatamente distribua os ovos uniformemente na cola, evitando a formação de camadas, pois prejudica o parasitismo. Para facilitar a distribuição, coloque os ovos dentro de um pequeno tubo coberto por uma malha/rede fina o suficiente para passar apenas um ovo de cada vez. Além disso, coloque a cartolela num ângulo de 45°. Registe a data da distribuição dos ovos.

iv. Para uma melhor conservação, armazene as cartelas numa geleira (até uma semana) e, se possível, dentro de caixas de isoterma. Aproximadamente 25.000 ovos são distribuídos em cada cartolina.

5.1.2.2. Criação de parasitoides

i. Uma vez que as cartelas com os ovos da traça da farinha secaram, introduza três a cinco delas em um recipiente de plástico ou vidro de 1,6 L. Dentro destes recipientes já deve ter uma cartela cujos ovos já estão totalmente parasitados e mostra já com o surgimento dos primeiros adultos.

ii. Como alimento para *Trichogramma*, use gotas de mel livres de resíduos de pesticidas (oito gotículas pequenas, pois gotículas grandes podem prender vespas em miniatura) espalhadas na parede do recipiente.

iii. Dois dias após a primeira distribuição, cartelas de ovos adicionais podem ser adicionadas aos recipientes.

iv. Sele os recipientes com lâminas de PVC e mantenha-os nas prateleiras. Cerca de três a quatro dias após a colocação da cartela, os ovos parasitados tornam-se escuros, fornecendo uma avaliação qualitativa da taxa de parasitismo. Nesse momento, retire as cartelas dos recipientes e coloque-as, por data de distribuição, em outros recipientes idênticos, sem parasitoides adultos. Normalmente, a taxa de parasitismo é superior a 90%. Se por algum motivo a taxa de parasitismo for menor, elimine as larvas eclodidas.

5.1.3. Controle de qualidade do parasitismo

Para o controle da qualidade do parasitismo, colher três amostras de 100 ovos de uma cartela e registrar o número de ovos parasitados, a porcentagem de emergência de vespas e a proporção de sexos (número de fêmeas dividido pelo número total de insetos emergidos). Isso é importante tanto para a continuidade da criação como para a libertação no campo. Como existe a possibilidade de ter mais de uma vespa em cada ovo parasitado, conte o número de orifícios de saída nos ovos de *Anagasta* para determinar a viabilidade.

5.1.4. Cuidado na criação

Para evitar a interrupção no fluxo de insetos do hospedeiro (traça da farinha) e do parasitoide, mantenha um controle rigoroso das condições do criatório, evitando assim, contaminações por microorganismos. Depois que as traças adultas tiverem sido coletadas da farinha, coloque as bandejas a serem descartadas numa geleira para eliminar todos os organismos ainda vivos.

Durante a criação de *Anagasta,* deve-se ter cuidado para evitar a presença de um parasitóide de larvas (*Habrobracon*), que geralmente atinge populações altas quando as bandejas não estão bem protegidas. Se esse parasitoide ocorrer, descarte as bandejas contaminadas imediatamente colocando o material numa geleira por, pelo menos, 24 horas para matar o parasitoide contaminante.

Quando as condições de higiene não são adequadas e a coleta da traça é superior a 20 dias, um ácaro predador pode ser encontrado predando ovos de *Anagasta* e, consequentemente, comprometendo a produção do parasitóide. O mesmo procedimento usado para controlar *Habrobracon* pode ser seguido para o ácaro.

5.1.5. Libertação no campo

5.1.5.1. Fatores que afetam a eficiência

Os fatores que afetam a eficiência do parasitoide libertado artificialmente no campo incluem número de insetos libertados, densidade da praga alvo, espécies de *Trichogramma*, época e número de libertações, método de distribuição, fenologia da cultura, número de outros inimigos naturais na área alvo e condições do clima.

Número de insetos por hectare: O número de insetos a serem libertados por unidade de área varia em relação à densidade populacional da praga. Em média, cerca de 100.000 indivíduos são libertados por hectare, o que é aproximadamente equivalente ao número de insetos em cinco cartolinas.

Número de libertações: Dependendo do influxo da praga na área, especialmente em lugares onde o desequilíbrio biológico é evidente, às vezes, novos lançamentos serão necessários.

Método de libertação: Para liberar o parasitóide, existem vários métodos, mas o mais recomendado é através da libertação do insecto adulto.

i.]Para libertar insetos adultos, use recipientes de plástico ou vidro de 1,6 a 2 L contendo três a cinco cartelas de 150 cm^2 com ovos parasitados. Envolva os recipientes com um pano preto, fechado por um elástico.

ii. Algumas horas após a emergência do adulto, leve os recipientes para o campo.

iii. Abertura e fecho intermitentes dos recipientes conforme o local de lançamento é ultrapassado, calibrando o rítmo dos trabalhadores para cobrirem o campo uniformemente.

iv. No dia seguinte, traga os recipientes de volta para o mesmo local, para distribuição do material restante que emergiu, depositando cuidadosamente as cartelas nas plantas no final. Execute essa segunda libertação na direção oposta àquela usada no primeiro dia (por exemplo, primeiro dia – norte-sul; segundo dia – sul-norte).

v. Ao utilizar a técnica de manter o recipiente aberto o tempo todo, mantenha o mesmo na posição horizontal, com a boca voltada para a direcção oposta à da marcha, permitindo que o insecto salte sobre as plantas.

Outro método de distribuição é colocar a cartela em si antes da emergência dos adultos. Quando a emergência dos primeiros adultos é observada, leve o material para o campo, distribuindo-o no interior do funil da planta.

Pontos de liberação: quanto mais uniforme a libertação de insetos, melhor a eficiência do controle. Se os parasitoides que ainda estão na fase de pupas dentro dos ovos de *Anagasta*, isto é, próximo da emergência, são usados, então os pontos de libertação devem variar de 25 a 30 por hectare. Neste caso, subdivida as cartelas de acordo com o número de pontos de libertação e distribua-os nos pontos estabelecidos.

Tempo de libertação: A distribuição de *Trichogramma* no campo deve ser sincronizada com a aparição dos primeiros ovos e / ou adultos da praga. Repita os lançamentos em menos de um intervalo semanal, dependendo do grau de infestação dos ovos da praga. O momento correto de início das libertações, frequência e quantidade utilizada são fatores fundamentais para garantir a eficácia do controle biológico com *Trichogramma*. É muito importante fazer avaliações antes e depois dos lançamentos, quantificar o comportamento do parasitoide e medir sua ação regulatória. Desta forma, pode-se também fazer os ajustes necessários. Se possível, faça a distribuição dos ovos em pontos estratégicos para determinar a taxa de parasitismo. Caso contrário, faça essa determinação coletando ovos de populações naturais da praga. A eficiência também pode ser avaliada através dos danos causados às folhas ou espigas de milho, usando uma escala visual de dano.

5.1.6. Precauções durante a Libertação

- As espécies de *Trichogramma* são fototróficas positivas, isto é, exibem atividade de oviposição durante o dia; portanto, eles podem ser muito propensos aos efeitos tóxicos de insecticidas não seletivos.
- A eficiência de *Trichogramma* no campo também é afetada pelas condições climáticas. Verificou-se, para algumas espécies, que a umidade relativa não tem efeito sobre a capacidade de sobrevivência e dispersão do parasitoide na faixa de 33 a 92%. Além disso, a ação do vento, à velocidades inferiores a 3,6 m / seg, não teve influência na dispersão das fêmeas. A taxa de dispersão (cm / min) do parasitoide, em ambos os sexos, aumenta em temperaturas mais altas. Os machos parecem ser mais sensíveis as altas temperaturas do que as fêmeas, embora temperaturas abaixo de 20°C tenham capacidade de reduzir a dispersão do inseto.
- Ao fazer as libertações, é essencial considerar a direção do vento, a quantidade de radiação solar (calor) e a presença de chuva.

5.2. Produção do parasitóide de ovo, *Telenomus remus*

Para produção em pequena escala, *T. remus* são criados em ovos de LFM, conforme descrito no método abaixo. Também é possível criar este parasitóide na *Corcyra cephalonica*. Inicialmente, as massas dos ovos hospedeiros são coladas em cartelas retangulares, que são colocados em recipientes de plástico ou vidro para permitir a ocorrência de parasitismo. Para a multiplicação dos parasitoides, pode-se usar uma proporção de ovos parasitados e não-parasitados de aproximadamente 1: 5, com um período de exposição de 48 horas.

5.2.1. Preparação de cartelas

i. Corte placas brancas ou pretas no tamanho 10 × 15 cm.

ii. Com excepção de um espaço de 2 cm numa extremidade, cubra toda a área com cola "goma arábica", que inicialmente deve ser diluída com água (20% de cola, 80% de água) e espalhada uniformemente na cartela com o auxílio de uma esponja.

iii. Imediatamente, distribua as massas de ovos do hospedeiro uniformemente sobre a cola, com a ajuda de pinças cirúrgicas. Distribuir cerca de 60 massas de ovos (aproximadamente 18.000 ovos) em cada cartolina ou placa.

iv. Registe a data da distribuição dos ovos, para calibrar melhor a data esperada para a emergência do adulto.

v. Guarde as cartelas numa geleira (até uma semana) e, se possível, dentro de caixas de isoterma. A idade do hospedeiro pode influenciar o desempenho do parasitoide. Experimentos realizados com diferentes idades de ovos, quando o parasitóide tem uma escolha, mostram que ele prefere a oviposição em massas de ovos de até 36 horas de desenvolvimento embrionário, embora possa, em menor grau, parasitar ovos até as 60 horas de idade em ensaio sem escolha.

5.2.2. Infestação dos ovos

1. Uma vez que as cartelas com ovos da LFM são secos (temperatura ambiente), introduza seis cartolinas (cerca de 100.000 ovos) em um recipiente de plástico ou vidro de 1,6 L que já contém um cartolina com ovos que foram totalmente parasitados e à um ou menos dia da emergência de adultos.
2. Como alimento para os adultos parasitoides, espalhe gotas de mel (oito pequenas gotas, pois gotículas grandes podem prender as minúsculas vespas) em uma parede do recipiente.
3. Sele os recipientes com filme plástico e guarde-os nas prateleiras. Cerca de três a quatro dias após a colocação da cartela, o ovo parasitado torna-se escuro, fornecendo uma avaliação qualitativa da taxa de parasitismo. Quando isso ocorrer, retire as cartelas dos recipientes e coloque-os, por data de distribuição, em outros recipientes idênticos, sem parasitoides adultos.

Normalmente, a taxa de parasitismo é superior a 90%. Se, por alguma razão, a taxa de parasitismo for menor e as larvas eclodirem do hospedeiro, remova-as por meio de um pincel ou transfira o cartão parasitado para outro recipiente.

Tanto a temperatura quanto a umidade relativa do ar também podem influenciar o desempenho do parasitoide, especialmente quando umidade é inferior a 70%.

5.3. Produção de *Chelonus* spp.

Estabelecimento de uma pequena colónia de *Chelonus* pode ser iniciado com ovos parasitados ou larvas de LFM ou de adultos parasitóides coletados no campo.

i. No laboratório, mantenha os insetos coletados em salas com pouca oscilação de temperatura (o ideal é 25 ± 2°C). Logo após a emergência, coloque os adultos em gaiolas de oviposição. Manter larvas parasitadas de LFM individualmente em dieta artificial ou natural até a emergência do adulto. Se estiver usando dieta artificial, não use anti-contaminantes.

ii. Coloque cinco pares de *C. insularis* numa gaiola de oviposição (um recipiente transparente, como vidro ou plástico, por exemplo, com capacidade de 1,6 L) contendo uma fonte de alimento composta de 10% de açúcar, enriquecida com 0,1% de ácido ascórbico. Esta solução pode ser previamente preparada (mantida na geleira) e oferecida por meio de um rolo de algodão introduzido em copos de plásticos (50 ml) e encaixado em num orifício feito no meio de uma tampa de poliestileno ou outro tipo de tampa.

iii. Cubra a gaiola de oviposição com um tecido de malha fina para ventilação. Manter os insetos em sala de laboratório com temperatura média de 25 ± 2°C, umidade relativa de 70 ± 10% e fotoperíodo de 12 horas por dia para permitir o acasalamento.

iv. Após o período de acasalamento, substitua a comida três vezes por semana. Além disso, ofereça diariamente, por uma semana, cerca de três massas de ovos de LFM com menos de 24 horas de desenvolvimento embrionário. Em caso de morte do parasitoide fêmea, adicione outro ao recipiente, se disponível. Após cada período de parasitismo, remover as massas de ovos parasitados de LFM e individualizá-las em copos de plásticos contendo dieta artificial, anotando a data do parasitismo.

v. Coloque os copos em suportes de isoterma e mantenha-os em prateleiras sob as mesmas condições ambientais que os adultos de *C. insularis*. Sete dias após a eclosão, individualizar as larvas parasitadas para evitar o canibalismo, mantendo-as dentro do recipiente de criação até a emergência dos parasitoides adultos, geralmente 30 dias após o parasitismo. A formação da pupa do parasitóide ocorre dentro da dieta. No momento da emergência dos adultos, registre o sexo de cada indivíduo e inicie uma nova geração. A separação por sexo de *C. insularis* pode ser realizada através da antena, que é marcadamente maior no sexo masculino.

