

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

Fitossanidade na Amazônia: inovações tecnológicas

Luiz Sebastião Poltronieri
Jaqueline Rosemeire Verzignassi

Editores Técnicos

Embrapa Amazônia Oriental
Belém, PA
2007

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

Embrapa Amazônia Oriental

Trav. Dr. Enéas Pinheiro , s/n
Caixa Postal 48
CEP 66095-100 - Belém, PA
Fone: (91) 3204-1044
Fax: (91) 3276-9845
www.embrapa.br
E-mail (sac): sac@cpatu.embrapa.br

Apoio:

Agência de Defesa Agropecuária do Estado do Pará (Adepará)
Alumínio Brasileiro S/A (Albrás)
Agroindústria Palmasa S/A
Agropalma
Sococo
Associação Nacional de Defesa Vegetal (ANDEF)
Bayer CropScience
Secretaria Executiva de Agricultura do Estado do Pará (Sagri)
Superintendência Federal de Agricultura (SFA/MAPA)
Dinagro
Federação de Agricultura do Estado do Pará (Faepa)
Serviço Nacional de Aprendizagem Rural (Senar-AR/PA)
Secretaria Executiva de Ciência, Tecnologia e Meio Ambiente do Estado do Pará (Sectam)

Supervisão editorial

Regina Alves Rodrigues

Supervisão gráfica

Guilherme Leopoldo da Costa Fernandes

Normalização bibliográfica

Célia Maria Lopes Pereira
Regina Alves Rodrigues

Editoração eletrônica

Euclides Pereira dos Santos Filho

Projeto gráfico

Euclides Pereira dos Santos Filho

Capa

Genildo O. Mota

1ª edição

1ª impressão (2007): 100 exemplares

As revisões técnica, ortográfica e de digitação de cada capítulo são de responsabilidade de seu (s) respectivo (s) autor (es)

Todos os direitos reservados.

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

Fitossanidade na Amazônia: inovações tecnológicas / editores técnicos, Luiz Sebastião Poltronieri e Jaqueline Rosimeire Verzignassi. - Belém, PA: Embrapa Amazônia Oriental, 2007.

425p. : il. ; 25,5 cm

ISBN: 978-85 87 690-685

1. Planta cultivada - Doença - Amazônia - Brasil.
2. Planta cultivada - Praga - Amazônia - Brasil. I. Poltronieri, L.S., editor. II. Verzignassi, J.R. editor.

CDD: 632

© Embrapa 2007

Situação Atual da Sigatoka-negra no Brasil

Luadir Gasparotto; José Clério Rezende Pereira; Rogério Eiji Hanada

Introdução

A bananeira é cultivada em todos os estados do Brasil, ocupando uma área de 520 mil hectares e uma produção estimada de 6,8 milhões de toneladas. A baixa produtividade está relacionada ao sistema de cultivo de subsistência adotado. Os estados de São Paulo, Bahia, Pará, Santa Catarina, Minas Gerais, Pernambuco, Ceará, Paraíba e Rio de Janeiro são os maiores produtores (FLO-RI et al. 2004). Nesses estados existem bananais altamente produtivos, onde as atividades são desenvolvidas em nível empresarial. Nas Regiões Norte e Nordeste do Brasil a banana é consumida como alimento básico, assumindo a mesma importância que tem na África e nos países pobres da Ásia, América Latina e Caribe.

A banana é a segunda fruta mais consumida no Brasil, cujo consumo per capita está em torno de 25 kg/ano. Constitui parte importante da renda dos pequenos produtores e da alimentação da população mais carente, principalmente do meio rural, sendo de grande importância para a fixação do homem no campo e para a geração de emprego rural, especialmente para os produtores com menor acesso à tecnologia. Apesar disso, não tem acompanhado o mesmo ritmo de expansão da fruticultura de exportação. Na grande maioria dos bananais, o manejo adotado, sob todos os aspectos, é inadequado, refletindo baixa produtividade, em torno de 10 a 12 t/ha.

Além dessas limitações, um dos grandes problemas é a incidência de pragas e doenças altamente devastadoras. Entre as pragas, podemos citar o moleque-da-bananeira (*Cosmopolites sordidus* (Germ.) (Coleoptera:Curculionidae)), que ocorre em todo o País, e a broca-gigante (*Castnia licus* (Lepidoptera: Castiniidae)), sério problema na Região Norte. Entre as doenças, destacam-se o mal-do-panamá (*Fusarium oxysporum* f sp. *cubense* (E.F.Smith) Sn. & Hansen), o moko (*Ralstonia solanacearum* (Smith) Yabuuchi et al.), a sigatoka-amarela (*Mycosphaerella musicola* Leach ex. Mulder) e a sigatoka-negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet).

