



ARTIGO ORIGINAL

Rogério Hanada^{1*}
Luadir Gasparotto²
Adônis Moreira³

¹Instituto de Pesquisa da Amazônia – Inpa, Avenida André Araújo, 2936, Petrópolis, Caixa Postal 2223, 69067-375, Manaus, AM, Brasil

²Embrapa Amazônia Ocidental – CPAA, Rodovia AM-010, km 29, Estrada Manaus/Itacoatiara, Caixa Postal 319, 69010-970, Manaus, AM, Brasil

³Embrapa Soja – CNPSO, Rodovia Carlos João Strass, s/nº, Acesso Orlando Amaral, Distrito de Warta, Caixa Postal 231, 86001-970, Londrina, PR, Brasil

*Autor Correspondente:
E-mail: rhanada@inpa.gov.br

PALAVRAS-CHAVE

Musa spp.
Sigatoka negra
Propiconazole
Azoxystrobin
Resistência a fungicidas

KEYWORDS

Musa spp.
Black sigatoka
Propiconazol
Azoxystrobin
Fungicide resistance

Avaliação da sensibilidade de *Mycosphaerella fijiensis* oriundos de plátanos aos fungicidas propiconazole e azoxystrobin

*Sensitivity of *Mycosphaerella fijiensis* from plantains to fungicides propiconazol and azoxystrobin*

RESUMO: A aplicação indiscriminada de fungicidas em plátanos e bananeiras favorece a seleção de populações do fungo *Mycosphaerella fijiensis* resistentes aos defensivos aplicados. Dentro desse contexto, avaliou-se a resistência de isolados de *M. fijiensis* aos fungicidas propiconazole e azoxystrobin, provenientes de plátanos dos estados da Amazônia Legal. Amostras de folhas com sintomas da sigatoka negra foram coletadas nos municípios de Rio Preto da Eva (AM), Tabatinga (AM), Nobres (MT), Caroebe (RR), Ariquemes (RO) e Rio Branco (AC). Os ascósporos foram obtidos por meio de liberação direta dos pseudotécios em placa de Petri contendo ágar-água 2%, incorporado com fungicidas e suas respectivas concentrações. As placas foram mantidas a 26 °C por 48 h, no escuro. Foram avaliados a germinação e o comprimento do tubo germinativo de 150 ascósporos do *M. fijiensis*, de cada tratamento, submetidos aos fungicidas propiconazole, nas concentrações 10⁻⁴, 10⁻³, 10⁻², 10⁻¹ e 1 mL L⁻¹ e ao azoxystrobin, nas concentrações 10⁻¹, 1, 5 e 10 mL L⁻¹, juntamente com o controle sem fungicida. Avaliou-se ainda, o crescimento micelial de 20 colônias monoascospóricas de cada município, obtido a partir do tratamento controle do experimento anterior, após serem submetidas aos mesmos fungicidas e concentrações por cinco dias a 26 °C. Quanto à inibição da germinação dos ascósporos e comprimento do tubo germinativo, as populações provenientes de Nobres e Caroebe foram as menos sensíveis à propiconazole e à azoxystrobin, respectivamente. Em relação ao crescimento micelial, a população de *M. fijiensis* de Nobres apresentou maior CE₅₀ (Concentração efetiva de inibição) e a de Tabatinga (AM) a menor sensibilidade.

