

SIGATOKA-NEGRA: SITUAÇÃO ATUAL E AVANÇOS OBTIDOS

Luadir Gasparotto¹, José Clério R. Pereira¹ & Mirza Carla N. Pereira¹

1. INTRODUÇÃO

A bananicultura é uma das atividades agrícolas mais importantes no Brasil, haja vista que a banana é a segunda fruta mais consumida, constituindo parte importante da renda dos pequenos produtores e da alimentação da população mais carente, principalmente no meio rural. A banana é produzida em pequenas propriedades, 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. No Brasil, a cultura ocupa o segundo lugar em volume de frutas produzidas, situando-se próxima aos seis milhões de toneladas anuais, perdendo apenas para a laranja. O consumo per capita nacional está em torno de 25 kg/ano, enquanto que no Estado do Amazonas é de aproximadamente 60 kg/ano.

A Sigatoka-negra é causada pelo fungo *Mycosphaerella fijiensis* Morelet (fase anamórfica: *Paracercospora fijiensis* (Morelet) Deighton). Em todas as regiões do mundo onde ocorre, constitui-se no principal fator de queda na produtividade dos bananais, com reduções de até 100% na produção comercial de bananas do tipo Prata e Nanicao, já a partir do primeiro ciclo de cultivo. A doença, quando comparada com a sigatoka-amarela (*Mycosphaerella musicola* Leach ex. Mulder), 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, exige até 52 pulverizações por ano com fungicidas protetores ou 26 com sistêmicos para seu efetivo controle. Na Costa Rica chegam a fazer até 56 pulverizações anuais.

A maioria das áreas cultivadas com banana no Brasil é explorada por pequenos produtores, onde não se adotam altas tecnologias, tornando-se difícil ou inviável o controle químico tradicional. Desta forma, a sigatoka-negra adquire grande importância social e econômica, conforme relatado por Ventura & Hinz, 2002.

2. DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

A doença foi descrita, pela primeira vez, em 1963, nas Ilhas Fiji, no Pacífico-Sul asiático, tendo se disseminado pelas regiões produtoras do Pacífico, da Ásia e da África. Em 1972 foi detectada na América Latina, em Honduras. Em Costa Rica, foi identificada em 1979 e, em 1981, na Colômbia (Orozco-Santos, 1998). Atualmente está disseminada por toda a América Central. Na América do Sul, ocorre na Colômbia, Venezuela, Peru, Equador e Bolívia. No Brasil, foi constatada no Amazonas, em fevereiro de 1998, nos Municípios de Tabatinga e Benjamin Constant (Pereira et al., 1998). Atualmente, ocorre de forma severa em todos os municípios do Amazonas, na maioria dos municípios do Acre, Rondônia e Amapá e em parte de Roraima, Pará e Mato Grosso.

3. SINTOMAS

Inicialmente são observadas, na face abaxial, pequenas pontuações claras ou áreas despigmentadas. Essas pontuações progridem formando estrias de coloração marrom-clara, que podem atingir 2 a 3 mm de comprimento. Com o progresso, as estrias expandem radial e longitudinalmente e, ainda com coloração marrom-clara, podem ser visualizadas na face adaxial, podendo atingir até 3 cm de comprimento.

Nos estádios finais da doença, as lesões apresentam-se com o centro deprimido e de cor branco-palha. As lesões apresentam um halo interno proeminente marrom-escuro, circundado por um pequeno halo amarelo. No centro das lesões, eventualmente, pode-se visualizar pontuações escuras representadas pelas frutificações do patógeno.

Do ponto de vista didático, o progresso dos sintomas da doença pode ser subdividido em seis estádios:

- 1 - descoloração ou pontos despigmentados na face abaxial;
- 2 - pequenas estrias marrom-claras;
- 3 - expansão radial e longitudinal das estrias, que são visualizadas em ambas as faces da folha;
- 4 - a estria adquire coloração marrom-escuro e formato de mancha;
- 5 - a mancha apresenta um halo de cor escura proeminente, circundado por um pequeno halo amarelo; e
- 6 - as manchas se coalescem e, na face superior do limbo foliar, onde iniciou a colonização dos tecidos, são observadas pontuações negras constituídas pelos estromas com os peritécios da fase sexuada do patógeno.