O mal-do-panamá dizimou, em todo o País, os plantios de banana da cultivar Maçã. O moko tem causado altos prejuízos nos bananais das várzeas dos rios amazônicos e constitui doença quarentenária para as demais regiões, exceto Sergipe, onde é relatada a sua ocorrência. A sigatoka-amarela, apesar de não destruir os plantios como

as demais doenças, onera os custos de produção nas regiões que atendem os mercados mais exigentes e reduz drasticamente a produção nas demais regiões onde não se adota o controle químico.

No Brasil, a sigatoka-negra foi identificada em fevereiro de 1998 nos municípios de Tabatinga e Benjamim Constant (Estado do Amazonas), fronteira do Brasil com a Colômbia e Peru (PEREIRA et al. 1998). Encontra-se disseminada nos estados das regiões Norte, Sul, Sudeste e Centro-Oeste, exceto Tocantins, Goiás, Rio de Janeiro, Espírito Santo e em áreas livres no Sul do Pará e Norte de Minas Gerais.

Em todas as regiões do mundo onde ocorre, a sigatoka-negra constitui-se no principal fator de queda na produtividade dos bananais e dos plátanos, com redução de até 100% na produção, a partir do primeiro ciclo de cultivo. A doença, quando comparada com a sigatoka-amarela, é extremamente destrutiva, pois provoca a morte prematura das folhas, ataca um número muito maior de cultivares de bananeiras e, nas regiões quentes e úmidas, como na Amazônia sempre úmida exige 52 pulverizações por ano com fungicidas protetores ou 26 com sistêmicos para seu efetivo controle. Na Costa Rica são necessárias até 56 pulverizações anuais.

O impacto da sigatoka-negra tem sido mais crítico na produção dos plátanos, pois os produtores destes normalmente praticam agricultura de subsistência e não dispõem de recursos e tecnologias necessários para controlar a doença.

No Amazonas, cerca de um ano após a constatação da doença, nos plantios estabelecidos com cultivares suscetíveis, como Prata, Maçã, Nanica, Prata Graúda ou Prata Apodi e o plátano D'Angola, as perdas na produção atingiram 100% e em pouco tempo os plantios foram abandonados. Cavalcante et al. (2004) diagnosticando o impacto da sigatoka-negra na bananicultura do Estado do Acre, constataram que, no período de 2000/2001, houve uma redução da 42% na produção total do estado e de 47% no valor da produção de 2001. No Município de Caroebe, no Estado de Roraima, a incidência da sigatoka-negra nas cultivares Pacovan, Prata Comum e Maçã causou cerca de 75% de redução no peso dos cachos.

Sintomas

Em bananeiras, os sintomas, inicialmente, são observados na face abaxial, predominantemente na extremidade do limbo do lado esquerdo das folhas um ou dois, por meio de pontuações claras ou áreas despigmentadas. Estas pontuações transformam-se em estrias (semelhantes aos cílios das pálpebras oculares) de coloração marrom-clara, com 2 a 3 mm de comprimento. Com o progresso da doença (Fig. 1), as estrias expandem-se radial e longitudinalmente, ainda com coloração marrom-clara, e já podem se visualizadas também na face adaxial. A partir desse estágio, as estrias somente expandem-se radialmente e adquirem coloração marrom-escuro na face abaxial, assumin-

do o formato de manchas irregulares. Estas adquirem coloração negra e coalescem, dando ao limbo foliar uma coloração próxima à negra, o que caracteriza a doença. Nos estádios mais avançados das manchas negras, inicia-se o processo de morte prematura de todo o limbo foliar, a partir das bordas.



Fig. 1. Diferentes aspectos do progresso dos sintomas da sigatoka-negra (*Mycosphaerella fijiensis*) em folhas de bananeira.

Após o início da morte do limbo foliar nas regiões com coloração cinza-palha, podem ser visualizadas, na face adaxial, pontuações escuras representadas pelos peritécios correspondendo à fase sexuada do patógeno. A partir do estágio de manchas de coloração marrom-escuro, pode-se observar, próximo à nervura principal elevado número de lesões ou manchas, caracterizando a agressividade da doença quando comparada à sigatoka-amarela.

Pelo fato de a bananeira não emitir novas folhas após o florescimento, a doença torna-se extremamente severa após a emissão do cacho, com reflexos na produtividade da planta. Cerca de 40 dias após o florescimento, as plantas encontram-se com as folhas totalmente destruídas; os frutos não se desenvolvem, ficam pequenos, com maturação precoce e sem uniformidade.