ABSTRACT: Intensive chemical control of black sigatoka in plantains and banana trees favors the emergence of populations of *Mycosphaerella fijiensis* resistant to fungicides. Within this context, the sensitivity of *M. fijiensis* from the Amazon to fungicides propiconazol and azoxystrobin was evaluated. Leaf samples of plantains with black sigatoka were collected in the municipalities of Rio Preto da Eva, Amazonas state (AM); Tabatinga, Amazonas state (AM); Nobres, Mato Grosso state (MT); Caroebe, Roraima state (RR); Ariquemes, Rondonia state (RO); and Rio Branco, Acre state (AC). Ascospores were obtained by direct liberation from pseudothecium in Petri dishes containing agar-water 2%, and fungicides propiconazol at concentrations of 10⁻⁴, 10⁻³, 10⁻², 10⁻¹ and 1 mL L⁻¹ and azoxystrobin at concentrations of 10⁻¹, 1, 5 and 10 mL L⁻¹, and a control group without fungicide. Germination and germ-tube length from 150 ascospores of each locality submitted to fungicides at the concentrations previously mentioned were evaluated after 48 h of incubation at 26 °C, in dark. In addition, mycelial growth of 20 monoascospores of each population obtained by the previous control experiment were evaluated with the same fungicides at the same concentrations for five days at 26 °C. As for the inhibition of ascospores germination and germ tube length, the population from Nobres (MT) showed lower sensitivity to propiconazol and the one from Caroebe (RR) to azoxystrobin, while the Tabatinga (AM) population showed the highest sensitivity to both fungicides. In relation to mycelial growth, the population from Nobres (MT) presented higher EC₅₀ while the Tabatinga (AM) population showed lower sensitivity. Overall, the populations of *M. fijiensis* showed high sensitivity to propiconazol and azoxystrobin.

Recebido: 20 out. 2014
Aceito: 13 jan. 2015

1 Introdução

A sigatoka negra, causada pelo fungo *Mycosphaerella fijiensis* Morelet, em plátanos e bananeiras foi relatada pela primeira vez no Brasil no Estado do Amazonas no município de Tabatinga (Pereira et al., 1998). Em dois anos, a doença constituiu-se no principal problema dos bananais e dos plátanos dos estados da Amazônia, dizimando a maioria dos plantios, com redução acentuada da produção na região. No Estado do Acre, a sigatoka negra, em três anos, reduziu em 42% a produção total de bananas (Cavalcante et al., 2004). O mesmo ocorreu em Caroebe, principal município produtor de bananas do Estado de Roraima, no qual houve redução em 75% no peso dos cachos devido à incidência da doença (Gasparotto et al., 2006).

Nos plátanos, a partir do segundo ciclo produtivo, a sigatoka negra causa 70% de perdas da produção (Gasparotto & Pereira, 2010). Tal situação é um problema grave, visto os plátanos serem a base alimentar para as populações carentes da região norte do Brasil (Gasparotto & Pereira, 2010). A América Latina e o Caribe estão entre os maiores produtores de plátanos, com 8,9 milhões de toneladas/ano, superados apenas pelos países do leste africano, que produzem 13,5 milhões de toneladas (FAOSTAT, 2012).

A aplicação de fungicidas tem sido a medida mais utilizada no controle da sigatoka negra em bananais e em plátanos (Gasparotto & Pereira, 2010), pois não há cultivares de plátanos resistentes ao *M. fijiensis*. Diferentes fungicidas têm sido utilizados no controle da doença. Na América Central e Colômbia, o uso intensivo de fungicidas tem favorecido a seleção de populações do patógeno resistentes, levando à redução na eficiência dos produtos utilizados (Churchill, 2011).

Com o surgimento da doença, o fungicida benomil, pertencente ao grupo dos benzimidazóis, foi o mais usado para o controle da sigatoka negra. Este grupo exerce sua atividade antifúngica na ligação β tubulina, afetando a divisão mitótica do patógeno. Este modo de atuação favoreceu a seleção de populações de *M. fijiensis* resistentes ao princípio ativo, situação que levou à proibição em vários países do seu uso devido à baixa eficiência ocasionada pelo uso intensivo do produto (Cañas-Gutiérrez et al., 2006, 2009).