A partir do estágio de manchas, pode-se observar, próximo à nervura principal, uma alta frequência de infecções (número de lesões por cm² de área foliar), caracterizando a agressividade da doença em relação à sigatoka-

¹ Pesquisadores da **Embrapa Amazônia Ocidental**, caixa postal 319, 69.011-970 Manaus, AM

amarela.

Devido ao fato de a bananeira não mais emitir novas folhas após o florescimento e, portanto, não haver compensação, 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 desuniforme.

Diferenças entre a sigatoka-negra e a sigatoka-amarela:

- Na sigatoka-negra os primeiros sintomas são estrias (semelhantes aos cílios das pálpebras oculares) de coloração marrom-clara que se expandem longitudinalmente e depois radialmente e transformam-se em manchas marrom-escuras a negras de formato irregular, às vezes com halo de coloração amarela. O coalescimento de várias manchas dão ao limbo foliar uma coloração geral próxima à negra, justificando o nome da doença.
- Na sigatoka-amarela as estrias de coloração marrom-escura expandem radialmente dando à lesão um formato elíptico ou piriforme. No local ocorre necrose ou morte do limbo foliar dando origem a lesões necróticas, com o centro deprimido, de coloração palha e halo amarelo proeminente. Portanto, na sigatoka-negra, os sintomas são caracterizados por manchas negras de formato irregular ao passo que na sigatoka-amarela são lesões necróticas de forma elipsoidal e com halo amarelo.
- Outra maneira prática de diferenciar as sigatokas é observar a reação de cultivares de bananeiras. As cultivares do subgrupo Figo com Figo Anão, Figo Cinza, Figo Vermelha, Pelipita, Bluggoe ou banana sapo, e as cultivares do subgrupo Terra, como banana da Terra ou Pacovi, banana D'Angola ou Pacovan, Terrinha, Pacovaçu, Pacova ou Farta Velhaco, apresentam resistência vertical completa à sigatoka-amarela; portanto não exibem nenhuma lesão necrótica nas folhas. Por outro lado, principalmente, com relação aos plátanos Terra ou Pacovi, D'Angola ou Pacovan e Terrinha, a ocorrência de manchas da sigatoka-negra é constante e o coalescimento das manchas induz a morte prematura das folhas.
- Nas regiões onde só ocorre a sigatoka-amarela, os plátanos apresentam 10 a 14 folhas viáveis na época do florescimento. Onde ocorre a sigatoka-negra, apresentam não mais que três a quatro folhas verdes.

4. EPIDEMIOLOGIA

As condições predisponentes à sigatoka-negra ocorrem em temperaturas superiores a 21 °C, temperatura ótima na faixa de 25 °C a 28 °C, umidade relativa alta e período chuvoso prolongado. Os esporos do patógeno causam infecções na vela ou folha bandeira e nas folhas 1, 2 e 3 (Porrás & Pérez, 1997; Jacome & Schuh, 1992, 1991).

A duração do ciclo de vida do patógeno é influenciada pelas condições climáticas e suscetibilidade do hospedeiro. Na cultivar SH 3640, nas condições de Manaus, os primeiros sintomas são observados nas folhas 3 ou 4, cerca de 20 dias após o início de abertura da vela (Pereira et al. 2002). Dez a 15 dias após, inicia 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.

A produção de conídios é mais abundante nos estádios 2, 3 e 4 de desenvolvimento dos sintomas. Estima-se que uma área lesionada de 20 mm² pode produzir 1.200 conídios. Se uma planta, durante o seu ciclo, produz de 30 a 40 m² de área foliar, conclui-se que a produção de conídios em uma área de plantio é incalculável (Vargas, 1996).