Na *Heliconia psittacorum* e *H. hirsuta*, os sintomas (Fig. 2) iniciais são pontos cloróticos na face abaxial, mais facilmente perceptíveis, quando o limbo foliar é colocado contra a luz. Posteriormente, ocorre expansão dos pontos cloróticos dando origem a lesões ligeiramente arredondadas de coloração amarela na face adaxial e creme na face abaxial. Neste estágio, as lesões são mais facilmente visualizadas na face abaxial. As lesões crescem radialmente, adquirindo coloração marrom-clara com bordos proeminentes de coloração amarela na face abaxial e amarelo-clara na face adaxial. Em seguida, na face abaxial, as lesões adquirem em toda sua extensão a coloração marrom, com subsequente redução do halo amarelo. Na mesma área correspondente, na face adaxial, forma-se uma lesão de coloração amarela mais intensa. A partir deste estágio, as lesões expandem radial e longitudinalmente, adquirindo a coloração marrom-escura na face abaxial e centro marrom-claro com halo proeminente na face adaxial. Em seguida, as lesões de coloração marrom-escura, de formato ligeiramente elíptico, podem coalescer, e o limbo torna-se marrom na face abaxial e clorótico em toda sua extensão na face adaxial por causa da coalescência de lesões com halo amarelo proeminente. Com o progresso, as lesões na face adaxial tornam-se marrom-claras. Então, inicia-se o amarelecimento do limbo foliar no sentido do ápice para a base. A face abaxial torna-se marrom a partir do ápice e a face adaxial adquire tonalidade amarelo intenso. Mesmo nos estádios finais da doença não ocorre necrose do limbo foliar na área das lesões, e as lesões de coloração marrom-escura apresentam-se com formato alongado do tipo elipse. A senescência não ocorre de forma individualizada na área correspondente à lesão, mas em todo o limbo foliar, que se torna desidratado. Finalmente, todo o limbo adquire, na face abaxial, coloração palha (cinza com manchas castanhas marrom-acinzentadas) e, na face adaxial, marrom-clara em toda extensão do limbo.

Epidemiologia

A sigatoka-negra pode se estabelecer em todas regiões onde se cultivam plátanos e bananas, especialmente em regiões quentes e úmidas, com temperatura média entre 25 e 28°C. Áreas com período seco prolongado e com pouca formação de orvalho durante à noite são menos favoráveis ao desenvolvimento da doença, mesmo sob condições de temperatura favoráveis (VARGAS, 1996). Segundo Jacome e Schuh (1992), as condições predisponentes à sigatoka-negra ocorrem em temperaturas superiores a 21°C, umidade relativa alta e período chuvoso prolongado.

Fotos: Luis Gasparotto



Fig. 2. Manchas em folhas de *Heliconia psittacorum* causadas por *Mycosphaerella fijiensis*.

A duração do ciclo de vida do patógeno é influenciada pelas condições climáticas e suscetibilidade do hospedeiro. Na cultivar Prata Graúda ou Prata Apodi ou SH 3640, nas condições de Manaus, os primeiros sintomas podem ser observados na folha dois, cerca de 20 dias após o início de abertura da vela (PEREIRA; GASPAROTTO, 2001). Dez a 15 dias após, inicia-se a produção de conídios nas lesões sob forma de estrias e mais três a quatro semanas surgem pontuações negras nas áreas necrosadas, constituindo-se os estromas, nos quais estão imersos os peritécios com os ascosporos. Vicente (1998) cita que em Cuba o período de incubação da doença na época seca e fria é de 25 dias e no período quente e úmido é reduzido para 15 a 17 dias.

Os ascosporos são liberados dos peritécios quando o limbo foliar é submetido ao molhamento, com maior abundância cerca de uma hora após o molhamento (VARGAS, 1996). Estudos em condições controladas demonstraram que a liberação de ascosporos é promovida quando folhas com peritécios são umedecidas e que a liberação é intensa quando períodos secos e úmidos são alternados.

Segundo Jacome e Schuh (1993), os conídios e ascósporos são as estruturas de disseminação do *M. fijiensis*. Este produz grande quantidade de esporos, que são dispersos pelo vento. Os ascósporos desenvolvidos em grande quantidade no interior dos peritécios têm sido considerados o principal propágulo de disseminação de *M. fijiensis* em bananais (STOVER, 1980). Burt (2003) avaliando a concentração de conídios e de ascósporos com auxílio de armadilhas, colocadas em diferentes alturas dentro de uma plantação e em uma elevação com 1.000 m de altura a 5 km de distância, capturou esporos em todos locais avaliados, registrando maior concentração no ar no período das 05h30min até às 08h30min da manhã, com redução acentuada a partir desse horário. Em todos locais havia maior concentração de conídios em relação à de ascósporos. Segundo Stover (1980), a dispersão dos ascósporos de pequenas áreas com sigatoka-negra para novas áreas, pelo vento, é muito eficiente, e a distância é superior a 50 km. Calvo e Romero (1998) trabalhando na Costa Rica, constataram que não ocorre variação na concentração de esporos do *M. fijiensis* até 4 km da fonte de inóculo. O estabelecimento de barreiras fitossanitárias e de medidas legislativas impedindo a saída de material de banana para regiões livres da doença não são suficientes para evitar a disseminação do patógeno, mesmo a grandes distâncias ou quando existem barreiras naturais.