Aparentemente, não há período de pré-oviposição para *C. insularis;* o período médio de incubação é de cerca de 1,8 dias. O período larval varia de 17 a 23 dias, com média de 20,4 dias; o período médio de pupa é de 6,2 dias. A duração média do ciclo total é de 28,6 dias. A longevidade média das fêmeas acasaladas é, em média, de 11,6 dias, com um máximo de 18 e um mínimo de 5 dias. O número de ovos parasitados e a longevidade variaram muito de fêmea para fêmea, e a capacidade do parasita é reduzida consideravelmente perto da morte. A maior taxa de parasitismo ocorre quando as fêmeas têm três dias de idade, com um máximo de 92,2 e um mínimo de 48,1 ovos parasitados naquele dia. No intervalo entre o 3º e o 6º dia, as fêmeas tiveram uma taxa de parasitismo de 72% a 80%.

Embora o consumo alimento de uma larva parasitada seja muito menor do que o de uma larva normal, não é possível reduzir a quantidade de alimentos porque a dieta vai secar, causando alta mortalidade.

5.4. Produção de *Campoletis flavicincta*

Os mesmos procedimentos de criação de *Chelonus* são usados para criar *C. flavicincta*, mas com esta espécie a dieta artificial é completa; isto é, é preparada com anti-contaminantes.

i. Após separação por sexo, facilitada pelo ovipositor feminino exposto, colocar cinco casais de *C. flavicincta* em uma gaiola de oviposição em salas climatizadas a 25 ± 2°C, humidade relativa de 70 ± 10% e fotoperiodo de 12 horas, para um período de cinco dias para o acasalamento.

ii. Após o período de acasalamento, substitua a fonte de alimento de adulto três vezes por semana. Todos os dias durante uma semana, ofereça cerca de 150 larvas de LFM com três dias de idade ao parasitóide. Após cada período de parasitismo de 24 horas, individualizar as larvas parasitadas em frascos plásticos contendo dieta. Mantenha os insetos em prateleiras sob as mesmas condições ambientais que os casais de *C. flavicincta*.

iii. As primeiras pupas do parasitóide geralmente aparecem oito dias após a individualização das larvas. Três dias após o aparecimento das primeiras pupas, eliminar as larvas não parasitadas e calcular o número de insetos parasitados. Sete dias após esse período, a emergência de adultos começa. Ao contrário de *Chelonus,* cuja pupa ocorre dentro da dieta, a pupa *Campoletis* geralmente ocorre nas partes superiores do recipiente de criação. O ciclo total do parasitóide é, em média, 22,9 dias: 14,5 dias do período de ovo a pupa e de 7,3 dias para a conclusão do período de pupa. Larvas parasitadas vivem cerca de uma semana a menos que lagartas saudáveis.

iv. Como o consumo de alimento de uma larva parasitada é de apenas 16,9% do consumo de uma larva normal, é possível usar apenas um terço da quantidade de alimento utilizada por uma larva sem parasitismo.

6. Ações complementares ao controle biológico

6.1. Controle biológico clássico implementado por intervenção governamental

A LFM é pesquisada há muitos anos nas Américas. Notavelmente no Brasil, existem muitos agentes de controle biológico natural da praga de ambos os ovos e larvas. Além da eficiência demonstrada em condições de campo, já existem tecnologias para criação em laboratório. Considerando a similaridade relativa em termos de condições de solo e clima, a introdução cuidadosa desses agentes de controle biológico é altamente promissora para manter a praga em níveis populacionais aceitáveis e, especialmente, evitar a aplicação de produtos químicos, particularmente sob a agricultura familiar. Além disso, dada a capacidade técnica e institucional de muitos países Africanos, o incentivo do governo é muito importante na mitigação de pragas agora e no futuro. Além de ser uma solução sustentável para a praga, ela certamente oferece uma oportunidade para trocas de experiências e conhecimento continuado entre países com tantas parcerias já existentes em outras áreas de interesse comum.

Embora haja muito conhecimento sobre a LFM, especialmente nas Américas, é importante que os pesquisadores façam pesquisas locais sobre inimigos naturais e depois gerar evidências necessárias sobre a eficácia, seleção, produção em massa e libertação dos inimigos naturais mais eficazes. Quando existirem lacunas, deve-se dar ênfase ao controle biológico clássico para espécies com eficiência comprovada contra a LFM, incluindo *Telenomus remus*, *Trichogramma pretiosum*, *Chelonus insularis* e *Cotesia marginiventris*, seguindo as diretrizes apropriadas, incluindo a avaliação ambiental adequada de tais introduções.

Para alcançar um impacto efectivo, os governos devem estar dispostos a investir na criação em massa e lançamento em larga escala, e os agricultores devem estar envolvidos em todos os processos. De facto, o envolvimento dos agricultores é fundamental. Como um incentivo inicial, os governos poderiam fornecer aos agricultores inimigos naturais da LFM eficazes de graça para fazer sua própria libertação e apreciar o efeito da tecnologia sobre a praga.

6.2. Usando armadilhas com feromonas femininas para monitoria e tomada de decisões

A eficácia do controle biológico da LFM está diretamente relacionada à sincronização da presença da praga com a presença do insecto benéfico.

Quando as armadilhas são colocadas no momento da sementeira (ver Capítulo 2), as capturas das mariposas indicam que a praga atingiu a área do agricultor e logo a fêmea começará a oviposição. Ou seja, a armadilha indicará ao agricultor que a praga está presente, mas ainda não está causando danos porque ainda não há larvas. A presença de ovos é o indicador para usar, por exemplo, o parasitóide *Trichogramma* ou *Telenomus*. A captura contínua de mariposas na armadilha sugere que o agricultor deve continuar a observar as plantas quanto à presença de larvas. Larvas de até 12 mm (geralmente 10 dias após a primeira captura de mariposas nas armadilhas) podem ser eficientemente controladas tanto por insetos benéficos quanto por biopesticidas como *Metarhizium, Beauveria, Baculovirus, Bacillus thuringiensis*, fungos ou extratos de plantas, como produtos da margosa, após avaliação local contra a praga. Ou seja, o agricultor deve usar apenas biopesticidas que sejam compatíveis com o controle biológico natural. No entanto, o sucesso só será alcançado quando a pulverização dos produtos diretamente no funis de milho.

6.3. Sensibilização dos agricultores em relação aos benefícios do controle biológico

Uma grande dificuldade em estabelecer uma cultura de controle biológico em áreas rurais é a falta de conhecimento sobre como reconhecer e separar pragas de insetos benéficos. Há uma necessidade de empoderamento desses agricultores, mostrando-lhes que os insetos benéficos são aqueles que se alimentam das pragas que atacam as culturas e aqueles que são essenciais na produção agrícola como polinizadores, como as abelhas.

Brochuras (com boas fotografias), vídeos e cursos de treinamento (com tempo suficiente para visitas de campo) serão úteis para ajudar a aumentar a consciencialização do agricultor e de sua família sobre a importância da biodiversidade de insetos benéficos.

Usar as fotos fornecidas neste Guia do MIP da LFM e actualizá-las gradualmente com novas fotos de agentes de controle biológico encontradas localmente em África contra a LFM fornecerão um recurso importante para o treinamento contínuo dos agricultores. Isso deve ser acompanhado de um banco de dados de acesso aberto de inimigos naturais da LFM identificados em todo o continente Africano.

6.4. Sugestões para treinamento contínuo de agentes de extensão rural e agricultores

- Treinar agricultores e extensionistas para identificar / recolher massas de ovos que se tornaram escuras (as massas de ovos ficam escuras três dias após o parasitismo) e enviá-las ao pessoal do Ministério para identificação, lembrando que os parasitóides locais podem ser melhores do que as espécies exóticas.
- Fornecer materiais para os agricultores coletarem ovos parasitados.
- Lembre aos agricultores e extensionistas que a LFM coloca ovos em massas, nunca isolados, e que cada massa de ovos pode conter até 300 ovos, geralmente cobertos por escamas.
- Os agricultores devem estar cientes de que, evitando o uso de produtos químicos em suas propriedades, eles contribuirão para manter os agentes de controle biológico natural. Mas é importante usar estratégias que favoreçam o aumento desses insetos benéficos não apenas na propriedade individual do agricultor, mas também em toda a comunidade.
- Incentive os agricultores ao manejo dos habitats e use a agricultura de conservação para aumentar os parasitóides e predadores que ocorrem naturalmente (ver Capítulo 6).

7. Estabelecimento de biofábricas em pequena escala dos agentes de controle biológico da LFM para uso regional

7.1. Produção em pequena escala de baculovírus infectando a LFM

Desde 1984, o Brasil vem pesquisando entomopatógenos para o controle de LFM, especialmente com Baculovírus (ver Secção 3.2.1). Aqui, um método simples é fornecido para produzir baculovírus numa biofábrica pequena ou média que pode ser aplicada em países Africanos onde a praga já está estabelecida, como descrito em várias publicações da Embrapa (Valicente e Tuelher 2009; Valicente *et al*. 2010).

7.1.1. Obtenção de larvas infectadas por baculovírus

As larvas infectadas por baculovírus podem ser obtidas no campo (Figura 1) de plantas de milho ou compradas de outras fontes, como em laboratórios onde o baculovírus já é cultivado.

Figura 1. Larva da LFM morta por baculovírus na planta de milho (esquerda); larvas mortas da LFM mostrando ruptura do tegumento (direita).

7.1.2. Formulação do pó molhável de baculovírus

A formulação do baculovírus em pó molhável é realizada em três etapas: seleção e coleta de larvas, maceração e secagem.

7.1.2.1. Seleção e coleta de larvas

i. Use uma pinça para coletar larvas mortas pela infecção por baculovírus, selecionadas pela cor e pela aparência externa, e guarde-as em recipientes limpos.

ii. Se houver tempo, as larvas mortas podem ser processadas e formuladas imediatamente. Normalmente uma larva morta por baculovírus tem um tegumento rompido, dificultando a coleta do insecto (Figura 1). Por este motivo, as larvas mortas podem ser colocadas na geleira antes de serem coletadas.

7.1.2.2. Maceração de larvas e incorporação de argila de caulim

i. Macerar as larvas mortas usando um liquidificador comum ou industrial, com uma pequena quantidade de água, apenas o suficiente para girar as lâminas do liquidificador. As larvas devem ser moídas no liquidificador por aproximadamente 10 minutos sem interrupção.

ii. Durante a mistura, incorporar um agente inerte (argila de caulim), que actua como um elemento de preenchimento e ajuda na secagem do produto na formulação de pó molhável. A argila do caulim é inerte (não reage com outros elementos) a um pH e temperatura muito variáveis e frequentemente existe na natureza como um elemento livre.

O agricultor pode utilizar o macerado de Baculovírus desde que o material do misturador seja adequadamente filtrado para remover qualquer impureza que possa causar entupimento do bico quando aplicado no campo.

7.1.2.3. Secagem do baculovírus formulado em pó molhável

1. Coloque as larvas / mistura inerte em bandejas (Figura 2) que foram lavadas e limpas com álcool (70%).
2. Secar o material no laboratório com jato de ar forçado. Depois de três a quatro dias, todo o material estará seco (Figura 2).
3. Esmagar o material seco usando um moedor (Figura 3).
4. Embale o material em sacos plásticos transparentes (Figura 3) ou em sacos de papel laminado de alumínio (embalagem de café).

Figura 2. Preparação de pó molhável de Baculovirus. Distribuição na bandeja (esquerda); Mistura de baculovírus e argila de caulim, completamente seca (direita).

Figura 3. Moagem e Embalagem. Moagem da formulação molhável de Baculovirus (esquerda); Embalagem de baculovírus molháveis para aplicação em um hectare de milho (direita).

7.1.2.4. Estabilidade de baculovírus LFM formulados em pó molhável

Condições de armazenamento podem afectar a infectividade do baculovírus. Assim, o prazo de validade de um produto biológico deve ser determinado para que possa ser usado com segurança, obtendo a eficiência de controle desejada. A eficiência do baculovírus foi verificada com o uso de dois diferentes materiais inertes: caulim e zeólita. Após um ano de armazenamento, não houve diminuição na eficiência do controle das larvas da LFM e não houve diferença significativa entre os tempos de avaliação ou materiais inertes utilizados na formulação.

CAPÍTULO 06

Práticas agronómicas de baixo custo e abordagens de manejo de ecossistemas para controle da LFM

Autores: Christian Thierfelder, CIMMYT-Zimbabwe; Sailou Niassy, ICIPE, Quénia; Charles Midega, ICIPE, Quénia; Subramanian Sevgan, ICIPE, Quénia; Johnnie van den Berg, Universidade Noroeste, Àfrica do Sul; B.M. Prasanna, CIMMYT- Quénia; Frédéric Baudron, CIMMYT-Etiópia; e Rhett Harrison, ICRAF, Zâmbia.

1. Introdução

Além da resistência da planta hospedeira, controle biológico e aplicação criteriosa de pesticidas químicos, diversas práticas culturais de baixo custo e opções de manejo de sistema de produção podem ser implementadas como parte de uma estratégia eficaz de Manejo Integrado de Pragas (MIP) contra a Lagarta do funil de milho (LFM). Tais abordagens podem ser particularmente relevantes para os pequenos agricultores que não têm recursos financeiros para comprar sementes melhoradas, pesticidas ou outros insumos agrícolas relativamente caros (Wyckhuys e O'Neil 2010; Stevenson *et al*. 2012).