A concentração de ascosporos em um bananal com sigatoka-negra pode ser de 10 a 100 vezes superior à produção de conídios. Os ascosporos são produzidos em tecido necrosado e ocorre durante vários meses em folhas mortas até a sua decomposição. Os ascosporos são liberados dos peritécios quando submetidos ao molhamento foliar, com maior abundância cerca de uma hora após o molhamento (Vargas, 1996).

Os conídios e ascosporos do *M. fijiensis* são as estruturas de disseminação do patógeno (Jacome & Schuh, 1993; Gongáles, 1999). Este produz grande quantidade de esporos que são dispersos pelo vento. Os ascosporos desenvolvidos em grande quantidade no interior dos peritécios têm sido considerados o principal propágulo de disseminação de *M. fijiensis* em bananais (Gongáles, 1999; Stover, 1980). Segundo Stover (1980), a dispersão dos ascosporos de pequenas áreas com sigatoka-negra para novas áreas, através do vento, é muito eficiente, e a distância é superior a 50 km. Calvo & 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. Jones (1990) considera que a importância dos ascosporos na disseminação da enfermidade a longas distâncias tem sido superestimada e que o principal meio de disseminação é o transporte de mudas infectadas e folhas enfermas.

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. Além disso, Hanada et al. (2002) relatam que os conídios aderidos nas embalagens (principalmente caixas), nos frutos, nas roupas dos operários e nos veículos que circulam nas áreas com bananais infectados podem ser disseminados para áreas livres da doença. Hanada et al. (2002) determinaram que os conídios de *M. fijiensis* aderidos em folhas de bananeira e tecido de algodão permaneceram viáveis até 60 dias; em papelão, madeira, plástico e pneu, até 30 dias; em frutos até 18 dias e ferro, 10

dias. Constataram, ainda, até 11 mil conídios aderidos em um único fruto da cv. Prata Anã.

Uma das formas de retardar a disseminação de *M. fijiensis* é impedir o transporte de mudas infectadas e o uso das folhas para proteger os frutos de ferimentos durante o transporte e, ao mesmo tempo, utilizar produtos químicos para desinfestação das embalagens e do veículo nas áreas contaminadas antes de saírem em direção às áreas livres da doença (Stover, 1977).

A facilidade de disseminação dos esporos de *M. fijiensis*, associada à longevidade destes, quando aderidos a diferentes materiais, implica em dificuldades no estabelecimento de barreiras efetivas que impeçam sua disseminação para o restante do país. Dessa forma, todos os esforços das autoridades na emissão de portarias e no estabelecimento de barreiras fitossanitárias apenas retardarão a entrada do patógeno em áreas indenes. Vale lembrar que a sigatoka-amarela foi constatada pela primeira vez no Brasil, na Região Amazônica, e se disseminou por todo o país, um indicativo de que a sigatoka-negra também atingirá essas regiões onde a sigatoka-amarela está presente.

5. CONTROLE

Nos municípios onde a doença ainda não ocorre, deve-se observar os princípios de exclusão, ou seja, regulamentar ou proibir o trânsito de materiais botânicos de hospedeiros suscetíveis que possam introduzir o patógeno. Nos locais onde a doença já ocorre, é recomendado o controle genético com o uso de cultivares resistentes ou o controle químico com o uso de fungicidas.

5.1. Cultivares Resistentes

O uso de cultivares resistentes é a estratégia ideal do ponto de vista econômico e de preservação do meio ambiente, 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. As cultivares (Pereira & Gasparotto, 2001) recomendadas para a Amazônia são:

- A Caipira, cujo nome original é Yangambi km 5, oriunda da África Ocidental, introduzida no Brasil pela Embrapa Mandioca e Fruticultura, é uma planta rústica, com pseudocaule verde-amarelo-pálido, com manchas escuras próximas à roseta foliar. As folhas são eretas e estreitas, com margens dos pecíolos avermelhadas. O cacho é cilíndrico. A ráquis masculina é desprovida de brácteas. Os frutos, curtos e grossos, possuem sabor levemente adocicado, semelhantes aos da cv. Ouro, podendo ser consumidos in natura ou processados artesanal e industrialmente na forma de farinha e doces. Suas principais características agrônômicas são adequadas para o Estado do Amazonas. Grupo genômico AAA, apresenta porte médio a alto, ciclo vegetativo de 383 dias, perfilhamento abundante, peso dos cachos podem atingir 40 kg, cachos com mais de 10 pencas e produz até 360 frutos/cacho, com alta resistência ao despencamento. É uma cultivar bastante conhecida internacionalmente pelas suas características de resistência aos principais problemas fitossanitários da cultura. É resistente à sigatoka-negra, sigatoka-amarela, mal-do-panamá (*Fusarium oxysporum* f.sp. *cubense* (E. F. Smith) Sn e Hansen) e à broca-do-rizoma (*Cosmopolites sordidus* Germ. (Coleoptera: Curculionidae) e suscetível ao moko (*Ralstonia solanacearum* Smith, raça 2) e ao nematóide cavernícola (*Radopholus similis* Cobb).
- A Thap maeo, introduzida pela Embrapa Mandioca e Fruticultura, Cruz das Almas-BA, é uma variante da 'Mysore'. Apresenta pseudocaule menos manchado, mais vigor e cachos maiores. A capacidade produtiva da cv. Thap Maeo é de 30 t/ha a 35 t/ha, quando cultivada em solos de boa fertilidade, sob condições de sequeiro, usando as práticas culturais recomendadas para a cultura. Em solos de baixa fertilidade, na Região Amazônica, tem apresentado bom grau de rusticidade e produtividade na faixa de 25 t/ha. Apesar de rústica, recomenda-se que seu cultivo seja feito em solos profundos, bem drenados e realizadas as adubações de rotina. Grupo genômico AAB, apresenta porte alto, ciclo vegetativo de 394 dias, perfilhamento bom, o peso dos cachos pode atingir 30 a 35 kg, cachos com mais de 10 pencas, produz até 250 frutos/cacho com muita alta resistência ao despencamento. Os frutos são do tipo Maçã. É resistente à sigatoka-negra, sigatoka-amarela e ao mal-do-panamá, moderadamente resistente à broca do rizoma e ao nematóide cavernícola e suscetível ao moko.
- A Prata Zulu apresenta alta capacidade produtiva com produtividade esperada de 33 t no primeiro ciclo a 49,9 t no segundo ciclo. Os frutos apresentam o pedúnculo rígido, o que lhes confere alta resistência ao despencamento, característica esta que permite transporte a longas distâncias. Nos testes de degustação, a cv. Prata Zulu apresenta frutos com sabor agridoce, semelhante ao sabor da cv. Prata Comum. Grupo genômico AAB, porte alto, ciclo vegetativo de 401 dias, perfilhamento bom, cacho com peso de 20 a 25 kg e com mais de 10 pencas. É altamente resistente à sigatoka-negra e à sigatoka-amarela e suscetível ao moko, mal-do-panamá, broca do rizoma e ao nematóide cavernícola.
- A FHIA 01 é uma tetraplóide AAAB, introduzida de Honduras, produz frutos tipo Prata. Apresenta porte alto, ciclo