Apesar de o vento ser considerado o principal meio de disseminação dos esporos do fungo, as mudas doentes e as folhas infectadas que são colocadas entre os cachos para evitar o ferimento dos frutos durante o transporte também constituem um meio eficiente e rápido para a disseminação a longas distâncias. Jones (1990) considera que a importância dos ascósporos na disseminação do patógeno a longas distâncias tem sido superestimada e que o principal meio de disseminação é o transporte de mudas infectadas e folhas enfermas. Hanada et al. (2002) estudando a sobrevivência de conídios de *M. fijiensis* em diferentes materiais, constataram que os esporos sobrevivem por até 60 dias aderidos às folhas de bananeira e nos tecidos de algodão das roupas dos operários; até 30 dias em pedaços de papelão, madeira e plástico, usados na confecção de caixas para embalagem dos frutos; até 10 dias em pedaços de ferro; e na casca dos frutos, até o seu apodrecimento. Na casca de frutos verdes da cultivar Prata Anã, colhidos em um bananal com alta severidade da sigatoka-negra, foram encontrados até 11 mil conídios aderidos em cada fruto. Esses dados indicam que os próprios frutos, embalagens e veículos que transitam nos bananais afetados, além dos próprios operários, podem disseminar o patógeno a longas distâncias.

Uma das principais causas que limitam uma maior eficiência no controle da sigatoka-negra é a falta de conhecimento detalhado da epidemiologia da doença, especialmente em relação ao modelo de distribuição espacial e temporal da doença.

Na avaliação do progresso da sigatoka-negra no plátano cultivar D'Angola, durante dois anos, em Manaus, AM, verificou-se que, durante o ano todo, as condições climáticas são extremamente favoráveis e a doença altamente agressiva, tendo as plantas, em todo o ano, apresentado no máximo seis a sete folhas. Nessas circunstâncias, o programa de controle químico deve ser ininterrupto, o que é inviável economicamente, especialmente para os médios e pequenos produtores.

Em regiões ou países onde existem períodos secos e chuvosos definidos, como no México (OROZCO; MURPHY, 1998), República Dominicana (CÉSPEDES; SUÁREZ, 2003), Taiwan (CHUANG; JEGER, 1987) e algumas partes da Costa Rica (OLGUIM, 1998), tem-se registrado que a severidade da doença é alta nos períodos com maior umidade e reduzida nos períodos mais secos. Para se conhecer o comportamento da sigatoka-negra nas diversas regiões, onde se cultivam bananas ou plátanos, especialmente em áreas onde se adota o controle químico, como as Regiões Sudeste e Sul do Brasil, é imprescindível avaliar o progresso da doença durante o ano, com a finalidade de estabelecer o início e a paralisação do programa de aplicações de fungicidas, ou seja, definir quando a sigatoka-negra é mais agressiva e causa danos econômicos.

Resistência

O uso de cultivares resistentes é a estratégia ideal, do ponto de vista sócio-econômico, principalmente para regiões onde a bananicultura é caracterizada pelo baixo nível de adoção de tecnologias e com baixo retorno econômico, como grande parte da Amazônia, principalmente a Amazônia Ocidental. É de fácil aplicação, não depende de ações complementares por parte dos bananicultores e não afeta a saúde da população e nem a preservação do meio ambiente.

As cultivares recomendadas são: BRS Prata Caprichosa, BRS Prata Garantida, BRS Japira, BRS Vitória, Caipira, FHIA 01, FHIA 02, FHIA 18, FHIA 20, FHIA 21, Figo Cinza, Ouro, Pacovan Ken, Pelipita, Prata Zulu, Preciosa e Thap maeo. Além dessas cultivares, a BRS Conquista é uma nova cultivar registrada no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento que será lançada em março de 2008. A cultivar BRS Conquista pertence ao subgrupo genômico AAB, foi obtida por mutação natural em população da cultivar Thap Maeo, de porte médio a alto que apresenta resistência à sigatoka-negra, sigatoka-amarela e ao mal-do-panamá. Além da alta produtividade, a nova cultivar apresenta frutos de polpa creme, com bom equilíbrio entre açúcares e ácidos, conferindo-lhes sabor agridoce. Uma das características marcantes dos frutos maduros é seu agradável e proeminente aroma.

Nas Tabelas 1 e 2, são agrupadas, para melhor análise, as reações das cultivares às principais doenças e algumas características fitotécnicas destas.

Controle químico

O uso de fungicidas é a medida mais utilizada no controle da sigatoka-negra em bananais comerciais em todo o mundo. Em razão do custo, só deve ser implementado em bananais nos quais se adotam altos níveis de tecnologias e com retorno econômico. Na Amazônia Ocidental e parte da Oriental, o uso de fungicidas, além de extremamente oneroso, torna-se muito problemático, em face do impacto ambiental, pois a região é rica em mananciais de água e com exuberante biodiversidade, tornando-se econômica e ecologicamente inviável. Associado a isso, as áreas de plantio são pequenas, pois a maioria

dos bananais encontra-se em estruturas familiares, nas quais os agricultores não estão preparados para usar essa tecnologia. Dessa forma, o controle químico da sigatoka-negra está sendo implementado com maior intensidade, principalmente, nos pólos produtores dos estados de São Paulo, Minas Gerais, Santa Catarina, Paraná e Rio Grande do Sul.