Embora exista uma vasta experiência na aplicação de práticas de manejo cultural e sistema de produção para controlar outras pragas em África (Martin *et al*. 2016; Pumariño *et al*. 2015; Stevenson *et al*. 2012), ainda há considerável incerteza sobre a eficácia de tais abordagens contra a LFM, e essas lacunas de conhecimento exigem pesquisas adicionais. Muitas das medidas recomendadas neste capítulo representam, portanto, as melhores práticas agroecológicas gerais para o controle de pragas – embora, quando indicado, evidências emergentes sugiram eficácia contra a LFM em África, particularmente para as abordagens de culturas intercaladas "Empurra-Puxa".

Este capítulo incidirá em práticas de manejo cultural e sistema de produção adequadas para sistemas agrícolas baseados no milho, comuns na maior parte da África Subsariana, com referências adicionais às intervenções agroflorestais.

1.1. Princípios do controle agroecológico

Abordagens agroecológicas aplicam conhecimento sobre as complexas interações entre organismos e seu ambiente para sugerir opções de manejo que reduzam a frequência e a intensidade da infestação de pragas e minimizem os danos causados por pragas nas plantações. No contexto do controle da LFM em África, essas abordagens, geralmente, se concentram nas práticas culturais dos agricultores ou nas opções de manejo de sistemas de produção que alcançam o seguinte:

Melhore a saúde das plantas para melhor suportar o ataque de pragas. Aumento da saúde das plantas, por exemplo, através de uma melhor gestão do solo e nutrição das culturas, pode assegurar que as plantas se desenvolvam bem antes dos danos da praga afectarem significativamente os componentes que definem o rendimento (por exemplo, área foliar). Plantas saudáveis também podem investir mais em defesa (Chapin 1991), aumentando assim a probabilidade de escapar a danos sérios.

Otimize o tempo de sementeira de culturas e rotações para escapar a pressão de pragas. Manipulação do tempo de desenvolvimento da planta hospedeira em relação à presença de pragas (por exemplo, sementeiras antecipadas, rotação de culturas). Essas abordagens funcionam criando assincronia entre as fases de desenvolvimento de pragas e crescimento crítico da cultura.

Figura 1. Diversas paisagens fornecem abrigo e locais de descanso para as aves predadoras, parasitas e predadores que podem potencialmente mitigar os danos causados pela LFM (Fonte: Frédéric Baudron, CIMMYT).

Criar ecossistemas locais sustentáveis que sejam menos favoráveis para a praga e atraentes para seus predadores e parasitóides. O cultivo intercalar ou rotações de culturas com culturas que não são preferidas pela praga podem ajudar a repelir a LFM. Algumas consociações, particularmente aquelas que produzem insecticidas naturais (por exemplo, *Tephrosia*) ou semioquímicos repugnantes (por exemplo, *Desmodium*), repelem as mariposas fêmeas adultas, reduzindo o número de ovos postos em plantas hospedeiras. Por outro lado, a criação de ecossistemas sustentáveis (por exemplo, retenção de resíduos de culturas) que atraiam e conservam inimigos naturais de LFM, incluindo predadores generalistas (por exemplo, aranhas, formigas ou pássaros) e parasitóides, pode contribuir para uma maior predação de pragas e parasitismo que controla populações da LFM. Em particular, o aumento da diversidade de habitat à escala do ecossistema (por exemplo, através da preservação ou cultivo de manchas de vegetação natural, cobertura de árvores ou linhas de árvores) pode aumentar a abundância

de aves e morcegos insectívoros. O efeito desses predadores vorazes de pragas e altamente móveis depende da disponibilidade de habitat adequado dentro do campo (por exemplo, locais de descanso adequados) e através do ecossistema mais ampla (Figura 1).

Os benefícios das abordagens de gestão cultural e paisagística freqüentemente surgem da interação de fatores ecológicos em uma variedade de escalas espaciais – de campo a campo, de fazenda a paisagem – que perturbam e controlam a praga em múltiplos estágios ao longo de seu ciclo de vida (Veres *et al*. 2013, Martin *et al*., 2016) (Figura 2). Por exemplo, práticas culturais como culturas intercalares, culturas de acompanhamento, agricultura de conservação e agroflorestamento podem simultaneamente melhorar a saúde da cultura, fornecer abrigo e fontes alternativas de alimento para inimigos naturais e reduzir a capacidade das larvas LFM de se deslocarem entre as plantas hospedeiras.

As opções de manejo cultural e ecológico são altamente compatíveis com a resistência das plantas hospedeiras e as abordagens de controle biológico. De fato, experimentos de laboratório demonstraram que a evolução da resistência de insetos à medidas de controle de pragas pode ser retardada ou evitada na presença de inimigos naturais (Liu *et al*. 2014). No entanto, a pulverização indiscriminada de pesticidas tóxicos geralmente afecta negativamente esses inimigos naturais, reduzindo os benefícios do controle biológico (Meagher *et al*. 2016) e aumentando potencialmente a população de pragas secundárias (Tscharntke *et al*. 2016).

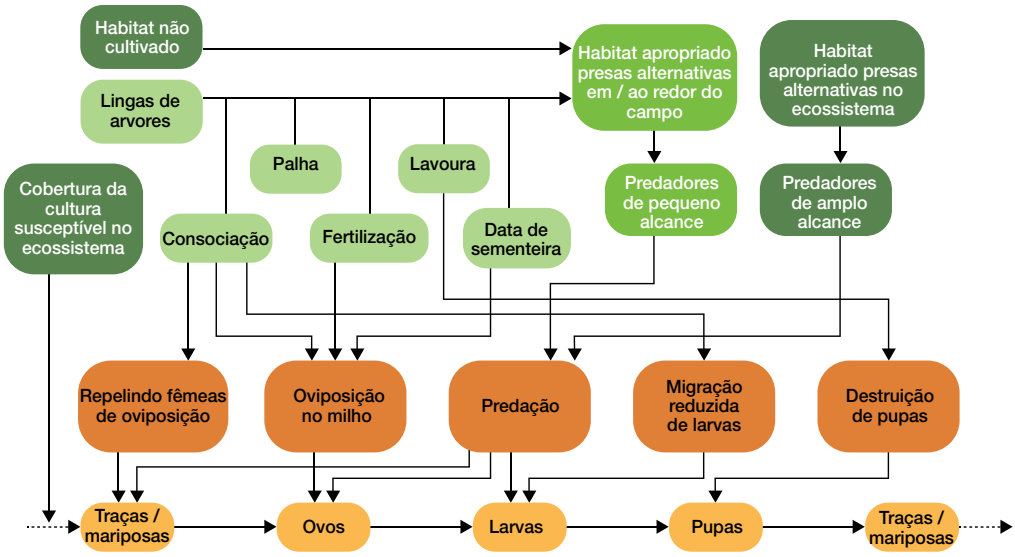


Figura 2. Abordagens de manejo cultural e ecossistemas implementadas em várias escalas espaciais interagem para ajudar a controlar a LFM ao longo do ciclo de vida da praga. (Fonte: Frédéric Baudron, CIMMYT).

1.2. Abordagens de práticas culturais e manejo de ecossistemas num contexto dos pequenos produtores africanos

Embora os conceitos agroecológicos informem amplamente qualquer abordagem de MIP para o manejo de pragas, eles podem ser particularmente relevantes na concepção e implementação de abordagens de manejo de baixo custo para os pequenos agricultores em particular, porque tais agricultores podem não ter acesso ou capital financeiro para comprar pesticidas, sementes melhoradas, ou outros insumos relativamente caros em que os elementos de uma abordagem de MIP como controle químicos, resistência da planta hospedeira estão tipicamente baseados. Como a maioria dessas práticas de manejo cultural e de ecossistemas dependem do capital de trabalho e não do capital financeiro, elas podem ser mais acessíveis para os pequenos agricultores.

Na parcela e campo, as intervenções culturais são normalmente implementadas pelos pequenos agricultores, idealmente com a orientação de extensionistas, parceiros de implementação de desenvolvimento ou outros especialistas bem informados. Embora os agricultores e praticantes individuais também possam implementar intervenções ao nível dos ecossistemas, as abordagens em escala de ecossistemas normalmente também exigem o envolvimento de comunidades, governos ou outros órgãos organizadores para coordenar a ação em escala suficiente para alcançar o impacto na população da praga.

2. Opções de manejo cultural e de ecossistemas

2.1. Práticas recomendadas para o controle da LFM

Com base numa revisão das evidências disponíveis, as seguintes práticas culturais de baixo custo e opções de manejo de ecossistemas são atualmente recomendadas para o controle de LFM. Com excepção da abordagem "Empurra-Puxa", para a qual existem evidências experimentais para sugerir eficácia contra a LFM num contexto Africano (Secção 2.1.1), muitas dessas medidas representam as melhores práticas genéricas de manejo de culturas e ecossistemas para controle de pragas, e não foram especificamente validados para a LFM em África (Secção 2.1.2). É importante notar também que, embora essas abordagens sejam destacadas devido ao baixo custo financeiro, em muitos casos eles podem exigir um investimento substancial de mão-de-obra para implementar, e portanto não são completamente sem custo.

2.1.1. "Empurra-Puxa", cultivo complemetar

Na estratégia de "Empurra-Puxa", cultivo complementar, os agricultores protegem as culturas de cereais contra danos causados por pragas, consociando-as com espécies de plantas repelentes (por exemplo, *Desmodium* spp.), cercados por uma barreira de espécie de planta armadilha atractiva a praga ('Puxar") [geralmente gramíneas, como capim elefante (*Pennisetum purpureum* Schumach.) ou *Brachiaria* spp.] (Tabela 1). Em estudo recente realizado em África Oriental, agricultores que implementaram totalmente a abordagem "Empurra-Puxa" reduziram a infestação de LFM e os danos às plantações em até 86%, com um aumento de 2,7 vezes no rendimento em relação aos campos vizinhos que não implementaram a abordagem (Midega *et al*. 2018) (Figura 3). Embora implementar "Empurra-Puxa" exija custos financeiros iniciais para estabelecer as plantas complementares, os custos reduzem-se gradualmente nas epocas subsequentes.

Além disso, para além de controlar a LFM e outras brocas do colmo, "Empurra-Puxa" também reduz a infestação por Striga, aumenta a humidade do solo e nitrogênio e, mais importante, fornece um ambiente adequado para a proliferação de predadores e parasitóides de LFM (Khan et al . 2010). No entanto, alcançar os benefícios da abordagem "Empurra-Puxa" depende muito do estabelecimento e manejo das plantas complementares, e é, portanto, requere altamente conhecimento e trabalho intensivo.

Os materiais de extensão, incluindo vídeos, histórias de rádio, brochuras e materiais de formação de agricultores, foram desenvolvidos em vários idiomas para apoiar a disseminação da abordagem "Empurra-Puxa" e estão disponíveis em www.push-pull.net.

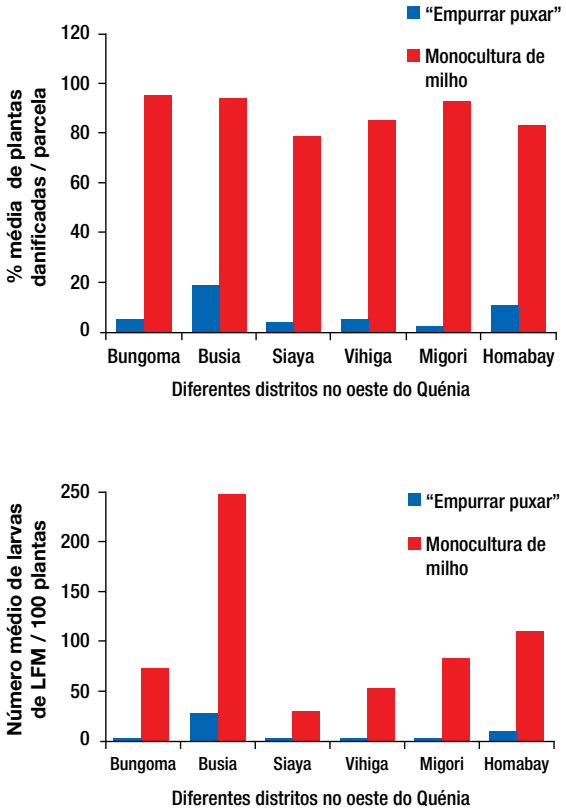


Figura 3. Efeito da tecnologia "Empurra-Puxa" na LFM. (Fonte: Midega et al. 2018)

2.1.2. Melhores práticas gerais para controle cultural e manejo de ecossistema

Além da estratégia de cultivo de culturas complementares "empurra-puxa" citada acima, várias outras práticas de manejo cultural e de ecossistemas demonstraram algum grau de sucesso no manejo de populações de insetos em vários sistemas agrícolas. Pesquisas em curso e futuras serão necessárias para determinar a eficácia específica dessas abordagens contra a LFM no contexto Africano e, assim, fornecer orientações mais claras sobre o benefício relativo do investimento financeiro e / ou mão-de-obra dos pequenos agricultpres na implementação dessas abordagens. No entanto, as evidências actuais são adequadas para recomendá-las como melhores práticas gerais (Tabela 1).

Em alguns casos, essas abordagens podem ser realizadas diretamente por pequenos produtores, de preferência com orientação técnica de extensionistas, agro-comerciantes ou outros especialistas. Em outros casos – particularmente para intervenções em escala de ecosstesma – as abordagens aqui sugeridas requerem uma ação coordenada ao nível da aldeia ou da comunidade, ou até mesmo pelos formuladores de políticas, a fim de alcançar escala suficiente para impactar as populações de pragas.