O propiconazole foi intensamente utilizado na América Central no controle da sigatoka negra (Romero & Sutton, 1997). Inicialmente, devido à sua boa eficiência, foi aplicado em intervalos longos, algumas vezes maiores que 20 dias (Marín et al., 2003). No entanto, notou-se diminuição significativa em sua eficácia, o que foi verificado por Castro et al. (1995), Guzmán & Romero (1997), Romero & Sutton (1997), Martínez-Bolaños et al. (2012), que encontraram isolados de *M. fijiensis* resistentes a esse fungicida, enquanto Machado (2003), avaliando populações de *M. fijiensis* coletadas em diversas regiões da Costa Rica, também constatou a presença de indivíduos resistentes aos fungicidas azoxystrobina e propiconazole.

Apesar de os estados da Amazônia brasileira praticamente não empregarem o controle químico nos bananais, principalmente nos plátanos, esses estados fazem fronteira com vários países produtores de banana que convivem com a sigatoka negra e utilizam rotineiramente fungicidas para o controle da doença. Essas condições aumentam as chances de seleção de

populações resistentes do patógeno aos fungicidas, devido à sua alta variabilidade fisiológica (Orozco-Santos et al., 2013). Dentro desse contexto, o objetivo foi avaliar a sensibilidade de populações de *M. fijiensis* provenientes de plátanos de diversas localidades da região Amazônica aos fungicidas propiconazole e azoxystrobin.

2 Material e Métodos

Amostras de folhas de plátanos com sintomas necróticos causados por *M. fijiensis*, foram denominadas AM-1, AM-2, MT, RR, RO e AC, após serem coletadas nos municípios de Rio Preto da Eva (2°41'56" LS e 59°42'00" LW) e Tabatinga (4°15'09" LS e 69°56'17" LW), Estado do Amazonas; Nobres (14°43'12" LS e 56°19'40" LW), Estado do Mato Grosso; Caroebe (0°53'02" LN e 59°41'45" LW), Estado de Roraima; Ariquemes (9°54'48" LS e 63°02'27" LW), Estado de Rondônia; e Rio Branco (9°59'30" LS e 67°48'36" LW), Estado do Acre, respectivamente. As áreas de coletas historicamente não possuíam registros de aplicações de fungicidas. Foram coletadas 150 amostras, sendo 25 por município. Estas amostras foram acondicionadas em sacos de papel e transportadas para os laboratórios de Fitopatologia da Embrapa Amazônia Ocidental e de Patologia de Madeira do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, ambos em Manaus (AM), para a condução dos ensaios.

Para a obtenção dos ascósporos do patógeno, o material coletado foi mantido em câmara úmida por 48 h em temperatura ambiente. Com auxílio de um microscópio estereoscópico, foram selecionadas áreas de tecido foliar necrosado com presença abundante de pseudotécios, das quais se retiraram discos de 1,8 cm de diâmetro com o auxílio de um vazador de rolha. Em papel de filtro de 10 × 10 cm, fixaram-se, com grampo metálico, equidistantes, cinco discos com a superfície abaxial exposta. Visando promover a hidratação dos pseudotécios e manter o papel de filtro úmido, os discos foram imersos em água destilada esterilizada por 5 min. Com o auxílio de papel toalha esterilizado, retirou-se o excesso de água das lesões e, na sequência, o papel de filtro foi aderido à tampa de uma placa de Petri de 90 mm de diâmetro, de tal forma que os pseudotécios liberassem os ascósporos sobre ágar-água 2% mais os fungicidas. A resistência dos ascósporos de *M. fijiensis* ao fungicida propiconazole foi avaliada nas concentrações de 10⁻⁴, 10⁻³, 10⁻², 10⁻¹ e 1 mL L⁻¹ (v:v) e, para o azoxystrobina, nas de 10⁻¹, 1, 5 e 10 mL L⁻¹ (v:v), juntamente com o controle sem fungicida. Para cada tratamento, foram preparadas três placas e mantidas por 48 h a 26 °C no escuro, tempo suficiente para liberação e germinação dos ascósporos. Posteriormente, com o auxílio de microscópio óptico, foi medida, aleatoriamente, a germinação de 50 ascósporos de cada placa de Petri, totalizando 150 ascósporos por tratamento.