Tabela 1. Reação das cultivares às principais doenças da bananeira.

Cultivar	Grupo genômico	Sigatoka-negra	Sigatoka-amarela	Mal-do-panamá	Moko
BRS Conquista	AAB	R	R	R	S
BRS Japira	AAAB	R	AR	R	S
BRS Prata Caprichosa	AAAB	R	AR	R	S
BRS Prata Garantida	AAAB	R	AR	R	S
BRS Vitória	AAAB	R	AR	R	S
Caipira	AAA	AR	AR	R	S
FHIA 01	AAAB	AR	MR	R	S
FHIA 02	AAAA	AR	-	R	S
FHIA 18	AAAB	AR	MS	S	S
FHIA 20	AAAB	AR	AR	R	S
FHIA 21	AAAB	AR	AR	R	S
Figo Cinza	ABB	R	AR	R**	S
Ouro	AA	MR	S	R	S
Pacovan Ken	AAAB	R	AR	R	S
Pelipita	ABB	R	AR	R**	S
Prata Zulu	AAB	AR	AR	S	S
Preciosa	AAAB	R	AR	-	S
Thap Maeo	AAB	R	AR	R	S

*AR = Altamente resistente; R = Resistente; MR = Moderadamente resistente; MS = Moderadamente suscetível; **S = Suscetível à raça 2, registrada na Região Sudeste.

Tabela 2. Características das cultivares de bananeira resistentes ao fungo *Mycosphaella fijiensis*.

Cultivar	Grupo genômico	Classificação de resistência*	Tipo de fruto**	Resistência ao despencamento***	Porte
BRS Conquista	AAB	-	Conquista	Muito Alta	Médio/alto
BRS Japira	AAAB	R/E/MP	Pacovan	Alta ²	Alto
BRS Prata Caprichosa	AAAB	R/E/MP	Prata	Alta ²	Alto
BRS Prata Garantida	AAAB	R/E/MP	Prata	Alta ²	Alto
BRS Vitória	AAAB	R/E/MP	Pacovan	Alta ²	Alto
Caipira	AAA	AR/E/MP	Ouro	Alta	Alto
FHIA 01	AAAB	AR/E/MP	Prata	Baixa ¹	Alto
FHIA 02	AAAA	AR/E/NP	Nanicão	Baixa	Médio/alto
FHIA 03	AABB	MR/E/NP	Figo	Baixa	Médio
FHIA 18	AAAB	AR/G/NP	Prata	Baixa ¹	Médio/alto
FHIA 20	AAAB	AR/NA/NA	Terra	Muito alta ⁴	Médio/alto
FHIA 21	AAAB	AR/NA/NA	Terra	Muito alta ⁴	Médio/alto
Figo Cinza	ABB	R/NA/NA	Figo	Muito alta	Alto
Ouro	AA	MR/E/MP	Ouro	Alta	Médio/alto
Pacovan Ken	AAAB	R/NE/NP	Pacovan	Alta ²	Alto
Pelipita	ABB	R/NA/NA	Figo	Muito alta	Médio/alto
Prata Zulu	AAB	AR/E/MP	-	Muito alta	Alto
Preciosa	AAAB	R/E/NP	Pacovan	Alta ²	Médio/alto
Thap Maeo	AAB	R/E/MP	Maçã	Alta	Alto

*AR= Altamente resistente, R = Resistente, MR=Moderadamente resistente, E = Estável, NE = Não estável, MP=Moderadamente previsível, NP=Não previsível, NA=Não avaliada, **Com relação ao sabor ou formato.

***Em relação às cultivares: ¹Prata-Comum, ²Pacovan, ³Nanicão, ⁴Terra.

Os fungicidas avaliados no Campo Experimental da Embrapa Amazônia Ocidental, em Manaus, AM, que se mostraram eficientes no controle da sigatoka-negra são: Azoxystrobin, Trifloxystrobin, Pyraclostrobin, Flutriafol, Tetraconazole, Tebuconazole, Propiconazole, Difenconazole, Epoxiconazole, Imibenconazole, Tiofanato metílico, Bitteranol, Mancozeb e Clorothalonil e as misturas Azoxystrobin + Propiconazole e Pyraclostrobin + Epoxiconazole (GASPAROTTO et al. 2006).

A aplicação de fungicidas para o controle da sigatoka-negra pode ser por meio da pulverização, com a utilização de aviões e helicópteros; terrestre, com a utilização de pulverizadores tratorizados e atomizadores costais.