Tabela 1. Opções de maneio cultural e de ecossistema recomendadas para o controle da LFM em África.

Método	Descrição	Efetividade	Custo financeiro	Atores relevantes	Evidência cientifica e informação adicional
Sementeira no período recomendado / ótimo	Não atrase com o plantio. Tire proveito das primeiras chuvas, já que as populações da LFM aumentam mais tarde na época de cultivo.	Evidências da investigação com outras espécies de pragas de milho mostram que o plantio mais cedo / época recomendada tem maiores chances de escapar da infestação de pragas, em comparação com plantios tardios.	Baixo	Extensionistas e agricultores	Gebre-Amlak *et al.* (1989); Van den Berg e Van Rensburg (1991)
Nutrição da planta	O fornecimento adequado de nutrientes por meio de fertilizantes minerais, o uso de árvores fertilizantes e cultivos de leguminosas fixadoras de nitrogênio, adubos orgânicos ou composto sustentam o crescimento saudável das plantas.	Uma boa fertilização aumenta a saúde das plantas e as defesas contra pragas reduzindo os danos às plantas; considerar que os danos podem aumentar com a aplicação excessiva de nitrogênio.	Médio: se for necessária a compra de insumos adicionais	Extensionistas, agricultores e comerciantes de produtos agrícolas	Altieri e Nicholls (2003); Morales *et al* (2001); Rossi *et al.* (1987)
Consorciação com culturas adicionais compatíveis ou árvores de fertilizantes	Plante culturas adicionais em tiras, linhas ou estações entre a cultura principal (por exemplo, feijão guandu, mandioca, batata-doce, feijão-caupi, feijão, abóboras ou árvores fertilizantes [por exemplo, *Tefrósia, Gliricidia* ou *Faidherbia albida*]) (Figura 4).	É provável que seja mais eficaz quando se utilizam plantas não hospedeiras (por exemplo, mandioca ou árvores fertilizantes) ou quando a diversidade de culturas pode interromper a postura de ovos ou aumentar a diversidade de organismos benéficos, incluindo inimigos naturais da praga. Por exemplo, a *Tefrósia* é uma fonte de insecticidas naturais e pode reduzir a postura da LFM.	Baixo: muitas vezes uma prática tradicional.	Extensionistas, agricultores, viveiristas	Pichersky e Gershenzon (2002); Landis *et al.* (2000); Coolman e Hoyt (1993)
Agricultura de conservação (CA)	O uso combinado de plantio direto, retenção de resíduos e rotação aumenta e diversifica a atividade biológica de macro (aranha, besouros, formigas), meso (fungos) e microfauna (bactérias). Essas práticas também levam à melhoria da saúde do solo, o que contribui para o crescimento mais vigoroso da planta.	Efetivo, se todos os princípios da agricultura de conservação (CA) forem aplicados e continuados por algum tempo. Ao contrário de outras pragas, a LFM não pode ser controlada pela queima de resíduos de culturas. **Nota:** A agricultura de conservação (CA) pode reduzir o acesso das plantas ao nitrogênio, se esse for limitante, o que pode reduzir a saúde e vigor das plantas e aumentar as taxas de ataque de pragas. Isto pode ser evitado pela adição de fertilizante ou por consorciação com árvores fertilizantes (por exemplo, CA com agrofloresta)	Médio: algumas ferramentas e insumos específicos podem ser necessários para estabelecer sistemas de CA eficazes.	Extensionistas, agricultores, comerciantes de produtos agrícolas	All (1988); Tillman *et al.* (2004); Rivers *et al.* (2016)

(continua na página 94)

(continuação da página 93)

Tabela 1. Opções de maneio cultural e de ecossistema recomendadas para o controle da LFM em África.

Método	Descrição	Efetividade	Custo financeiro	Atores relevantes	Evidência cientifica e informação adicional
Aumento da cobertura do solo	Culturas de cobertura como mucuna, feijão lablab, feijão-de-porco, crotalaria, etc., contribuem para a diversidade de espécies de plantas que melhoram as atividades biológicas e fornecem abrigo para inimigos naturais (aranhas, besouros, formigas e várias outras espécies).	O uso de uma variedade de plantas de cobertura pode ser eficaz como culturas armadilhas, como culturas repelentes que interrompem a postura de ovos e o desenvolvimento de larvas, e como abrigo para inimigos naturais.	Médio: disponibilidade de sementes e adequação das culturas de cobertura.	Extensionistas, agricultores, comunidades, formuladores de políticas (agro-ecossistema)	Altieri *et al.* (2012); Bugg *et al.* (1991); Hoballah *et al.* (2004); Ratnadass *et al.* (2011); Meagher *et al.* (2004); Wyckhuys e O'Neil (2007)
Linhas de arbustos e cercas vivas	Sistemas complexos de cultivo influenciam as interações biológicas e aumentam a efetividade dos parasitóides. Providenciar extra diversidade ao campo e abrigo para inimigos naturais (pássaros, aranhas, formigas) proliferarem e contribui para o controle da praga. Plantio de cercas vivas ou plantio de linhas de arbustos, manutenção de áreas não cultivadas, sachas reduzidas em parte ou em toda a cultura, sementeiras de outras culturas ou árvores frutíferas em campos vizinhos.	Campos próximos a linhas de arbustos, geralmente, são menos infestados com pragas devido as atividades de agentes de controle biológico (por exemplo, aves).	Médio a alto: terra extra pode ser necessária para o estabelecimento de linhas de arbustos.	Extensionistas, agricultores, comunidades (agro-ecossistema)	Veres*et al.* (2013); Landis *et al.* (2000); Martin *et al.* (2016); Marino e Landis (1996); Wyckhuys e O'Neil (2007)
Aumento dos sistemas agroflorestais ao nível do país	Plantar árvores / arbustos entre o milho, especialmente a margosa, *Tefrósia*, mãe de cacau (*Gliricidia*), *Faidherbia albida*, etc., para aumentar a diversidade dos inimigos naturais (insetos benéficos e pássaros).	Intervenção de longo prazo para criar biodiversidade e controle biológico de pragas - pode ser muito eficaz quando as árvores são estabelecidas.	Médio: a terra precisa ser partilhada com as principais culturas.	Extensionistas, agricultores, formuladores de políticas, comunidades (agro-ecossistemas).	Wyckhuys e O'Neil (2006); Wyckhuys e O'Neil (2007); Hay-Roe *et al.* (2016); Ratnadass *et al.* (2011)

Nota: Tabela adaptada da CABI Evidence Note (2017).

Figura 4. Potenciais opções de consociação para mitigar o dano da LFM. (Fonte: Christian Thierfelder, CIMMYT).

2.2. Práticas que precisam de mais evidências de investigacao

As seguintes práticas necessitam de mais evidências de pesquisa antes que possam ser amplamente recomendadas para o manejo da LFM em África, especialmente no contexto de pequenos produtores:

- **Aplicação de água açucarada na folhagem de milho.** Embora em alguns casos esta prática tenha sido recomendada, a eficácia, a praticabilidade em escala e o custo devem ser estabelecidos.
- **Colocação de cinzas / areia / solo / piri-piri em pó nnos funis de milho.** Embora todas essas práticas estejam sendo experimentadas por alguns pequenos produtores em África, são necessárias evidências adicionais a partir da pesquisa sobre a eficácia e a escalabilidade, bem como o mecanismo por detrás do seu possível efeito sobre a LFM.
- **Lavoura profundo.** A lavoura pode matar pupas no solo. No entanto, os solos são normalmente preparados antes da LFM chegar no campo; a lavoura pode, portanto, causar mais danos do que benefícios, reduzindo a actividade biológica e aumentando a degradação do solo, ao mesmo tempo que contribui relativamente pouco para o controle da LFM devido a falta de o sincronia do período de intervenção com o ciclo populacional da praga. Seu efeito é, portanto, inconclusivo e deve ser investigado.

Lacunas de conhecimento / áreas de pesquisa

Objectivo: Estabelecer uma base sólida de evidências em relação ao controle e custo-benefício das opções de controle agroecológicas e culturais para o manejo da LFM em África.

1. Como a data de sementeira afecta a incidência e a abundância de LFM e os danos resultantes às culturas?
2. Como é que a agricultura de conservação afecta a incidência e abundância de LFM e os danos resultantes às culturas? Quais são os mecanismos?
3. Como a presença de culturas acompanhantes (consociaca e o sistema Empurra-Puxa) afecta a incidência e a abundância de LFM e os danos resultantes às culturas? Quais são os mecanismos: (i) redução do movimento de larvas de pragas, (ii) redução das taxas de oviposição, ou (iii) aumento da predação e parasitismo?
4. Como a diversidade de habitats (incluindo a cobertura de árvores) nas escalas de campo, e ecossistemas afecta a incidência e a abundância de LFM e os danos resultantes às culturas? Quais são os mecanismos?

Mensagens-chaves para os formuladores de políticas

1. Aumentar a diversidade ao nível de campo e ecossistemas. O governo da Zâmbia divulgou recentemente uma política de diversificação que poderia ser examinada por outros governos Africanos.
2. Malawi está promovendo sistemas agroflorestais como solução para a degradação da terra; isso poderia estar ligado aos esforços de controle de pragas.
3. Estabelecer ligação entre os grupos de trabalhos Nacionais e Regionais com os parceiros globais de desenvolvimento trabalhando com a LFM para uma advocacia efectiva e implementação.
4. Dada a evidência recente de impactos positivos do sistema “Empurra-Puxa” na mitigação da LFM, esta tecnologia poderia ser considerada para algum nível de expansão em África. Este é um dos principais focos da unidade de transferência de tecnologia do ICIPE, em parceria com os Sistemas Nacionais de Pesquisa Agrária e os governos Africanos. Para acesso a materiais de treinamento e divulgação e outras informações, visite www.push-pull.net

Referências

Capítulo 1

Agunbiade TA, Sun W, Coates BS, Traore F, Ojo JA, Lutomia AN, Bravo JB, Miresmailli S, Huesing JE, Tamò M, Pittendrigh BR (2017) Chapter 11. Cowpea Field Insect Pests and Integrated Pest Management Techniques for Cowpea Cultivation in West Africa. In: Achieving Sustainable Cultivation of Grain Legumes (eds. Sivasankar *et al*.) Publisher: Burleigh Dodds Science Publishing.

Ashley TR, Wiseman BR, Davis FM, Andrews KL (1989) The fall armyworm: a bibliography. Florida Entomologist 72: 152-202.

Barbercheck ME, Zaborski E (2015) Insect pest management: Differences between conventional and organic farming systems. http://articles.extension.org/pages/19915/insect-pest-management:-differences-between-conventional-and-organic-farming-systems

Capinera JL (1999) Fall Armyworm, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Insecta: Lepidoptera: Noctuidae). University of Florida IFAS Extension Publication EENY-098. Published July 1999. Revised November 2005. Reviewed February 2014.

Cock MJW, Beseh PK, Buddie AG, Cafá G, Crozier J (2017) Molecular methods to detect *Spodoptera frugiperda* in Ghana, and implications for monitoring the spread of invasive species in developing countries. Scientific Reports 7: 4103. DOI:10.1038/s41598-017-04238-y

Dumas P, Legeai F, Lemaitre C, *et al*. (2015a) *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) host-plant variants: two host strains or two distinct species? Genetica 143: 305-316. https://doi.org/10.1007/s10709-015- 9829-2

Dumas P, Barbut J, Le Ru B, Silvain JF, Clamens AL, d'Alençon E, *et al*. (2015b) Phylogenetic molecular species delimitations unravel potential new species in the pest genus *Spodoptera* Guenée, 1852 (Lepidoptera, Noctuidae). PLoS ONE 10(4): e0122407. doi:10.1371/journal.pone.0122407

Goergen G, Kumar PL, Sankung SB, Togola A, Tamò M (2016) First report of outbreaks of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera, Noctuidae), a new alien invasive pest in west and central Africa. PLoS ONE, DOI: 10.137/journal.pone.0165632.

Gouin A, Bretaudeau A, Nam K, *et al.* (2017) Two genomes of highly polyphagous lepidopteran pests (*Spodoptera frugiperda,* Noctuidae) with different host-plant ranges. Scientific Reports 7: 11816. DOI:10.1038/s41598- 017-10461-4

Hunt TE, Wright RJ, Hein GL (2009) Extension Entomology Specialist Economic Thresholds for Today's Commodity Values. Adapted from Proceedings of the UNL Crop Production Clinics, pp. 93-96. https://cropwatch.unl. edu/documents/Economic%20Thresholds.pdf.

Luginbill P (1928) The Fall Armyworm. USDA Technical Bulletin 34. 91 pp.

Nagoshi RN, Koffi D, Agboka K, Tounou KA, Banerjee R, Jurat-Fuentes JL, *et al.* (2017) Comparative molecular analyses of invasive fall armyworm in Togo reveal strong similarities to populations from the eastern United States and the Greater Antilles. PLoS ONE 12(7): e0181982. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0181982

OECD (1999) Environmental Health and Safety Publications. Series on Pesticides No. 8. Report of the OECD/FAO Workshop on Integrated Pest Management and Pesticide Risk Reduction.

Pitre HN, Hogg DB (1983) Development of the fall armyworm on cotton, soybean and corn. Journal of the Georgia Entomological Society 18: 187-194.

Rose AH, Silversides RH, Lindquist OH (1975) Migration flight by an aphid, *Rhopalosiphum maidis* (HelPMtera: Aphididae) and a noctuid, *Spodoptera frugiperda* (Lep.: Noctuidae). Canadian Entomol. 107: 567-576.