Foram considerados como germinados, nos tratamentos com os fungicidas azoxystrobina e propiconazole, os ascósporos que apresentavam o comprimento dos tubos maior que 50 μ m e 10 μ m, respectivamente. As análises dos dados da germinação dos ascósporos submetidos aos fungicidas propiconazole e azoxystrobina foram determinadas pela relação entre o crescimento do tubo germinativo (TG) dos ascósporos ejetados no meio com e sem fungicida. Foram calculadas as percentagens médias de

inibição do TG dos ascósporos para cada tratamento. O valor CE_{50} (concentração efetiva de inibição) foi calculado por meio de regressão linear do logaritmo natural da concentração de fungicida versus a porcentagem de inibição de TG.

Para determinar a CE_{50} , foram utilizados, de cada município, 20 isolados monospóricos, obtidos a partir dos ascósporos ejetados nas placas de Petri com meio contendo ágar-água 2% sem fungicida, testemunhas do ensaio anterior. Os monoascospóricos coletados, aleatoriamente, de cada local amostrado foram cultivados em placas de Petri contendo meio de batata-dextrose-ágar (BDA, DIFCO). Depois de sete dias de incubação no escuro a 26 °C, pequenas colônias do fungo se desenvolveram e cada uma foi transferida para placas contendo o meio de cultivo Mycophil Agar (BBL, Mycophil Agar) (Jacome & Schuh, 1993), as quais foram mantidas, no escuro, a 26 °C, por 15 dias, para estimular o crescimento micelial. Depois do período de incubação, cada colônia foi transferida para um tubo de ensaio contendo 3 mL de água destilada esterilizada e 0,05% de Tween 20. Em seguida, a suspensão de micélio foi agitada por um minuto, em Vortex, para desprender partes do micélio. Com o auxílio de uma pipeta de Pasteur, foram transferidas 10 gotas da suspensão de fragmentos de hifa para placas de Petri contendo meio de suco de V8 e espalhadas com auxílio de uma alça de Drigalsky. As placas foram mantidas a 24 °C por sete dias sob luz contínua, visando estimular a esporulação conidial. Depois do período de incubação, foi preparada uma suspensão de esporos com água destilada esterilizada contendo 0,05% de Tween 20 e duas gotas dessa suspensão foram transferidas, com auxílio de pipeta de Pasteur, para placas de Petri contendo BDA e fungicida propiconazole ou azoxystrobina nas concentrações utilizadas no ensaio anterior e o controle, meio sem fungicida. As placas foram incubadas por cinco dias a 26 °C, no escuro. Utilizou-se o delineamento inteiramente casualizado com 10 repetições, sendo cada repetição constituída por um isolado monoascospórico.

A avaliação foi feita medindo-se o diâmetro de 10 colônias de *M. fijiensis* por tratamento. A porcentagem da inibição de crescimento da colônia foi calculada entre os valores do diâmetro das colônias de *M. fijiensis* cultivadas no meio controle e das colônias cultivadas em meio contendo fungicida.

Os dados foram submetidos à análise estatística (ANOVA) e teste F e as médias, comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

3 Resultados e Discussão

Os resultados das análises de sensibilidade dos ascósporos de *M. fijiensis* aos fungicidas mostram que os valores de CE_{50} para propiconazole e azoxystrobina foram extremamente baixos, indicando alta sensibilidade dessas populações. Esses resultados não puderam ser observados para os isolados de Nobre/MT e de Caroebe/RR que apresentaram menor sensibilidade aos fungicidas propiconazole e azoxystrobina, respectivamente (Figuras 1 e 2).