Apesar de existirem vários fungicidas eficientes no controle da doença, a grande dificuldade continua na forma de aplicação. A pulverização aérea é onerosa, viável apenas para grandes áreas. Para os pequenos produtores a única forma é a pulverização terrestre, com baixa eficiência, em decorrência da dificuldade de se atingir a vela e as folhas um, dois e três, locais de infecção pelo patógeno. A eficiência desses métodos de aplicação é extremamente influenciada pelas condições climáticas (OROZCO-SANTOS, 1998). Em temperaturas elevadas, há maior evaporação e o óleo mineral utilizado como veículo pode causar fitotoxicidade nas folhas. Em temperaturas baixas pode ocorrer inversão térmica e dificultar a pulverização aérea. Nos horários com ventos superiores a 5 m.s^{-1} há acentuada deriva do produto aplicado.

A escolha do sistema de aplicação depende da área cultivada, da topografia do terreno, do adensamento do estande e do equipamento disponível.

Mais recentemente, Gasparotto et al. (2006) relatam que pesquisas estão sendo desenvolvidas com o objetivo de viabilizar as aplicações de fungicidas por meio da deposição de fungicidas na axila da folha número dois e da sua injeção no pseudocaule da bananeira.

No primeiro caso, consiste em depositar o produto comercial na axila da folha número dois da planta, com auxílio de uma seringa veterinária adaptada. A agulha convencional é substituída pela sonda (agulha mamária com dois furos laterais na extremidade), utilizada para aplicação de medicamentos no úbere das vacas para o controle da mastite. Nessa sonda, acopla-se uma mangueira transparente de látex ou silicone com cerca de 25 cm de comprimento e 3 a 4 mm de diâmetro (Fig. 3A). Na outra extremidade da mangueira acopla-se um cano metálico (conduíte do sistema de freios de veículos pesados), com cerca de 2 m de comprimento e diâmetro semelhante à mangueira, com a outra extremidade do conduíte curvada, semelhante a um cabo de guarda-chuva (Fig. 3B). Na extremidade da seringa apresentada há outra saída com uma mangueira preta ligada a um depósito de um litro, onde se coloca o fungicida, que está preso à cintura do operador (Fig. 3C). A seringa da marca Höpner já é produzida com a mesma saída que acopla ao depósito de fungicida (Fig. 4).

Fotos: Luís Gasparotto



Fig. 3. Detalhes das adaptações na seringa veterinária para deposição de fungicidas na axila da folha: A) Mangueira transparente de látex acoplada à sonda; B) Conduíte acoplado à extremidade da mangueira; C) Depósito de fungicida preso à cintura do operário; D) Vista geral da seringa adaptada; E) Deposição do fungicida na axila da 2a. folha.

Fotos: Luís Gasparotto



Fig. 4. Seringa veterinária da marca Höpfer utilizada para depositar o fungicida diretamente na axila.

Gasparotto et al. (2005) constataram que o flutriafol ou o azoxystrobin aplicados na dose de 0,25 mL/planta, a intervalos de 60 dias, foram eficientes no controle da sigatoka-negra. As aplicações devem ser iniciadas em plantas a partir dos 4 meses de idade e interrompidas quando as plantas emitirem o cacho. Na família, as aplicações devem ser feitas apenas na planta-mãe, já que o fungicida transloca para as plantas filha e neta, protegendo-as. Quando a planta-mãe floresce, obedecendo aos intervalos de 60 dias, as aplicações passam a ser feitas na planta-filha, e, assim, sucessivamente.

Na Fig. 5, é apresentado um bananal da cultivar Prata Anã antes (A) e após (B) a aplicação do fungicida flutriafol na axila. Na mesma figura podem ser observadas plantas das cultivares Prata Anã (C e D), Maçã (E) e D'Angola (F) cujo controle da sigatoka-negra foi feito com a aplicação na axila.



Fotos: Luís Gasparotto

Fig. 5. Bananal da cultivar Prata Anã antes (A) e após (B) a aplicação de fungicida na axila e plantas das cultivares Prata Anã (C e D), Maçã (E) e D'Angola (F).

Vale ressaltar que, para adotar essa técnica em escala comercial, há necessidade de definir quais fungicidas podem ser aplicados na axila das folhas, sem causar fitotoxidez. Até o momento, apenas o flutriafol e o azoxystrobin podem ser usados. Em testes com outros fungicidas, observou-se que o tebuconazole, propiconazole, difenoconazole e o triadimenol, na dosagem de 0,25 mL por planta, nessa forma de aplicação, foram altamente fitotóxicos, causando a queima da vela e morte da gema apical.

A deposição do fungicida na axila da folha possibilita reduzir os custos operacionais e, principalmente, diminuir a introdução de defensivos agrícolas na cadeia trófica, em curto prazo, pois enquanto que na pulverização convencional os intervalos entre aplicações variam de sete a quinze dias, na deposição do fungicida sistêmico na axila da folha o intervalo será de no mínimo 60 dias.