Sekul AA, Sparks AN (1976) Sex attractant of the fall armyworm moth. USDA Technical Bulletin 1542. 6 pp. Sparks AN (1979) A review of the biology of the fall armyworm. Florida Entomologist 62: 82-87.

Capítulo 3

Ajayi OC, Akinnifesi FK (2007) Farmers' understanding of pesticide safety labels and field spraying practices: a case study of cotton farmers in Northern Cote d'Ivoire. Scientific Research and Essays 2: 204-210.

BgVV (Bundesinstitut Für gesundheitlichen Verbraucherschutz und Veterinärmedizin) (2000) Risk communication for chemical risk management: an OECD background paper. BgVV, Berlin. 252 p.

Day R, Abrahams P, Bateman M, Beale T, Clottey V, Cock M, Colmenarez Y, Corniani N, Early R, Godwin J, Gomez J, Gonzalez Moreno P, Murphy ST, Oppong-Mensah B, Phiri N, Pratt C, Silvestri S, Witt A (2017) Fall armyworm: impacts and implications for Africa. Outlooks on Pest Management 28:196-201. DOI: 10.1564/v28_oct_02.

De Bon H, Huat J, Parrot L, Sinzogan A, Martin T, Maléziuex E, Vayssèrres J-F (2014) Pesticide risks from fruit and vegetable pest management by small farmers in sub-Saharan Africa. A review. Agronomy for Sustainable Development 34: 723-736. DOI: 10.1007/s13593-014-0216-7

Donald CE, Scott RP, Blaustein K, Halbleib ML, Sarr M, Jepson PC, Anderson KA (2016) Silicone wristbands detect individuals' pesticide exposures in West Africa. Royal Society Open Science 3: 160433. DOI: 10.1098/rsos.160433

FAO (2014) International code of conduct on pesticide management. Available on the Internet at: http://www. fao.org/agriculture/crops/thematic-sitemap/theme/pests/code/en/

Farrar JJ, Ellsworth PC, Sisco R, Baur ME, Crump A, Fournier AJ, Murray MK, Tarutani CM, Dorschner KW, Jepson PC (2018) Assessing the compatibility of a pesticide in an Integrated Pest Management program. Journal of Integrated Pest Management (in press)

Halbleib ML, Jepson PC (2016) Adaptive, learner-centered education: a toolkit for extension. EM 9144, Oregon State Extension Service. Available on the Internet at: https://catalog.extension.oregonstate.edu/ em9144

Jepson PC (2007) Ecotoxicology and IPM. In: Kogan M, Jepson PC (Eds.) Perspectives in Ecological Theory and Integrated Pest Management. Cambridge University Press, UK, pp 522-551.

Jepson PC (2009) Assessing environmental risks of pesticides In: Radcliffe EB, Hutchinson WD, Cancelado RE (Eds.) Integrated Pest Management: Concepts, Strategies, Tactics and Case Studies. Cambridge University Press, UK, pp 205-220.

Jepson PC, Guzy M, Blaustein K, Sow M, Sarr M, Mineau P, Kegley S (2014) Measuring pesticide ecological and health risks in West African agriculture to establish an enabling environment for sustainable intensification. Philosophical Transactions of the Royal Society B 369: 20130491. DOI: 10.1098/ rstb.2013.0491

Maumbe BM, Swinton SM (2003) Hidden health costs of pesticide use in Zimbabwe's smallholder cotton growers. Social Science and Medicine 57: 1559-1571. DOI: 10.1016/S0277-9536(03)00016-9

OECD (2002) OECD guidance document on risk communication for chemical risk management. OECD, Paris. ENV/JM/MONO(2002)18

Parsa S. *et al*. (2014) Obstacles to integrated pest management adoption in developing countries. Proceedings of the National Academy of Sciences 111: 3889-3894. DOI: 10.1073/pnas.1312693111

Pretty J, Bharucha ZP (2015) Integrated pest management for sustainable intensification of agriculture in Asia and Africa. Insects 6: 152-182. DOI: 10.3390/insects6010152

SAN (2016) Sustainable Agriculture Standard for farms and producer groups, crop and cattle production (version 1.2 July 2017). Sustainable Agriculture Network. San José, Costa Rica.

SAN (2017) SAN Lists for Pesticide Management – Lists of Prohibited and Risk Mitigation Use Pesticides of the SAN 2017 Sustainable Agriculture Standard for farms' and producer groups' crop and cattle production (version 1.3). San José, Costa Rica.

Settle W, Soumare M, Sarr M, Garba MH, Poisot A-S (2014) Reducing pesticide risks to farming communities. Philosophical Transactions of the Royal Society B 369: 20120277. DOI: 10.1098/rstb.2012.0277

Sherratt TN, Jepson PC (1993) A metapopulation approach to modelling the long-term impact of pesticides on invertebrates. Journal of Applied Ecology 30: 696-705.

Williamson S, Ball A, Pretty J (2008) Trends in pesticide use and drivers for safer pest management in four African countries. Crop Protection 27: 1327-1334. DOI: 10.1016/j.croppro.2008.04.006

Capítulo 4

Cave RD (2000) Biology, ecology and use in pest management of *Telenomus remus*. Biocontrol News and Information 21: 21-26.

Chandrasena DI, Signorini AM, Abratti G, Storer NP, Olaciregui ML, Alves AP, Pilcher CD (2017) Characterization of field-evolved resistance to *Bacillus thuringiensis*-derived Cry1F δ-endotoxin in *Spodoptera frugiperda* populations from Argentina. Pest Management Science [Published Online; doi: 10.1002/ps.4776].

Chapman JW, Williams T, Escribano A, Caballero P, Cave RD, Goulson D (1999). Age-related cannibalism and horizontal transmission of a nuclear polyhedrosis virus in larval *Spodoptera frugiperda.* Ecological Entomology 24: 268-275.

CropLife (2012) Practical Approaches to Insect Resistance Management for Biotech-Derived Crops. https:// croplife.org/wp-content/uploads/2014/04/IRM-Training-Manual-FINAL-January-2012.pdf

Davis FM, Williams WP (1992) Visual rating scales for screening whorl-stage corn for resistance to fall armyworm. Mississippi Agricultural & Forestry Experiment Station, Technical Bulletin 186, Mississippi State University, MS39762, USA.

Elias LA (1970) Maize resistance to stalk borers in *Zea-diatraea* Box and *Diatraea* Guilding at five localities in Mexico. Ph.D. Dissertation. Kansas State Univ., 172 pp.

Farias JR, Andow DA, Horikoshi RJ, Sorgatto RJ, Fresia P, Santos AC, Omoto C (2014) Field-evolved resistance to Cry1F maize by *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Brazil. Crop Protection 64: 150-158.

Gerdes JT, Behr CF, Coors JG, Tracy WF (1993) Compilation of North America Maize Breeding Germplasm. Crop Science Society of America, 202 p.

Gernert WB (1917) Aphids immunity of teosinte-corn hybrids. Science 46: 390–392.

Hinds WE (1914) Reducing insect injury in stored corn. Journal of Economic Entomology 7:203–211 Horikoshi RJ, Bernardi D, Bernardi O, Malaquias JB, Okuma DM, Miraldo LL, eAmaral FSDA, Omoto C (2016) Effective dominance of resistance of *Spodoptera frugiperda* to *Bt* maize and cotton varieties: implications for resistance management. Scientific Reports 6: 34864.

Huang F, Qureshi JA, Meagher RL Jr, Reisig DD, Head GP, *et al*. (2014) Cry1F Resistance in Fall Armyworm *Spodoptera frugiperda*: Single gene versus pyramided *Bt* maize. PLoS ONE 9(11): e112958. doi:10.1371/journal.pone.0112958.

Huber LL, Neiswander CR, Salter RM (1928) The European corn borer and its environment. Ohio Exp. Stn. Bull. 429: 5·193.

Martínez ML, Cortes EP, López RJ, Sánchez-García JA, Cisneros-Palacios ME (2015) Performance of fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Smith), fed with corn and castor bean leaves. Entomologia Mexicana 2: 397-403.

Mihm JA (ed.) (1997) Insect Resistant Maize: Recent Advances and Utilization; Proceedings of an International Symposium held at the International Maize and Wheat Improvement Center (CIMMYT) 27 November-3 December, 1994. Mexico, D.F.: CIMMYT.

Ni X, Xu W, Blanco MH and Williams PW (2014) Evaluation of fall armyworm resistance in maize germplasm lines using visual leaf injury rating and predator survey. Insect Science 21: 541-555.

Onyango FO, Ochieng'-Odero JPR (1994) Continuous rearing of the maize stem borer *Busseola fusca* on an artificial diet. Entomologia Experimentalis et Applicata 73: 139–144.

Ortega A, Vasal SK, Mihm J, Hershey C (1980) Breeding for insect resistance in maize. In: Maxwell FG, Jennings PR (ed) Breeding Plants Resistant to Insects. Wiley, New York, pp. 371-419.

Peairs FB (1977) Plant damage and yield response to *Diatraea saccharalis* (F.) and *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) in selection cycles of two tropical maize populations in Mexico. Ph.D. Thesis. Cornell Univ., Ithaca, NY, 176 p.

Polaszek A (1998) African Cereal Stem Borers: Economic Importance, Taxonomy, Natural Enemies and Control. Wallingford: CABI Publishing, 530 p.

Scott GE, Davis FM (1981) Registration of Mp496 inbred of maize. Crop Science 21:353.

Scott GE, Davis FM, Williams WP (1982) Registration of Mp701 and Mp702 germplasm lines of maize. Crop Science 22:1275.

Siegfried BD, Spencer T, Crespo AL *et al*. (2007). Ten years of *Bt* resistance monitoring in the European Corn Borer: What we know, what we don't know, and what we can do better. American Entomologist 53: 208–214.

Songa JM, Bergvinson D, Mugo S (2004) Mass rearing of maize stem borers *Chilo partellus, Busseola fusca, Sesamia calamistis, Chilo orichacocillielus* and *Eldana saccharina* at KARI, Katumani. Proceedings of the 7th Eastern and Southern Africa Regional Maize Conference, Nairobi, Kenya, 11-15 February 2002, pp. 120-124.

Storer NP, Babcock JM, Schlenz M, Meade T, Thompson GD, Bing JW, Huckaba RM (2010) Discovery and characterization of field resistance to *Bt* maize: *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Puerto Rico. Journal of Economic Entomology 103: 1031–1038.

Tefera T, Mugo S, Tende R, Likhayo P (2011) Mass Rearing of Stem Borers, Maize Weevil, and Larger Grain Borer Insect Pests of Maize. CIMMYT: Nairobi, Kenya.

Valicente FH, Tuelher ES, Pena RC, Andreazza R, Guimarães MRF (2013) Cannibalism and virus production in *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) larvae fed with two leaf substrates inoculated with *Baculovirus spodoptera.* Neotropical Entomology 42: 191–199.

Viana PA, Guimaraes PEO (1997) Maize resistance to lesser corn stalk borer and fall armyworm in Brazil. In: Insect Resistant Maize: Recent Advances and Utilization; Proceedings of an International Symposium held at CIMMYT, 27 November-3 December, 1994. Mexico, D.F.: CIMMYT, pp. 112-116.

Viana PA, Guimarães PEO, Gonçalves ID, Magalhães CD (2016) Resistência nativa de híbridos experimentais de milho à *Spodoptera frugiperda.* XXX Congresso Nacional de Milhi e Sorgo, Salvador-BA Brasil. Williams WP, Davis FM (1980) Registration of Mp703 germplasm line of maize. Crop Science 20:418. Williams WP, Davis FM (1982) Registration of Mp704 germplasm line of maize. Crop Science 22:1269-1270.

Williams WP, Davis FM (1984) Registration of Mp705, Mp706, and Mp707 germplasm lines of maize. Crop Science 24: 1217.

Williams WP, Davis FM (2000) Registration of maize germplasm lines Mp713 and Mp714. Crop Science 40: 584.

Williams WP, Davis FM (2002) Registration of maize germplasm line Mp716. Crop Science 42: 671-672. Williams WP, Davis FM, Windham GL (1990) Registration of Mp708 germplasm line of maize. Crop Science 30: 757.

Zhao JZ *et al.* (2003) Transgenic plants expressing two *Bacillus thuringiensis* toxins delay insect resistance evolution. Nature Biotechnology 21: 1493–1497.

Capítulo 5

Almeida RP de, Cruz I, Silva CAD (2013) La Lutte biologique contre les ravageurs du cotonnier avec utilisation du *Trichogramma* spp. In: Almeida RP de, Cruz I (Eds.) Technologie de production de *Trichogramma* spp. pour la lutte biologique contre les lépidoptères-ravageurs. Brasília, DF: Embrapa, pp. 17-22.

Almeida RP de, Cruz I (Eds.) (2013) Technologie de production de *Trichogramma* spp. pour la lutte biologique contre les lépidoptères-ravageurs. Brasília, DF: Embrapa, 83 p.

Alves SB, Lopes RB, Vieira SA, Tamai, MA (2008) Fungos entomopatogênicos usados no controle de pragas na América Latina. In: Alves SB (Ed). Controle microbiano de pragas na América Latina: avanços e desafios. Piracicaba: FEALQ, p. 69-110.

Alves TJS, Cruz GS, Wanderley-Teixeira V, Teixeira AAC, Oliveira JV, Correia AA, *et al*. (2014) Effects of *Piper hispidinervum* on spermatogenesis and histochemistry of ovarioles of *Spodoptera frugiperda*. Biotechnic & Histochemistry 89: 245-255.