- vegetativo de 353 dias, perfilhamento bom, cacho com peso de 24 kg, com cerca de 10 pencas e frutos com baixa resistência ao despencamento. É resistente à sigatoka-negra, sigatoka-amarela e ao mal-do-panamá e suscetível ao moko.
- A FHIA 02, uma tetraplóide AAAA, introduzida de Honduras, produz frutos do tipo Nanicao do subgrupo Cavendish. Apresenta porte alto, ciclo vegetativo de 320 dias, perfilhamento bom, os cachos podem atingir até 25 kg, com mais 10 pencas e frutos com baixa resistência ao despencamento. É resistente à sigatoka-negra e à sigatoka-amarela e suscetível ao moko.
 - A FHIA 18 é uma tetraplóide AAAB, introduzida de Honduras, produz frutos tipo Prata. Apresenta porte médio, ciclo vegetativo de 353 dias, perfilhamento bom, os cachos podem atingir até 40 kg, com mais 10 pencas e frutos com baixa resistência ao despencamento. É resistente à sigatoka-negra, moderadamente resistente à sigatoka-amarela e suscetível ao moko e ao mal-do-panamá.
 - A Pelipita é uma triplóide ABB, pertencente ao subgrupo Figo, cujos frutos devem ser consumidos, preferencialmente, após cocção, frituras ou na forma de mingaus. É uma cultivar rústica, de porte médio/alto, apresenta bom perfilhamento e os cachos podem atingir 40 kg, com até 10 pencas e frutos com alta resistência ao despencamento. É resistente à sigatoka-negra, à sigatoka-amarela e ao mal-do-panamá e suscetível ao moko.
 - A Pacovan (Prata) Ken, obtida pela Embrapa Mandioca e Fruticultura, é uma tetraplóide AAAB, resultante do cruzamento entre o diplóide M-53 (AA) com a cv. Pacovan (AAB), pertencente ao subgrupo Prata. É uma cultivar que produz frutos cujo formato e sabor assemelham-se em muito com frutos das cultivares do subgrupo Prata. Apresenta porte alto, ciclo vegetativo de 421 dias, perfilhamento bom, os cachos podem atingir 30 kg, com 7 a 10 pencas e frutos com alta resistência ao despencamento. A produtividade esperada da cv. Pacovan Ken, sob condições de sequeiro, em solos profundos, bem drenados, de média a alta fertilidade, seguindo as recomendações do sistema de produção, pode variar de 22 a 24 toneladas/ha/ano. Apresenta resistência à sigatoka-negra, sigatoka-amarela e ao mal-do-panamá e suscetibilidade ao moko e ao nematóide cavernícola.

5.2. Controle Químico

O uso de fungicidas é a medida mais utilizada no controle das sigatokas amarela e 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, a utilização de cultivares resistentes é, então, a prática mais indicada para aquelas condições, e o controle químico da sigatoka-negra, provavelmente, será usado pelos produtores das áreas comerciais das Regiões Nordeste, Sudeste e Sul.

Os fungicidas avaliados no Campo Experimental da Embrapa Amazônia Ocidental, em Manaus-AM, que se mostraram eficientes no controle da sigatoka-negra são: Mancozeb 1500 g/ha, Trifloxistrobin 75 g/ha, Tebuconazole 100 ml/ha, Propiconazole 100 ml/ha, Difenconazole 100 ml/ha, Imibenconazole 150 g/ha, Tiofanato metílico 350 ml/ha, Bitertanol 125 g/ha e Ecolife 1 l/ha (Gasparotto et al. 2002).

Nas regiões de clima tropical, por exemplo no Estado do Amazonas, o número de aplicações de fungicidas varia de 26 aplicações para fungicidas sistêmicos até 52 aplicações quando se utilizam fungicidas protetores, onerando muito o custo de produção. Nas Regiões Sudeste e Sul do Brasil, onde há um período frio definido, o controle químico deverá ser adotado apenas nas épocas quente do ano; porém com uma frequência muito maior em relação ao que é feito para o controle da sigatoka-amarela.

O sucesso do controle químico depende de alguns cuidados. As pulverizações devem ser efetuadas preferencialmente nas horas mais frescas, com pouco vento, e os jatos devem ser direcionados para a folha vela ou cartucho e para as folhas 1, 2 e 3, pois o fungo *M. fijiensis* causa infecções nessas folhas.

Recomenda-se a alternância de fungicidas de grupos químicos diferentes, pois o uso contínuo de um único produto ou de produtos do mesmo grupo químico facilita o aparecimento de populações do patógeno resistentes aos fungicidas usados. A utilização de dosagens abaixo das recomendadas também favorece o aparecimento de resistência do *M. fijiensis* ao produto.