As vantagens dessa técnica em relação à aplicação aérea e/ou terrestre com pulverizadores são: maior eficiência no controle da sigatoka-negra; redução significativa do número de aplicações; fácil acesso aos pequenos produtores; menor contaminação ambiental, pois é colocado diretamente na planta, não havendo problemas de deriva; não há necessidade de veículo (óleo, água) e o operário não fica exposto ao produto, conseqüentemente, reduz drasticamente os problemas de intoxicações.

Com relação à injeção de fungicidas no pseudocaulo da planta, Moreira (2004) injetando o tebuconazole no pseudocaulo da bananeira, aplicado quatro vezes a intervalos de 30 dias, controlou a sigatoka-amarela. A aplicação do fungicida foi feita com o auxílio de seringa veterinária, dotada da sonda utilizada para aplicar medicamentos no úbere das vacas. A sonda foi introduzida no pseudocaulo da planta-mãe, atingindo apenas a 2ª e 3ª bainha viva externa, com inclinação de 45° até a sua base tocar no pseudocaulo. Como a recomendação do tebuconazole é 400 mL do produto comercial/ha, esse volume foi diluído em 5 L de água limpa. Considerando-se que um bananal, em média, tem uma população de 1.500 planta/ha, aplicaram-se 3 mL/planta-mãe. A primeira aplicação foi feita na planta-mãe, entre esta e a planta-filha, a segunda na posição diametralmente oposta à primeira, a terceira em uns dos lados e a quarta no outro lado. Quando a planta-mãe emite o cacho, as aplicações passaram a ser feitas na planta-filha e, assim, sucessivamente. Moreira (2004) conclui que essa tecnologia é viável para o controle da sigatoka-amarela, reduzindo drasticamente os custos das aplicações e a poluição ambiental; dispensa o uso de equipamentos motorizados e/ou aéreos e não depende de mão-de-obra especializada e nem das condições climáticas para ser realizada. Recomendam-se mais pesquisas com perspectivas de utilizá-las no controle da sigatoka-negra.

César et al. (2002) injetando benomil e propiconazole no pseudocaulo da cultivar Pacovan para o controle da sigatoka-amarela, verificaram que os produtos foram eficientes, porém alertam sobre a necessidade de mais estudos para consolidar essa forma de aplicação. Martinez e Yamashiro (1989) injetando o triadimenol e o propiconazole no pseudocaulo da cultivar Nanica para controlar a sigatoka-amarela, consideraram os resultados insatisfatórios a regulares em relação à pulverização com o propiconazole.

Gasparotto et al. (2005) injetando o flutriafol no pseudocaule da cultivar Prata Anã, conseguiram controlar a sigatoka-negra, entretanto algumas plantas apresentaram sintomas de fitotoxidez.

Apesar de este método de aplicação estar sendo usada em escala comercial para o controle da sigatoka-negra nos bananais dos municípios situados no Vale da Ribeira, no Estado de São Paulo, há necessidade urgente de mais pesquisas para comprovar a sua eficiência técnica e econômica.

Referências

BURT, P. J. A. Airborne dispersal of *Mycosphaerella fijiensis*. In: INTERNATIONAL WORKSHOP ON Mycosphaerella LEAF SPOT DISEASES, 2002, San José. **Proceedings...** Montpellier: INIBAP, 2003. p.111-121.

CALVO, C.; ROMERO, R. Evaluación del gradiente de dispersión de la enfermedad de la sigatoka-negra del banano (*Musa AAA*). **CORBANA**, v. 23, n.49, p.51-56, 1998.

CAVALCANTE, M. J. B.; SÁ, C. P.; GOMES, F. C. R.; GONDIM, T. M. S.; CORDEIRO, Z. J. M.; HESSEL, J. L. Distribuição e impacto da sigatoka-negra na bananicultura do Estado do Acre. **Fitopatologia Brasileira**, v.29, n.5, p.544-547, 2004.

CÉSPEDES, C.; SUÁREZ, P. Estudio del desarrollo de la epidemia de sigatoka negra en el cultivo del plátano y su relación con factores climáticos. In: POCASANGRE, L.; ROSALES, F. E.; GUZMÁN, M. (Comp.). **Capacitación e investigación para el manejo integrado de la sigatoka-negra del plátano en América Latina y el Caribe**: Documento II. Informe final. [San Jose, Costa Rica]: INIBAP, 2003. p.251-260.

CEZAR, J. O.; LEITE, J. B. V.; RAMOS, J. V.; PEREIRA, J. L. M.; FRIFE FILHO, G. A. Efeito da aplicação de fungicidas via injeção no controle da sigatoka-amarela (*Mycosphaerella musicola* Leach) na bananeira. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 17., 2002, Belém. **Anais...** Belém, PA: Sociedade Brasileira de Fruticultura: Embrapa Amazônia Oriental, 2002. 1 CD-ROM.