Ansante TF, Prado Ribeiro L, Bicalho KU, Fernandes JB, Vieira PC, Vendramim JD (2015) Secondary metabolites from Neotropical Annonaceae: Screening, bioguided fractionation, and toxicity to *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). Industrial Crops and Products 74: 969-976.

Barrera G, Simón O, Villamizar L, Williams T, Caballero P (2011) *Spodoptera frugiperda* multiple nucleopolyhedrovirus as a potential biological insecticide: Genetic and phenotypic comparison of field isolates from Colombia. Biological Control 58: 113-120.

Barreto MR, Loguercio LL, Valicente FH, Paiva E (1999) Insecticidal activity of culture supernatants from *Bacillus thuringiensis* Berliner strains against *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidoptera: Noctuidae) larvae. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil 28: 675-685.

Behle RW, Popham HJ (2012) Laboratory and field evaluations of the efficacy of a fast-killing baculovirus isolate from *Spodoptera frugiperda*. Journal of Invertebrate Pathology 109: 194-200.

Bharadwaj RK (1966) Observation on the bionomics of *Euborellia annulipes* (Dermaptera: Labiduridae). Annals of the Entomological Society of America 59: 441-450.

Bratti (1993) In vitro rearing of *Lydella thompsoni* Herting and *Archytas marmoratus* (Town.)(Dip. Tachinidae) larval stages: preliminary results. Boll. 1st. Ent. Univ. Bologna 48: 93-100.

Bullangpoti V, Wajnberg E, Audant P, Feyereisen R (2012) Antifeedant activity of *Jatropha gossypifolia* and *Melia azedarach* senescent leaf extracts on *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) and their potential use as synergists. Pest Management Science 68: 1255-1264.

Buttler Júnior GD, Lopez JD (1980) *Trichogramma pretiosum*: Development in two hosts in relation to constant and fluctuating temperatures. Annals of the Entomological Society of America 73: 671-673.

Cardoso JT, Lázzari SM (2003) Comparative biology of *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus, 1763) and *Hippodamia convergens* Guérin-Méneville, 1842. (Coleoptera, Coccinellidae) focusing on the control of *Cinara* spp. (HelPMtera: Aphididae). Revista Brasileira de Entomologia 47: 443-446.

Carpenter JE, Proshold FI (2000). Survival of *Archytas marmoratus* (Diptera: Tachinidae) from superparasitized corn earworm larvae (Lepidoptera: Noctuidae). Environmental Entomology 29: 606- 611.

Céspedes CL, Calderón JS, Lina L, Aranda E (2000) Growth inhibitory effects on fall armyworm *Spodoptera frugiperda* of some limonoids isolated from *Cedrela* spp. (Meliaceae). Journal of Agricultural and Food Chemistry 48: 1903-1908.

Céspedes CL, Salazar JR, Martínez M, Aranda E (2005) Insect growth regulatory effects of some extracts and sterols from Myrtillocactus geometrizans (Cactaceae) against *Spodoptera frugiperda* and *Tenebrio molitor.* Phytochemistry 66: 2481.

Champlain RA, Sholdt L (1967) Life history of *Geocoris punctipes* (HelPMtera: Lygaeidae) in the laboratory. Annals of the Entomological Society of America 60: 881-883.

Choate PM (2001) The earwigs (Dermaptera) of Florida and eastern United States. https://entnemdept.ifas.ufl.edu/choate/dermaptera.pdf

Chazeau J, Bouye E, de Larbogne LB (1991) Development and life table of *Olla v-nigrum* (Col.: Coccinellidae), a natural enemy of *Heteropsylla cubana* (Hom.: Psyllidae) introduced in New Caledonia. Entomophaga 36: 275-285.

Cisneros J., Pérez J.A., Penagos D.I., Ruiz J., Goulson D., Caballero P., Cave R.D. and Williams, T. 2002. Formulation of a nucleopolyhedrovirus with boric acid for control of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in maize. Biological Control 23: 87-95.

Cogni R, Freitas AVL, Filho FA (2000) Influence of prey size on predation success by *Zelus longipes* L. (HelPMtera: Reduviidae). Journal of Applied Entomology 126: 74-78.

Coll M, Ridgeway LR (1995) Functional and numerical response of *Orius insidiosus* (Heteroptera: Anthocoridae) to its prey in different vegetable crops. Annals of the Entomological Society of America 88: 732-738.

Cruz I (2000) Utilização do Baculovirus no controle da lagarta-do-cartucho do milho, *Spodoptera frugiperda*. In: Melo, I.S.; Azevedo, J.L. (Ed.). Controle biológico. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente. cap. 8, p. 201-230.

Cruz I, Figueiredo MLC, Matoso MJ (2013) Production de *Trichogramma* avec la pyrale de la farine (*Anagasta kuehniella*). In: Almeida RP, Cruz I (Ed.). Technologie de production de *Trichogramma* spp. pour la lutte biologique contre les lépidoptères-ravageurs. Brasília, DF: Embrapa. p. 23-49. (Échange d'expériences sur le cotonnier).

Cruz I, Figueiredo MLC, Silva RB, Del Sarto ML, Penteado-Dias AM (2009) Monitoramento de parasitoides de lagartas de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) em municípios de Minas Gerais, Brasil. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2009. 29 p. (Documentos / Embrapa Milho e Sorgo, ISSN 1518-4277; 92).

Cruz I, Gonçalves EP, Figueiredo MLC (2002) Effect of a nuclear polyhedrosis virus on *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) larvae, its damage and yield of maize crop. Revista Brasileira de Milho e Sorgo 1: 20-27.

Cruz I, Lopes SR, Figueiredo M de LC, Viana PA, Mendes SM (2016) Controle biológico de pragas do milho-doce. In: Pereira Filho IA, Teixeira FF (Ed.). O cultivo do milho-doce. Brasília, DF: Embrapa cap. 11, pp. 205-224.

DeBach P (1964) The scope of biological control. In: DeBach P (Ed.). Biological Control of Insect Pests and Weeds, Chapman and Hall Ltd., London, pp. 3-20.

Etchegaray JB, Nishida T (1975) Biology of *Lespesia archippivora* (Diptera: Tachinidae). Proceedings of Hawaiian Entomological Society 22: 41-49.

Fargues J, Maniania NK (1992) Variabilité de la sensibilité de *Spodoptera littoralis* à l'hyphomycete entomopathogène *Nomuraea rileyi*. Entomophaga 37: 545-554.

Fiaboe K, Fernández-Triana J, Nyamu F, Agbodzavu K (2017) *Cotesia icipe* sp. n., a new Microgastrinae wasp (Hymenoptera, Braconidae) of importance in the biological control of Lepidopteran pests in Africa. Journal of Hymenoptera Research 61: 49-64.

Figueiredo MLC, Martins-Dias AMP, Cruz I (2006a) Associação entre inimigos naturais e *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) na cultura do milho. Revista Brasileira de Milho e Sorgo 5: 340-350.

Figueiredo MLC, Martins-Dias AMP, Cruz I (2006b) *Exasticolus fuscicornis* em lagartas de *Spodoptera frugiperda*. Pesquisa Agropecuária Brasileira 41: 1321-1323.

Figueiredo MLC, Cruz I, Penteado-Dias AM, Silva RB (2009) Interaction between *Baculovirus spodoptera* and natural enemies on the suppression of *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) in maize. Revista Brasileira de Milho e Sorgo 8: 207-222.

Fontana Capalbo DM, Valicente FH, Oliveira Moraes ID, Pelizer LH (2001) Solid-state fermentation of *Bacillus thuringiensis tolworthi* to control fall armyworm in maize. Electronic Journal of Biotechnology 4: 9-10.

Garcia LC, Raetano CG, Leite LG (2008) Application technology for the entomopathogenic nematodes *Heterorhabditis indica* and *Steinernema* sp. (Rhabditida: Heterorhabditidae and Steinernematidae) to control *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) in corn. Neotropical Entomology 37: 305-311.

Gómez J, Guevara J, Cuartas P, Espinel C, Villamizar L (2013) Microencapsulated *Spodoptera frugiperda* nucleopolyhedrovirus: insecticidal activity and effect on arthropod populations in maize. Biocontrol Science & Technology 23: 829–846.

Gross HR Jr, Johnson R (1985) *Archytas marmoratus* (Diptera: Tachinidae) advances in large-scale rearing and associated biological studies. Journal of Economic Entomology 78: 1350–1353.

Haase S, Sciocco-Cap A, Romanowski V (2015) Baculovirus insecticides in Latin America: Historical overview, current status and future perspectives. Viruses 7: 2230–2267.

Hamm JJ, Shapiro M. (1992) Infectivity of fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) nuclear polyhedrosis virus enhanced by a fluorescent brightener. Journal of Economic Entomology 85: 2149-2152.

Herren HR, Neuenschwander P (1991) Biological control of cassava pests in Africa. Annual Review of Entomology 36: 257-283.

Isenhour DJ (1985) *Campoletis sonorensis* [Hym.: Ichneumonidae] as a parasitoid of *Spodoptera frugiperda* [Lep.: Noctuidae]: Host stage preference and functional response. Entomophaga 30: 31-36.

Jalali SK, Singh SP, Ballal CR, Kumar P (1990) Response of *Cotesia marginiventris* (Cresson) (Hymenoptera: Braconidae) to low temperature in relation to its biotic potential. Entomon 15: 217–220.

Kaya HK, Aguillera MM, Alumai A, Choo HY, de la Torre M, Foder A, Ganguly S, Hazir S, Lakatos T, Pye A, Wilson M, Yamanaka S, Yang H, Ehlers RU (2006) Status of entomopathogenic nematodes and their symbiotic bacteria from selected countries or regions of the world. Biological Control 38: 134-155

Landge SA, Wakhede SM, Gangurde SM (2009) Comparative biology of *Bracon hebetor* Say on *Corcyra cephalonica* Stainton and *Opisina arenosella* Walker. International Journal of Plant Protection 2: 278-280.

Lima MLL, van Harten A (1985) Biological control of crop pests in Cape Verde. Current situation and future programmes. Revista Investigacao Agraria, Centro de Estudos Agrarios, A 1: 3-12.

Lundgren JG, Razzak AA, Wiedenmann RN (2004) Population responses and food consumption by predators *Coleomegilla maculata* and *Harmonia axyridis* (Coleoptera: Coccinellidae) during anthesis in an Illinois cornfield. Environmental Entomology 33: 958-963.

Macharia I, Löhr B, De Groote H (2005) Assessing the potential impact of biological control of *Plutella xylostella* (diamondback moth) in cabbage production in Kenya. Crop Protection 24: 981-989.

Manjunath TM (1972) Biological studies on *Trichogramma armigera* Nagaraja a new dimorphic egg parasite of *Heliothis armigera* (Hübner) in India. Enthomophaga 17: 131-147.

Matos Neto FC, Cruz I, Zanuncio JC, Silva CHO, Picanço MC (2004) Parasitism by *Campoletis flavicincta* on *Spodoptera frugiperda* in corn. Pesquisa Agropecuária Brasileira 39: 1077-1081.

Matrangolo WJR, Penteado-Dias AM, Cruz I (2007) Aspectos biológicos de *Campoletis flavicincta* (Ashmead) (Hymenoptera: Ichneumonidae) e interações com o vírus da poliedrose nuclear de *Spodoptera frugiperda*. Revista Brasileira de Milho e Sorgo 6: 1-16.

Meagher RL Jr, Nuessly GS, Nagoshi RN, Hay-Roe MM (2016) Parasitoids attacking fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) in sweet corn habitats. Biological Control 95: 66-72.

Mikolajczak KL., Zilkowski BW., & Bartelt RJ. (1989) Effect of meliaceous seed extracts on growth and survival of *Spodoptera frugiperda* (JE Smith). Journal of Chemical Ecology 15: 121-128.

Molina-Ochoa J, Carpenter JE, Heinrichs EA, Foster JE (2003) Parasitoids and parasites of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in the Americas and Caribbean Basin: an inventory. Florida Entomologist 86: 254-289.

Molina-Ochoa J, Lezama-Gutierrez R, Hamm JJ, Wiseman BR, Lopez-Edwards M (1999) Integrated control of fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) using resistant plants and entomopathogenic nematodes (Rhabditida: Steinernematidae). Florida Entomologist 82: 263-271.

Monnerat R., Martins E., Queiroz P., Ordúz S., Jaramillo G., Benintende G., Cozzi J., Real M.D., Martinez- Ramirez A., Rausell C. and Cerón J (2006) Genetic variability of *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidoptera: Noctuidae) populations from Latin America is associated with variations in susceptibility to *Bacillus thuringiensis* Cry toxins. Applied and Environmental Microbiology 72: 7029-7035.

Moscardi F (1999) Assessment of the application of baculoviruses for control of Lepidoptera. Annual Review of Entomology 44: 257-289.

Moscardi F, de Souza ML, de Castro MEB, Moscardi ML, Szewczyk B (2011) Baculovirus pesticides: present state and future perspectives. In: Microbes and Microbial Technology. Springer New York, pp. 415-445.

Mugisha-Kamatenesi M, Deng AL, Ogendo JO, Omolo EO, Mihale MJ, Otim M, Buyungo JP, Bett PK (2008) Indigenous knowledge of field insect pests and their management around Lake Victoria basin in Uganda. African Journal of Environmental Science and Technology 2: 342-348.