Nas regiões onde se efetua o controle químico da sigatoka-negra, há necessidade de um grande número de pulverizações. Esse fato favorece a pressão de seleção de estirpes do patógeno resistentes, quebrando a efetividade dos fungicidas, conforme comprovado por Castro et al. (1995), Guzmán & Romero (1997) e Romero & Sutton (1997). Uma das formas de reduzir a pressão de seleção é diminuir o número de aplicação de fungicidas do mesmo grupo durante o ano.

O uso contínuo de fungicidas sistêmicos do mesmo grupo químico pode levar à seleção de estirpes de *M. fijiensis* resistentes. Vargas (1996), Orozco-Santos (1998) e Vicente (1998) recomendam que, para o controle da

sigatoka-negra com fungicidas sistêmicos do grupo dos triazóis, benzimidazóis, morfolinas e estrobilurinas, não se deve realizar mais de duas aplicações contínuas de fungicidas do mesmo grupo, com o máximo de oito aplicações por ano, alternando as aplicações, de preferência com fungicidas protetores.

A eficiência do fungicida empregado também depende do equipamento utilizado. Como as pulverizações têm que ser direcionadas para a folha vela ou cartucho e folhas 1, 2 e 3, as pulverizações aéreas são mais eficientes que as com pulverizadores costais motorizados ou tratorizados.

Recentemente na Embrapa Amazônia Ocidental foi desenvolvida uma tecnologia de aplicação de fungicidas em bananeira para o controle da sigatoka-negra (Gasparotto et al. 2003a, 2003b). A tecnologia consiste na aplicação de 2ml de produto comercial do fungicida Flutriafol na axila da 2ª folha, com auxílio de uma seringa dosadora, a intervalos de 60 dias. As aplicações iniciam quando as plantas têm 3 a 4 meses e terminam quando emitem o cacho. Nos testes com outros fungicidas, observaram-se que o tebuconazole e o propiconazole, nessa forma de aplicação, foram altamente fitotóxicos, e que o triadimenol, difenocanazole e azoxistrobin não apresentaram fitotoxidez na dosagem de 1ml do produto comercial/planta.

As vantagens dessa técnica em relação a aplicação aérea e/ou terrestres 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.

5.3. Controle Cultural

Algumas práticas culturais são mencionadas como importantes ferramentas para o controle da sigatoka-negra (Orozco-Santos, 1998). Entre elas destacam-se:

- a) Controle da drenagem do solo e das ervas daninhas, para evitar a formação de microclima favorável ao patógeno. Em áreas que apresentam umidade relativa elevada, com várias horas diárias de molhamento foliar, com certeza essas práticas não irão reduzir a umidade existente naturalmente dentro do plantio.
- b) Plantio em alta densidade populacional ou em sistemas agroflorestais. A cv. Prata Anã estabelecida em clareiras em áreas de capoeira com diferentes níveis de sombreamento, constatou-se que nas plantas sombreadas parcialmente, cuja luminosidade solar foi reduzida na faixa de 17% a 45%, houve redução significativa na severidade da sigatoka-negra e as plantas produziram cachos comerciais, porém houve aumento no ciclo da cultura. Na Colômbia e Costa Rica tem-se conseguido produzir plátanos estabelecidos em densidades de até 3.200 plantas/ha. Nesse caso, com a redução da luminosidade, há menor atividade da cercosporina, toxina não específica envolvida na patogênese, pois depende da fotossensibilização para atuar (Daub & Ehrenshalf, 2000).
- c) Adubação balanceada. Segundo Matos et al. (1998), uma adubação adequada, acompanhada de umidade, aumenta o ritmo de emissão foliar e reduz os efeitos da sigatoka-negra na produção, desde que o número de folhas emitidas suplante a velocidade de destruição de folhas pela doença. Em adição, Orozco-Santos (1998) asseguram que a fertilidade do solo tem efeito direto na intensidade de ataque da sigatoka-negra, ou seja, plantios estabelecidos em solos de alta fertilidade sofrem menos danos causados pela doença em relação ao cultivados em solos pobres. Mobambo et al. (1994) constataram que a severidade da sigatoka-negra no plátano cv. Agbagba correlacionou negativamente com os teores de matéria orgânica e de potássio no solo, isto é, quanto maior o teor de matéria orgânica e de potássio, menor a severidade da doença. Os pesquisadores não fazem referência à produção, e vale ressaltar que a área onde a severidade da doença foi menor era um sistema agroflorestal com árvores adultas e a outra, um consórcio de bananeira com inhame, mandioca e feijão; onde o efeito do sombreamento pode ter retardado o progresso da sigatoka-negra. O maior problema da sigatoka-negra nas cultivares suscetíveis é após a planta emitir cacho. Nas cultivares suscetíveis, como Prata Anã, 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 desuniforme. Em ensaios desenvolvidos em Manaus, com as cultivares Prata Anã, PV 0344, Maçã e o plátano cv. D'Angola, utilizando altos níveis de matéria orgânica, potássio, nitrogênio e fósforo, verificou-se que, no primeiro ciclo da cultura de todas as cultivares, a severidade da sigatoka-negra foi extremamente alta e as perdas chegaram a 100% nas cultivares Prata Anã e PV 0344. As cultivares Maçã e D'Angola, apesar de terem as folhas totalmente destruídas, conseguiram encher os frutos e as perdas no peso do cacho ficaram em torno de 50%. Vale ressaltar que essas cultivares, apesar de suscetíveis, apresentam um certo nível de tolerância à sigatoka-negra e conseguem encher parcialmente os frutos, independente de maiores níveis de adubação. Isso pode ser comprovado com a cv. Maçã em Mato Grosso, onde a sigatoka-negra está presente, apesar das perdas no peso do cacho, os produtores continuam a produzi-la.
- d) Desfolha fitossanitária. Vários pesquisadores sugerem a adoção dessa técnica (Orozco-Santos, 1998; Vargas, 1996; Kranz, 1997), que consiste em eliminar partes ou folhas inteiras que se apresentam muito atacadas pela sigatoka-negra, visando especificamente à redução do inóculo presente na cultura. Essa recomendação carece de

comprovação científica, uma vez que a produção de conídios ocorre nas folhas com sintomas nos estágios 2, 3 e 4 que não são removidas e, conforme relatado na parte de epidemiologia, a quantidade de conídios produzidos dentro do bananal é incalculável. Além disso, Calvo & Romero (1998) mostraram que não existe diferença de concentração de inóculo num raio de 4 km em torno da fonte produção dos esporos.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

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

CASTRO, O.; WANG, A & CAMPOS, L.F. Análisis in vitro de la sensibilidad de *Mycosphaerella fijiensis* a los fungicidas fenarimol, tridemorph y propiconazole. Phytopathology 85: 382. 1995. (Resumo).

CORDEIRO, Z. J. M. & KIMATI, H. Doenças da bananeira (*Musa spp.*). In: Kimati, H.; Amorim, L., Bergamin Filho, A., Camargo, L. E. A. & Rezende, J. A. M. (Eds.). Manual de Fitopatologia: doenças das plantas cultivadas. São Paulo: Agronômica Ceres, 1997. v.2. p. 112-136.

DAUB, M. E.; EHRENSHAFT, M. The photoactivated *Cercospora* toxin cercosporin: contributions to plant disease and fundamental biology. Annual Review Phytopathology 38: 461-490. 2000.

GASPAROTTO, L.; PEREIRA, J. C. R. & PEREIRA, M. C. N. Manejo integrado de doenças da bananeira. In: Poltronieri, L. S. & Trindade, D. R. (Eds.) Manejo integrado das principais pragas e doenças de cultivos amazônicos. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 2002. p. 35-44.

GASPAROTTO, L.; SANTOS, A. J. T.; PEREIRA, J. C. R. & PEREIRA, M. C. N. Avaliação da eficiência de métodos de aplicação do flutriafol no controle da sigatoka-negra da bananeira. Fitopatologia Brasileira 28 (Suplemento): s312. 2003a.