CHUANG, T. Y.; JEGER, M. J. Predicting the rate of development of black sigatoka (*Mycosphaerella fijiensis* var. *difformis*) disease in South Taiwan. **Phytopathology**, v. 77, n.11, p.1542-1547, 1987.

FLORI, J. E.; RESENDE, G. M.; PAIVA, L. E. Produção de bananeira 'Grande Naine' superadensada e irrigada no Vale do São Francisco. **Ciência e Agrotecnologia**, v.28, n.5, p.1060-1065, 2004.

GASPAROTTO, L.; PEREIRA, J. C. R.; HANADA, R. E.; MONTARROYOS, A. V. V. **Sigatoka-negra da bananeira**. Manaus: Embrapa Amazônia Ocidental, 2006. 177p.

GASPAROTTO, L.; PEREIRA, J. C. R.; URBEN, A. F.; HANADA, R. E.; PEREIRA, M. C. N. *Heliconia psittacorum*: hospedeira da *Mycosphaerella fijiensis*, agente causal da sigatoka-negra da bananeira. **Fitopatologia Brasileira**, v. 30, n. 4. p. 456-458, 2005.

GASPAROTTO, L.; SANTOS, A. J. T.; PEREIRA, J. C. R.; PEREIRA, M. C. N. Avaliação de métodos de aplicação de fungicidas no controle da sigatoka-negra da bananeira. **Summa Phytopathologica**, v.31, n.2, p.181-186, 2005.

HANADA, R. E.; GASPAROTTO, L.; PEREIRA, J. C. R. Sobrevivência dos conídios de *Mycosphaerella fijiensis* em diferentes materiais. **Fitopatologia Brasileira**, v.27, n.4, p.408-411, 2002.

JACOME, L. H.; SCHUH, W. Effects of leaf wetness duration and temperature of development of black Sigatoka disease on banana infected by *Mycosphaerella fijiensis* var. *difformis*. **Phytopathology**, v.82, n.5, p.515-520, 1992.

JACOME, L. H.; SCHUH, W. Spore production and artificial inoculation techniques for *Mycosphaerella fijiensis* var. *difformis*. **Tropical Agriculture**, v.70, p.33-38, 1993.

JONES, D. La sigatoka negra en la región del sudeste asiático. **INFOMUSA**, v.4, n.1, p.2-5, 1990.

MARTINEZ, J. A.; YAMASHIRO, T. Novas técnicas de aplicação de defensivos utilizados no controle do patógeno causador da sigatoka-amarela da bananeira. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 10., 1989, Fortaleza, CE. **Anais...Fortaleza:SBF**, 1989. p.41-47

MOREIRA, R. S. Um novo método de executar o controle da sigatoka-amarela. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 18., 2004, Florianópolis, SC. **Anais...Florianópolis: Sociedade Brasileira de Fruticultura**, 2004. 1 CD-ROM.

OLGUIM, F. Epidemiologia de la sigatoka negra. In: CURSO DE MANEJO INTEGRADO DE SIGATOKA NEGRA, 1998, Manzanillo. **Memórias...Manzanillo: SAGAR: INIBAP**, 1998. p.12-20.

OROZCO-SANTOS, M. **Manejo integrado de la Sigatoka negra del plátano**. México, DF: INIFAP, 1998. 96p. (INIFAP. Folheto Técnico, 1).

OROZCO-SANTOS, M.; MURPHY, K. F. B. Importancia de la sigatoka-negra (*Mycosphaerella fijiensis*) del banano en Mexico y objetivos del curso. In: CURSO DE MANEJO INTEGRADO DE SIGATOKA NEGRA, 1998, Manzanillo. **Memórias... Manzanillo: SAGAR: INIBAP**, 1998. p.1-10.

PEREIRA, J. C. R.; GASPAROTTO, L. Sigatoka-negra da bananeira. In: SIMPÓSIO NORTE MINEIRO SOBRE A CULTURA DA BANANEIRA, 1., 2001, Nova Porteirinha, MG. **Anais... Montes Claros, MG: Unimontes**, 2001. p. 102-104.

PEREIRA, J.C.R.; GASPAROTTO, L.; COELHO, A.F.S.; URBEN, A. Ocorrência da Sigatoka Negra no Brasil. **Fitopatologia brasileira**, v.23, p.295, 1998. Resumo.

STOVER, R. H. Sigatoka leaf spots of banana and plantains. **Plant Disease**, v.64, n.8, p.750-756, 1980.

VARGAS, V. M. M. **Prevencion y manejo de la sigatoka negra**. Caldas, Colômbia: ICA, 1996. 30p.

VICENTE, L. P. Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) de bananas y plátanos (*Musa* ssp.) en Cuba. Biología, epidemiología y manejo integrado de la enfermedad. In: SIMPOSIUM INTERNACIONAL SOBRE SIGATOKA NEGRA, 1998, 1. Manzanillo. **Memorias...** Manzanillo: SAGAR: INIBAP, 1998. p.24-52.