Houve grande variabilidade do CE_{50} entre os locais. Observou-se que as populações AM-1, AM-2, RO, RR e AC, quando em contato com o propiconazole, tiveram valores muito baixos (inferior a 0,01 mL L⁻¹), sendo que o isolado de Nobres/MT apresentou

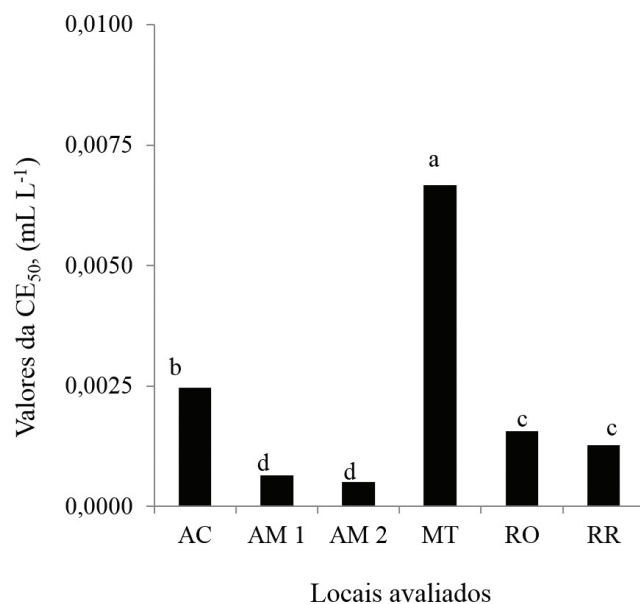


Figura 1. Valores da CE_{50} do propiconazole para ascósporos de populações de *Mycosphaerella fijiensis*, coletadas em Rio Branco (AC), Rio Preto da Eva (AM 1), Tabatinga (AM 2), Nobres (MT), Ariquemes (RO) e Caroebe (RR). Médias seguidas por letras distintas diferem entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

Figure 1. EC_{50} values of propiconazole to ascospores of *Mycosphaerella fijiensis* populations, collected in Rio Branco (AC), Rio Preto da Eva (AM 1), Tabatinga (AM 2), Nobres (MT), Porto Velho (RO), and Caroebe (RR). Means followed by different letters differ by Tukey test ($p \leq 0.05$).

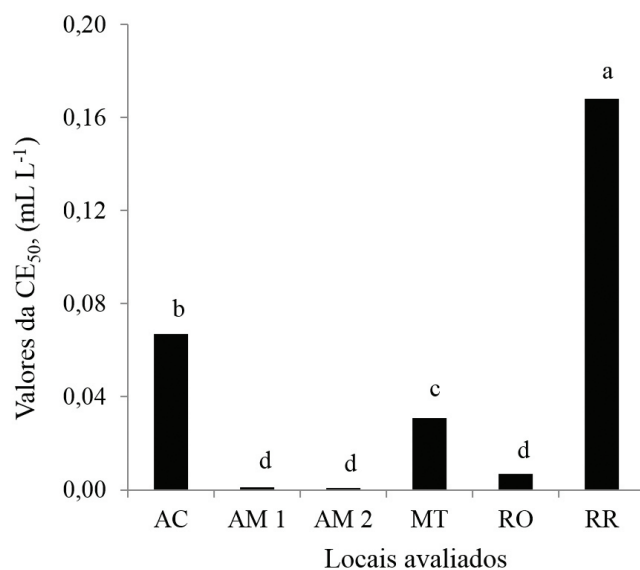


Figura 2. Valores da CE_{50} do azoxystrobina para ascósporos de populações de *Mycosphaerella fijiensis*, coletadas em Rio Branco (AC), Rio Preto da Eva (AM 1), Tabatinga (AM 2), Nobres (MT), Ariquemes (RO) e Caroebe (RR). Médias seguidas por letras distintas diferem entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

Figure 2. EC_{50} values of azoxystrobina to ascospores of *Mycosphaerella fijiensis* populations, collected in Rio Branco (AC), Rio Preto da Eva (AM 1), Tabatinga (AM 2), Nobres (MT), Porto Velho (RO), and Caroebe (RR). Means followed by different letters differ by Tukey test ($p \leq 0.05$).

maior valor de CE_{50} ($66,7 \times 10^{-4} \text{ mL L}^{-1}$), seguido dos isolados de Rio Branco/AC ($24,6 \times 10^{-4} \text{ mL L}^{-1}$), Ariquemes/RO ($15,6 \times 10^{-4} \text{ mL L}^{-1}$), Caroebe/RR ($12,7 \times 10^{-4} \text{ mL L}^{-1}$), Rio Preto da Eva/AM-1 ($6,5 \times 10^{-4} \text{ mL L}^{-1}$) e AM- 2 ($5,1 \times 10^{-4} \text{ mL L}^{-1}$) (Figura 1).