GASPAROTTO, L.; SANTOS, A. J. T.; PEREIRA, J. C. R. & PEREIRA, M. C. N. Flutriafol no controle da sigatoka negra da bananeira. Fitopatologia Brasileira 28 (Suplemento): S312. 2003b.

GONGÁLES, M. Metodología para la manipulación y cultivo in vitro de *Mycosphaerella fijiensis*. Manejo Integrado de Plagas 53: i-iv. 1999.

GUZMÁN, M. & ROMERO, R. Comparación de los fungicidas azoxistrobina, propiconazole y difenoconazole en el control de la sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) en banana (*Musa AAA*). Corbana 22: 49-59. 1997.

HANADA, R. E.; GASPAROTTO, L. & PEREIRA, J. C. R. Sobrevivência dos conídios de *Mycosphaerella fijiensis* em diferentes materiais. Fitopatologia Brasileira 27 (4): 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 82(5):515-520. 1992.

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

JACOME, L. H.; SCHUH, W. & STEVENSON, R. E. Effects of temperature and relative humidity on germination and germ tube development of *Mycosphaerella fijiensis* var. *difformis*. Phytopathology 81(12): 1408-1485. 1991.

JONES, D. La sigatoka negra en la región del sudeste asiático. INFOMUSA 4(1):2-5. 1990.

KRANZ, J.; SCHUTTERER, H. & KOCH, W. Diseases, pests and weeds in tropical crops. Berlin: Verlag Paul Parey, 1977. 666 p.

MATOS, A. P.; SILVA, S. O.; COELHO, A. F.S. Relatório de viagem ao Amazonas. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura, 1998. 8p.

MOBAMBO, K. N.; ZUOFA, K.; GAUHL, F.; ADENIJI, M.; & PASBERG-GAUHL, C. Effect of soil fertility on host

response to black leaf streak of plantain (*Musa* spp. AAB group) under traditional systems in southeastern Nigeria. *International Journal of Pest Management* 40 (1): 75-80. 1994.

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

PEREIRA, J. C. R.; GASPAROTTO, L. Sigatoka-negra da bananeira. In: SIMPÓSIO NORTE MINEIRO SOBRE A CULTURA DA BANANEIRA, 1º, Nova Porteirinha, 2001. Montes Claros: 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.

PEREIRA, J.C.R.; GASPAROTTO, L.; PEREIRA, M. C. N.; COSTA, M. C. Reação de cultivares de bananeira à sigatoka-negra (*Mycosphaerella fijiensis*). In: GATO, A. M. G. & RONCHI-TELES, B. Coletânea dos trabalhos da CDSV/AM. Manaus: MARA/DFA-AM, 2002. p 23-30.

PORRAS, A. & PÉREZ, L. The role of temperature in the growth of the germ tubes of ascospores of *Mycosphaerella* spp., responsible for leaf spot disease of banana. *Infomusa* 6(2):27-32. 1997.

ROMEIRO, A A & SUTTON, T. B. Sensitivity of *Mycosphaerella fijiensis*, causal agent of black Sigatoka of banana, to propiconazole. *Phytopathology* 87: 96-100. 1997.

STOVER, R. H. Banana (*Musa* spp.). In: Hewitt, W. B. & Chiarappa, L. (Eds.). *Plant health and quarantine in international transfer of genetic resources*. CRC Press., Cleveland. pp. 71-79. 1977.

STOVER, R. H. Sigatoka leaf spots of banana and plantains. *Tropical Agriculture Research Services* 64: 750-756. 1980.

VARGAS, V. M. M. Prevención y manejo de la sigatoka negra. Caldas (Colômbia): ICA, 1996. 29p.

VENTURA, J. A.; HINZ, R. H. Controle das doenças da bananeira. In: Zambolim, L.; Ribeiro do Vale, F. X.; Monteiro, A. J. A.; Costa, H. Controle de doenças de plantas fruteiras. Visconde do Rio Branco: Suprema, 2002. v.2. p. 839-937.

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, 1º, Colima (México), 1998. p.24-52.