Mukerji MK, LeRoux EJ (1965) Laboratory rearing of a Quebec strain of the pentatomid predator *Podisus maculiventris* (Say) (HelPMtera: Pentatomidae). Phytoprotection 46: 40–60.

Mushobozi W, Grzywacz D, Moscardi F, Wilson K (2006) The African Armyworm *Spodoptera exempta* nucleopolyhedrovirus (NPV) production and application manual. Accessed from http://www.fao.org/ docs/eims/upload/agrotech/1915/R8408-Appendix-4.pdf

Negrisoli AS, Garcia MS, Negrisoli CRCB (2010a) Compatibility of entomopathogenic nematodes (Nematoda: Rhabditida) with registered insecticides for *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) under laboratory conditions. Crop Protection 29: 545-549.

Negrisoli AS, Garcia MS, Negrisoli CRCB, Bernardi D, da Silva A (2010b) Efficacy of entomopathogenic nematodes (Nematoda: Rhabditida) and insecticide mixtures to control *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) in corn. Crop Protection 29: 677-683.

Ogendo JO, Deng AL, Omollo EO, Matasyoh JC, Tuey RK, Khan ZR (2013) Management of stem borers using selected botanical pesticides in a maize-bean cropping system. Egerton Journal of Science & Technology 13: 21-38.

Paiva CEC (2013) Multiplicação de *Spodoptera frugiperda* multiple nucleopolyhedrovirus (SfMNPV) em lagartas de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). MSc thesis. Universidade Federal de Vicosa, 76p.

Pasini A (1995) Biologia e técnica de criação do predador *Calosoma granulatum* Perty, 1830 (Coleoptera: Carabidae), em *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae), lagarta-da-soja. Piracicaba: ESALQ, 66p.

Pasini A, Parra JR, Lopes JM (2007) Artificial diet for rearing *Doru luteipes* (Scudder)(Dermaptera: Forficulidae), a predator of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (JE Smith)(Lepidoptera: Noctuidae). Neotropical Entomology 36: 308-311.

Polanczyk RA, Silva RFPD, Fiuza LM (2000) Effectiveness of *Bacillus thuringiensis* strains against *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). Brazilian Journal of Microbiology 31: 164-166.

Pomari AF, Bueno AF, Bueno RCOF, Menezes AO Jr (2013) *Telenomus remus* Nixon egg parasitization of three species of *Spodoptera* under different temperatures. Neotropical Entomology 42: 399-406.

Ramos-López MA, Pérez S, Rodríguez-Hernández GC, Guevara-Fefer P, Zavala-Sanchez MA (2010) Activity of *Ricinus communis* (Euphorbiaceae) against *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). African Journal of Biotechnology 9: 1359-1365.

Reis LL, Oliveira LJ, Cruz I (1988) Biologia e Potencial de *Doru luteipes* no Controle de *Spodoptera frugiperda*. Pesquisa Agropecuária Brasileira 23: 333-342.

Rezende MAA, Cruz I, Della Lucia TMC (1994) Consumo foliar de milho e desenvolvimento de lagartas de *Spodoptera frugiperda* (Smith) parasitadas por *Chelonus insularis* (Cresson) (Hymenoptera: Braconidae). Anais da Sociedade Entomológica do Brasil 23: 473-478.

Rezende MAA, Cruz I, Della Lucia TMC (1995a) Aspectos biológicos do parasitoide *Chelonus insularis* (Cresson) (Hymenoptera, Braconidae) criados em ovos de *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera, Noctuidae). Revista Brasileira de Zoologia 12: 779-784.

Rezende MAA, Della Lucia TMC, Cruz I (1995b) Comportamento de lagartas de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) parasitadas por *Chelonus insularis* (Hymenoptera, Braconidae) sobre plantas de milho. Revista Brasileira de Entomologia 39: 675-681.

Shapiro-Ilan DI, Gouge DH, Piggott SJ, Fife JP (2006) Application technology and environmental considerations for use of entomopathogenic nematodes in biological control. Biological Control 38: 124- 133.

Silva RB, Cruz I *et al.* (2010) Parasitismo de *Winthemia trinitatis* Thompson (Diptera: Tachinidae) sobre lagartas de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). Empresa Brasileir DE Pesquise Agropecuaria.

Silva SMB, Silva-Werneck JO, Falcão R, Gomes AC, Fragoso RR, Quezado MT, Neto OBO *et al*. (2004) Characterization of novel Brazilian *Bacillus thuringiensis* strains active against *Spodoptera frugiperda* and other insect pests. Journal of Applied Entomology 128: 102-107.

Soul-kifouly GM, Affognon HD, Macharia I, Ong'amo G, Abonyo E, Ogola G, De Groote H, LeRu B (2016) Assessing the long-term welfare effects of the biological control of cereal stemborer pests in East and Southern Africa: Evidence from Kenya, Mozambique and Zambia. Agriculture, Ecosystems & Environment 230: 10-23.

Stevenson PC, Isman MB, Belmain SR (2017) Pesticidal plants in Africa: a global vision of new biological control products from local uses. Industrial Crops and Products. Published Online: doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.08.034.

Subramanian S, Santharam G, Sathiah N, Kennedy JS, Rabindra RJ (2006) Influence of incubation temperature on productivity and quality of *Spodoptera litura* nucleopolyhedrovirus. Biological Control 37(3): 367-374.

Tamaki G, Weeks RE (1972) Efficiency of three predators, *Geocoris bullatus, Nabis americoferus*, and *Coccinella transversoguttata*, used alone or in combinations against three insect prey species, *Myzus persicae, Ceramica picta*, and *Mamestra configurata*, in a greenhouse study. Environmental Entomology 1: 258-263.

Tavares WS, Cruz I, Petacci F, de Assis Júnior SL, Sousa Freitas S, Zanuncio JC, Serrão JE (2009) Potential use of Asteraceae extracts to control *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) and selectivity to their parasitoids *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) and *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae). Industrial Crops and Products 30: 384-388.

Tavares WS, Costa MA, Cruz I, Silveira RD, Serrão JE, Zanuncio JC (2010) Selective effects of natural and synthetic insecticides on mortality of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) and its predator *Eriopis connexa* (Coleoptera: Coccinellidae). Journal of Environmental Science and Health Part B 45: 557-561.

Valicente FH (1988) Consumo foliar da lagarta do cartucho do milho, *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797) infectada com vírus da granulose ou de poliedrose nuclear. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil 17: 347-357.

Valicente FH, Cruz I (1991) Controle biológico da lagarta-do-cartucho, *Spodoptera frugiperda*, com o Baculovirus. Sete Lagoas: EMBRAPA-CNPMS, 23p. (EMBRAPA-CNPMS. Circular técnica, 15).

Valicente FH, Tuelher ES (2009) Controle biológico da lagarta do cartucho, *Spodoptera frugiperda*, com Baculovirus. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo. 14 p. (Embrapa Milho e Sorgo. Circular técnica, 114).

Valicente FH, Tuelher ES, Barros EC (2010) Processo de formulação do *Baculovirus spodoptera* em pó molhável. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo. 5 p. (Embrapa Milho e Sorgo. Circular Técnica, 156).

van Harten A (1991) Influence of parasitoids on the mortality of pests in vegetable cultivation in Cape Verde. Journal of Applied Entomology 111: 521-525.

Wraight SP, Ramos ME, Avery PB., Jaronski ST, Vandenberg JD (2010) Comparative virulence of *Beauveria bassiana* isolates against lepidopteran pests of vegetable crops. Journal of Invertebrate Pathology 103: 186-199.

Capítulo 6

All N (1988) Fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) infestations in no-tillage cropping systems. The Florida Entomologist 71: 268-272.

Altieri MA, Nicholls CI (2003) Soil fertility management and insect pests: Harmonizing soil and plant health in agroecosystems. Soil and Tillage Research 72: 203-211.

Altieri MA, Funes-Monzote FR, Petersen P (2012) Agroecologically efficient agricultural systems for smallholder farmers: contributions to food sovereignty. Agronomy for Sustainable Development 32: 1-13.

Bugg RL, Wäckers FL, Brunson KE, Dutcher JD, Phatak SC (1991) Cool-season cover crops relay intercropped with cantaloupe: influence on a generalist predator, *Geocoris punctipes* (HelPMtera: Lygaeidae). Journal of Economic Entomology 84: 408-416.

Chapin FS (1991) Integrated responses of plants to stress. BioScience 41: 29-36.

Coolman RM, Hoyt GD (1993) Increasing sustainability by intercropping. HortTechnology 3: 309-312.

Gebre-Amlak A, Sigvald R, Pettersson J (1989) The relationship between sowing date, infestation and damage by the maize stalk borer, *Busseola fusca* (Noctuidae), on maize in Awassa, Ethiopia. Tropical Pest Management 35: 143-145.

Hay-Roe MM, Meagher RL, Nagoshi RN, Newman Y (2016) Distributional patterns of fall armyworm parasitoids in a corn field and a pasture field in Florida. Biological Control 96: 46-56.

Hoballah ME, Degen T, Bergvinson D, Savidan A, Tamò C, Turlings TCJ (2004) Occurrence and direct control potential of parasitoids and predators of the fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) on maize in the subtropical lowlands of Mexico. Forest Entomology 6(1): 83-88.

Khan ZR, Midega CAO, Bruce TJA, Hooper AM, Pickett JA (2010) Exploiting phytochemicals for developing a 'push–pull' crop protection strategy for cereal farmers in Africa. Journal of Experimental Botany 61: 4185–4196.

Landis DA, Wratten SD, Gurr GM (2000) Habitat management to conserve natural enemies of arthropod pests in agriculture. Annual Review of Entomology 45(1): 175-201.

Liu X, Chen M, Collins HL, Onstad DW, Roush RT, Zhang Q, Earle ED, Shelton AM (2014) Natural enemies delay insect resistance to Bt Crops. PLoS ONE 9(3): e90366. doi:10.1371/journal.pone.0090366

Marino PC, Landis DA (1996) Effect of landscape structure on parasitoid diversity and parasitism in agroecosystems. Ecological Applications 6:276-284.

Martin EA, Seo B, Park CR, Reineking B, Steffan-Dewenter I (2016) Scale-dependent effects of landscape composition and configuration on natural enemy diversity, crop herbivory, and yields. Ecological Applications 26(2): 448-462.

Meagher RL, Nagoshi RN, Stuhl CS, Mitchell ER (2004) Larval development of fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) on different cover crop plants. Florida Entomologist 87: 454-460.

Meagher RL, Nuessly GS, Nagoshi RN, Hay-Roe MM (2016) Parasitoids attacking fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) in sweet corn habitats. Biological Control 95: 66-72.

Midega CAO, Pittchar J, Pickett JA, Hailu G, Khan ZR (2018) A climate-adapted push-pull system effectively controls fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith), in maize in East Africa. Crop Protection 105: 10-15.

Morales H, Perfecto I, Ferguson B (2001) Traditional fertilization and its effect on corn insect populations in the Guatemalan highlands. Agric. Ecosyst. Environ. 84: 145–155.

Pichersky E, Gershenzon J (2002) The formation and function of plant volatiles: perfumes for pollinator attraction and defense. Current Opinion in Plant Biology 5(3): 237-243.

Pumariño L, Sileshi GW, Gripenberg S, Kaartinen R, Barrios E, Muchane MN, Midega C, Jonsson M (2015) Effects of agroforestry on pest, disease and weed control: A meta-analysis. Basic and Applied Ecology 16: 573-582.

Ratnadass A, Fernandes P, Avelino J, Habib R (2011) Plant species diversity for sustainable management of crop pests and diseases in agroecosystems: a review. Agronomy for Sustainable Development 32: 273-303.

Rivers A, Barbercheck M, Govaerts B, Verhulst N (2016) Conservation agriculture affects arthropod community composition in a rainfed maize-wheat system in central Mexico. Applied Soil Ecology 100: 81-90.

Rossi CE *et al.* (1987) Influência de diferentes adubações em milho sobre *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797) (Lepidóptera: Noctuidade). Ecossistema 12: 88-101. 1987.

Stevenson PC, Kite GC, Lewis GP, Forest F, Nyirenda SP, Belmain SR, Sileshi GW, Veitch NC (2012) Distinct

chemotypes of *Tephrosia vogelii* and implications for their use in pest control and soil enrichment. Phytochemistry 78: 135-146.

Tillman GM, Schomberg H, Phatak S, Mullinix B, Lachnicht S, Timper P, Olson D (2004) Influence of cover crops on insect pests and predators in conservation tillage cotton. Journal of Economic Entomology 97: 1217-1232.

Tscharntke, T, Karp, DS, Chaplin-Kramer, R, Batáry, P, DeClerck, F, Gratton, C Larsen, A (2016). When natural habitat fails to enhance biological pest control–Five hypotheses. Biological Conservation, 204, 449-458.

Van den Berg J, Van Rensburg JBJ (1991) Infestation and injury levels of stem borers in relation to yield potential of grain sorghum. South African Journal of Plant and Soil 8: 127– 131.

Veres A, Petit S, Conord C, Lavigne C (2013) Does landscape composition affect pest abundance and their control by natural enemies? A review. Agriculture, Ecosystems & Environment 166: 110-117.

Wyckhuys KAG, O'Neil RJ (2006) Population dynamics of *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidoptera: Noctuidae) and associated arthropod natural enemies in Honduran subsistence maize. Crop Protection 25: 1180–1190.