Com relação ao azoxystrobina, o isolado de Caroebe/RR apresentou o maior valor de CE_{50} ($1691,4 \times 10^{-4} \text{ mL L}^{-1}$), seguido dos isolados de Rio Branco/AC ($670,8 \times 10^{-4} \text{ mL L}^{-1}$), Nobres/MT ($309,5 \times 10^{-4} \text{ mL L}^{-1}$), Ariquemes/RO ($67,1 \times 10^{-4} \text{ mg L}^{-1}$), Rio Preto da Eva/AM-2 ($9,6 \times 10^{-4} \text{ mL L}^{-1}$) e Tabatinga/AM-1 ($6,5 \times 10^{-4} \text{ mL L}^{-1}$) (Figura 2). Os isolados de Caroebe/RR e Rio Branco/AC foram 176 vezes e 69 vezes menos sensíveis que o isolado de Rio Preto da Eva/AM e 260 vezes e 103 vezes menos sensíveis que o de Tabatinga/AM-2, respectivamente.

Embora os fungicidas propiconazole e azoxystrobina venham sendo utilizados há mais de 20 anos pelos países vizinhos do Brasil e, em muitos casos, tenha sido registrada resistência de *M. fijiensis* a esses fungicidas (Cañas-Gutiérrez et al., 2009; Churchill, 2011), o presente trabalho, como também outro semelhante a este, desenvolvido por Gomes et al. (2014), não confirmaram esse fato. É importante salientar que os isolados de *M. fijiensis* testados foram oriundos de áreas de plátanos nas quais nunca se utilizaram fungicidas para o seu controle e que

não existem, nas adjacências, cultivos que utilizem qualquer outro produto químico. Por outro lado, o *M. fijiensis* se encontra estabelecido por mais de dez anos na área.

Os resultados das análises de inibição do crescimento das colônias de *M. fijiensis* aos fungicidas propiconazole e azoxystrobina encontram-se nas Figuras 3 e 4. Houve variação entre os locais de coleta, onde a população de Nobres apresentou maior número de colônias na maior faixa de CE_{50} para o propiconazole (0,032-0,064) e para azoxystrobina (0,10-0,50).

A existência de colônias menos sensíveis ao propiconazole indica que uma pequena fração de inóculo de *M. fijiensis* que ingressou no Brasil já apresentava algum grau de resistência ao propiconazole, mas não ao azoxystrobina, provavelmente pela pressão de seleção em países vizinhos que utilizam aplicações contínuas no controle da doença (Martínez-Bolaños et al., 2012).

Existe grande preocupação entre os profissionais com relação ao controle de *M. fijiensis* utilizando fungicidas sistêmicos, pois se trata de um patógeno que apresenta elevada capacidade de reprodução sexual, propiciando alta variabilidade genética que facilita a sua adaptação aos mais diversos ecossistemas em que se cultivam bananeiras. Devido à alta capacidade de destruição do patógeno, a aplicação de fungicidas para o seu controle é intensa (Gasparotto et al., 2006). Associando esses

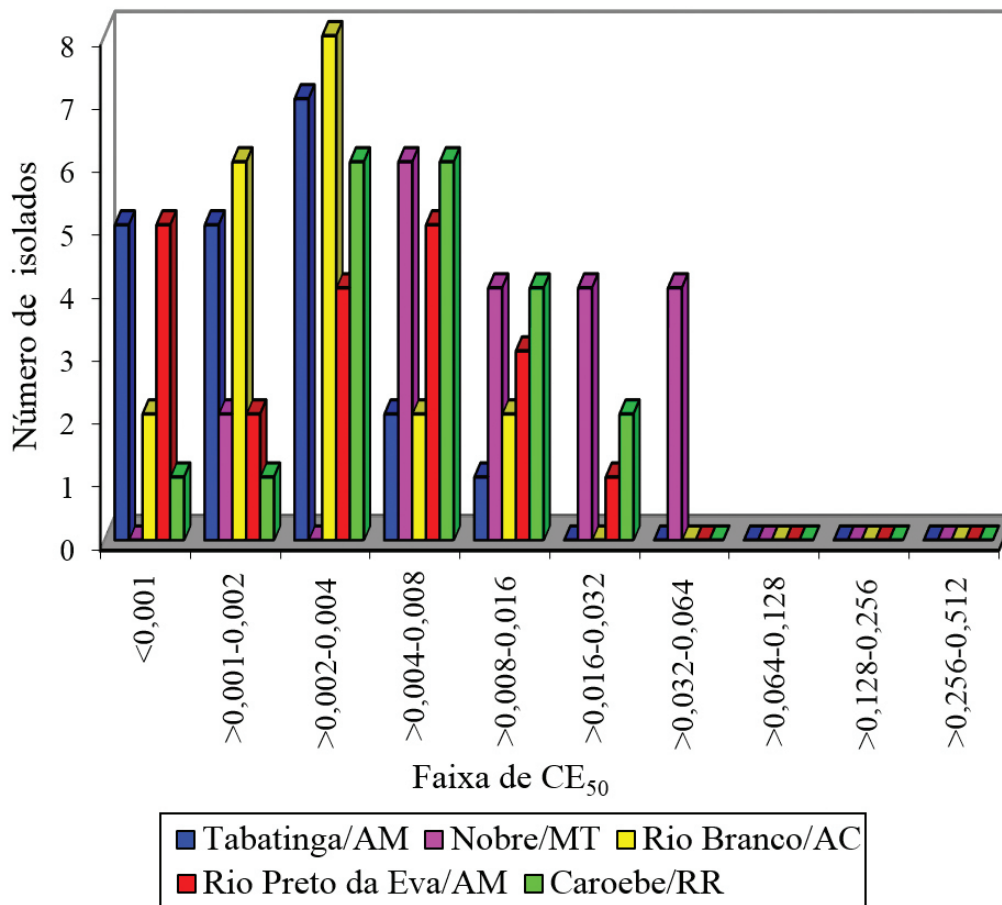


Figura 3. Distribuição do número de isolados monoascospóricos das populações de *Mycosphaerella fijiensis* quanto à sensibilidade por faixa de CE_{50} do propiconazole.

Figure 3. Breakdown of monoascospores isolated populations of *Mycosphaerella fijiensis* for sensitivity by EC_{50} range of propiconazole.