Wyckhuys KAG, O'Neil RJ (2007) Influence of extra-field characteristics to abundance of key natural enemies of *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidoptera: Noctuidae) in subsistence maize production. International Journal of Pest Management 53: 89-99.

Wyckhuys KA, O'Neil RJ (2010) Social and ecological facets of pest management in Honduran subsistence agriculture: implications for MIP extension and natural resource management. Environment, Development and Sustainability 12(3): 297-311.

Anexos

Anexo 1. Lista de participantes do "Workshop" para o desenvolvimento do manual de campo de manejo da lagarta do funil do milho para a África (16 a 17 de fatores de 2017; Entebbe, Uganda).

	Nome	Instituição	País
1	Georg Goergen	IITA	Bénin
2	Tchoromi Ghislain Tepa-Yotto	IITA	Bénin
3	Ana-Paula Mendes	USAID	Brasil
4	Ivan Cruz	EMBRAPA	Brasil
5	Abdel Fattah Amer Mabrouk	AU-IAPSC	Cameroun
6	Dave Hodson	CIMMYT	Etiópia
7	Felege Elias	DLCO-EA	Etiópia
8	Dietrich Stephan	Julius-Kühn Institut	Alemanha
9	Jöerg Wennmann	Julius-Kühn Institut	Alemanha
10	Stephan Winter	Leibniz Institute DSMZ	Alemanha
11	Ebenezer Aboagye	NPPO	Ghana
12	Allan Hruska	FAO	Itália
13	B.M. Prasanna	CIMMYT	Quénia
14	David Onyango	CABI	Quénia
15	Emily Kimathi	ICIPE	Quénia
16	Francis Ndeithi	Syngenta	Quénia
17	Hugo De Groote	CIMMYT	Quénia
18	Ivan Rwomushana	ICIPE	Quénia
19	Joseph Kibaki Miano	Bayer	Quénia
20	Lilian Gichuru	AGRA	Quénia
21	Margaret Mulaa	CABI	Quénia
22	Muo Kasina	KALRO	Quénia
23	Nicholas Davis	CIMMYT	Quénia
24	Tracy McCracken	UID	Quénia
25	Vongai Kandiwa	CIMMYT	Quénia
26	Donald Kachigamba	NPPO	Malawi
27	Ernst Neering	NPPO	Pays-Bas
28	Malick Ba	ICRISAT	Nigéria
29	John Abah Obaje	NPPO	Nigéria
30	Johnnie van den Berg	North-West University	África do Sul
31	Abdullahi D. Khalif	FEWS NET	Sudão do Sul
32	Felix Dzvurumi	FAO	Sudão do Sul
33	Francis Nkurunziza	Secours catholiques	Sud Soudan
34	Wilfred Mushobozi	Crop Bioscience Ltd.	Tanzâania
35	Komi Agboka	Université de Lomé	Togo
36	Ambrose Agona	NARO	Uganda
37	Godfrey Asea	NARO	Uganda
38	Anani Bruce	CIMMYT	Quénia
39	Mathew Abang	FAO	Uganda
40	Stephen Byantwale	Ministry of Agriculture, Animal Industry and Fisheries	Uganda
41	Daniel McGrath	Oregon State University	USA
42	Joseph Huesing	USAID	USA
43	Paul Jepson	Oregon State University	USA
44	Regina Eddy	USAID	USA
45	Muniappan Rangaswamy	Virginia Tech	USA
46	Rob Meagher	USDA-ARS	USA
47	Robert Beiriger	Univ. of Florida	USA
48	Yene Belayneh	USAID	USA
49	Isaiah Nthenga	Zambia Agricultural Research Institute	Zâmbia
50	Christian Thierfelder	CIMMYT	Zimbábue
51	Joyce Mulila-Mitti	FAO	Zimbábue
52	Peter Chinwada	Université du Zimbabwe	Zimbábue

Anexo 2. Lista de participantes do workshop regional de treinamento e sensibilizacao sobre o manejo da lagarta do funil do milho em África austral (30 de outubro a 1º de Novembro de 2017; Harare, Zimbábue).

	Nome	Instituição	País
1	Georg Goergen	IITA	Bénin
2	Kuate Sebua	MoA	Botswana
3	Tamuka Magadzire	FEWS NET	Botswana
4	Ivan Rwomushana	CABI	Quénia
5	Margaret Mulaa	CABI	Quénia
6	B.M. Prasanna	CIMMYT	Quénia
7	Nicholas Davis	CIMMYT	Quénia
8	Saliou Niassy	ICIPE	Quénia
9	David Wangila	Monsanto	Quénia
10	Francis Ndeithi	Syngenta	Quénia
11	Anderson Chikomola	MoA, Irrigation, & Water Development	Malawi
12	George Lungu	MoA, Irrigation, & Water Development	Malawi
13	Tonny Harris H. Maulana	MoA, Irrigation, & Water Development	Malawi
14	Samuel Njoroge	ICRISAT	Malawi
15	George Vilili	USAID Ag Div Project	Malawi
16	Fenton Sands	USAID Malawi	Malawi
17	Martin Banda	USAID Malawi	Malawi
18	Aderito Lazaro	MoA	Moçambique
19	Antonia Vaz Tombolane	MoA	Moçambique
20	Domingos Cugala	Eduardo Mondlane University	Moçambique
21	Moses Muchayaya	Comercializacao Agency	Moçambique
22	Alfredo Novela	Programme alimentaire mondial	Moçambique
23	Ravi Moustache	Agence nationale de biosécurité	Seychelles
24	Jan Van Vuuren	Bayer	África do Sul
25	Bellah Mpofu	Feed the Future Southern Africa Seed Trade Project	África do Sul
26	Patricia Rwasoka-Masanganise	USAID Southern Africa	África do Sul
27	Takele Tassew	USAID Southern Africa	África do Sul
28	Tomas Rojas	USAID Southern Africa	África do Sul
29	Jeromy McKim	USDA APHIS Southern Africa	África do Sul
30	Marius Boshoff	Villa Crop Protection	África do Sul
31	Barry Pittendrigh	Michigan State University	USA
32	Julia Bello-Bravo	Michigan State University	USA
33	Dan McGrath	Oregon State University	USA
34	Paul Jepson	Oregon State University	USA
35	Joseph Huesing	USAID	USA
36	Regina Eddy	USAID	USA
37	Sabeen Dhanani	USAID	USA
38	Rob Meagher	USDA-ARS	USA
39	Simasiku Nyambe	Disaster Management and Mitigation Unit	Zâmbia
40	Anthony Chapoto	Indaba Agricultural Policy Research Institute	Zâmbia
41	Christabel Chengo-Chabwela	IIndaba Agricultural Policy Research Institute	Zâmbia
42	Shadreck Mwale	MoA	Zâmbia
43	Harry Ngoma	USAID	Zâmbia
44	Gilson Chipabika	Zâmbia Agriculture	Zâmbia
45	Tinomuonga Hove	ActionAid	Zimbábue
46	Rob Fisher	AgDevCo	Zimbábue
47	Augustin Musomera	CARE	Zimbábue
48	Tafadzwa Moliba	Christian Aid	Zimbábue
49	Christian Thierfelder	CIMMYT	Zimbábue
50	Cosmos Magorokosho	CIMMYT	Zimbábue
51	Taswell Chivere	CNFA	Zimbábue
52	Khumalo Ncomulwazi	DCA	Zimbábue
53	Fortune Sangweni	DR & SS	Zimbábue
54	Josephine Ngorima	DR & SS	Zimbábue
55	Providence Mugari	DR & SS	Zimbábue
56	Richard Rwafa	DR & SS	Zimbábue
57	Tafadzwa Makanza	DR & SS	Zimbábue
58	Kudzai Mutowo	Environmental Management Agency	Zimbábue
59	Mark Benzon	Fintrac	Zimbábue
60	Meynard Chirima	Fintrac	Zimbábue
61	Conrad Murendo	ICRISAT	Zimbábue
62	Kennedy Mukonyora	IRC	Zimbábue
63	Prisca Myagweta	LEAD Trust	Zimbábue
64	Scarlet Chamambo	Plan International	Zimbábue
65	Peter Chinwada	University of Zimbabwe	Zimbábue
66	Adam Silagyi	USAID Zimbabwe	Zimbábue
67	Herold Ngwenya	WHH	Zimbábue
68	Abraham Muzulu	World Vision Zimbabwe	Zimbábue
69	Lilian Zheke	World Vision Enterprise Zimbabwe	Zimbábue

Apêndice 3. Lista de participantes do workshop regional de Geração de treinamento e consciencialização sobre o manejo da lagarta do cartucho do milho em África oriental (13 a 15 de Novembro de 2017; Capital Hotel, Addis Abeba, Etiópia).

	Nome	Instituição	País
1	Georg Goergen	IITA	Benin
2	Alexis Mpaweninmana	Institut des Sciences Agronomiques du Burundi (ISABU)	Burundi
3	Eustache Cimpaye	National Plant Protection Departement	Burundi
4	Longin Nzeyimana	Réseau Burundi 2000	Burundi
5	Leif Davenport	USAID/Burundi	Burundi
6	Adefris Teklewold	CIMMYT	Etiópia
7	Aklilework Bekele	CIMMYT	Etiópia
8	Bekele Abeyo	CIMMYT	Etiópia
9	Dagne Wegary	CIMMYT	Etiópia
10	David Hodson	CIMMYT	Etiópia
11	Birhanu Sisay	EIAR	Etiópia
12	Eshetu Derso	EIAR	Etiópia
13	Girma Demissie	EIAR	Etiópia
14	Yared Gebremeden	Ethiopian Press Agency	Etiópia
15	Bateno Kabeto	FAO	Etiópia
16	Amenti Chali	Fintrac	Etiópia
17	Habtamu Tsegaye	Fintrac, FtF Ethiopia Value Chain Activity	Etiópia
18	Tadele Tefera	ICIPE	Etiópia
19	Abraham Mulatu	Ministère de l'Agriculture et des Ressources naturelles	Etiópia
20	Heyru Hussein	Ministère de l'Agriculture et des Ressources naturelles	Etiópia
21	Woldehawariat Assefa	Ministère de l'Agriculture et des Ressources naturelles	Etiópia
22	Jemal Abdurahman	Monsanto	Etiópia
23	Faith Bartz Tarr	USAID	Etiópia
24	Getinet Ameha	USAID/Éthiopie	Etiópia
25	Josephine Olual	Africa Lead	Quénia
26	Thomas Wallace	Africa Lead	Quénia
27	Joseph Kibaki Miano	Bayer	Quénia
28	B.M. Prasanna	CIMMYT	Quénia
29	Nick Davis	CIMMYT	Quénia
30	Zachary Kinyua	KALRO	Quénia
31	George Odingo	KAVES	Quénia
32	Hellen Heya	KEPHIS	Quénia
33	Josephine Simiyu Wetungu	Ministry of Agriculture	Quénia
34	David Wangila	Monsanto	Quénia
35	Daniel Omondi	One Acre Fund	Quénia
36	Francis Ndeithi	Syngenta	Quénia
37	Kennedy Onchuru	USAID	Quénia
38	Adam Norikane	USAID East Africa	Quénia
39	Samson Okumu	USAID/Kenya	Quénia
40	Landouard Semukera	FtF Hinga Weze Activity	Rwanda
41	Nicolas Uwitonze	FtF Hinga Weze Activity	Rwanda
42	Cecile Kagoyire	Rwanda Agricultural Board	Rwanda
43	Leon Hakizamungu	Rwanda Agricultural Board	Rwanda
44	Abdulhakim Ahmed Guled	GEEL	Somalia
45	Mohamed Abdillahi	USAID Somalia	Somalia
46	Girma Deressa Yadete	Catholic Relief Services	África do Sul
47	Kudzayi Mazumba	World Food Program	África do Sul
48	John Waswa	World Vision	África do Sul
49	Ayoub Francis Nchimbi	Ministry of Agriculture-Plant Health Services	Tanzânia
50	Juma Mwinyimkuu	Ministry of Agriculture-Plant Health Services	Tanzânia
51	Maneno Chidege	MoA-Institut de recherche tropicale sur les pesticides	Tanzânia
52	Tracy McCracken	USAID East Africa	Tanzânia
53	Filbert Mzee	USAID/NAFAKA Activity	Tanzânia
54	Elizabeth Maeda	USAID/Tanzania	Tanzânia
55	Léna Durocher-Granger	CABI	Royaume-Uni
56	Barry Pittendrigh	Michigan State University	USA
57	Julia Bello-Bravo	Michigan State University	USA
58	Paul Jepson	Oregon State University	USA
59	Joseph Huesing	USAID	USA
60	Regina Eddy	USAID BFS	USA
61	Christian Thierfelder	CIMMYT	Zimbábue
62	Dan McGrath	Oregon State University	Zimbábue
63	Peter Chinwada	University of Zimbabwe	Zimbábue

Notas

FEED THE FUTURE
The U.S. Government's Global Hunger & Food Security Initiative

CIMMYT MR
International Maize and Wheat Improvement Center

USAID
FROM THE AMERICAN PEOPLE

CGIAR
RESEARCH PROGRAM ON Maize

em colaboração com parceiros internacionais e nacionais de pesquisa e desenvolvimento

Para mais informações entre em contacto:

Sede CIMMYT

Apdo. Postal 6-641 CDMX, México 06600
Email: cimmyt@cgiar.org
www.cimmyt.org

Lagarta do funil do milho em África: um guia para o manejo integrado de pragas | Primeira edição