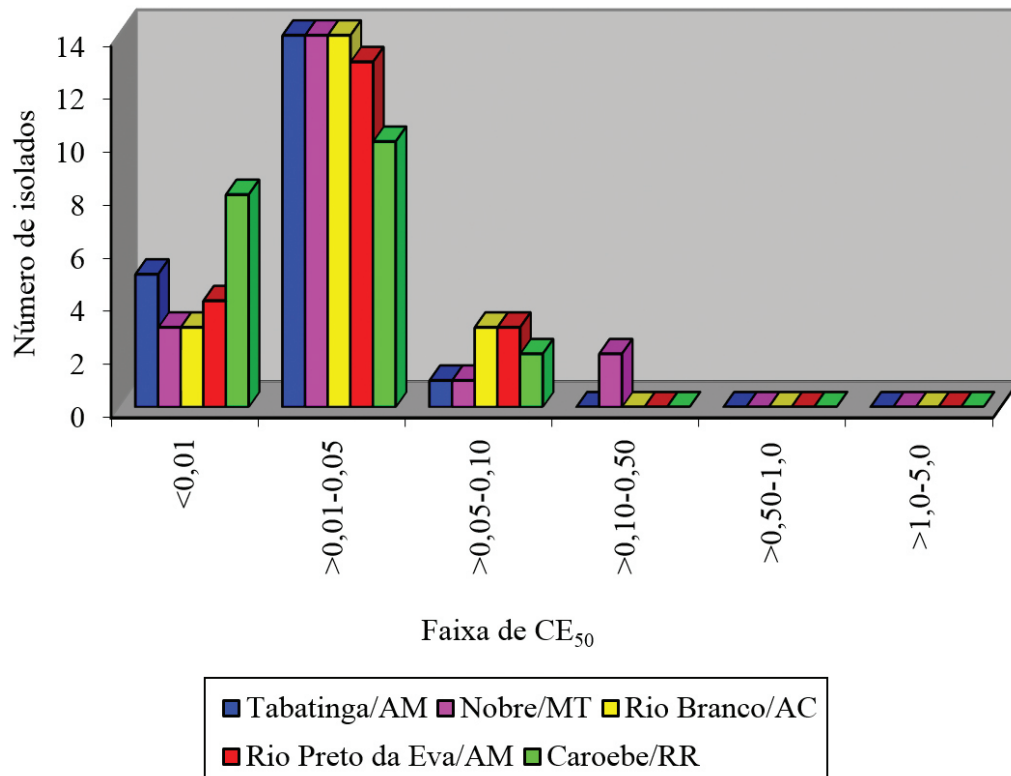


Figura 4. Distribuição do número de isolados monoascospóricos de populações de *Mycosphaerella fijiensis* quanto à sensibilidade por faixa de CE₅₀ do azoxystrobina.

Figure 4. Breakdown of monoascospores isolated populations of *Mycosphaerella fijiensis* for sensitivity by EC₅₀ range of azoxystrobin.

fatos, ou seja, a alta variabilidade genética do patógeno com a presença constante de fungicidas nos bananais, há forte pressão de seleção favorecendo a seleção de indivíduos de *M. fijiensis* resistentes ao fungicida aplicado rotineiramente (Sierotzki et al., 2000). Nas populações de *M. fijiensis*, existem indivíduos com maior ou menor capacidade de tolerar os efeitos tóxicos de um fungicida; consequentemente, quando se aplica um produto de modo contínuo, os indivíduos sensíveis são eliminados, mas os tolerantes ou resistentes sobrevivem.

Com a aplicação contínua do mesmo produto e a constante multiplicação do patógeno, a proporção de indivíduos sensíveis diminui e a de resistentes aumenta, resultando na seleção de indivíduos resistentes que passam a prevalecer na população, levando a uma perda da eficiência de controle pelo fungicida (Castro et al., 1995). Recomenda-se a alternância de produtos de grupos químicos diferentes, pois o uso contínuo de um único princípio ativo ou do mesmo grupo químico facilita a seleção de linhagens do patógeno resistentes aos fungicidas aplicados. A utilização de dosagens abaixo das recomendadas também favorece a pressão de seleção de linhagens resistentes, com a quebra da efetividade dos fungicidas (Castro et al., 1995; Guzmán & Romero, 1997; Romero & Sutton, 1997).

As condições climáticas da Amazônia com altas temperaturas e umidade elevada (Vieira & Santos, 1987), favorecem o desenvolvimento do fungo causador da sigatoka negra durante o ano todo, exigindo um número elevado de pulverizações para obter controle satisfatório da doença. Entre as inúmeras desvantagens dessa prática, cita-se a pressão de seleção de

isolados do patógeno resistentes aos fungicidas, principalmente quando há o uso contínuo de fungicidas sistêmicos, conforme constatado por Guzmán & Romero (1997). Uma das formas de reduzir a pressão de seleção é diminuir o número de aplicações durante o ciclo da cultura e aplicação alternada entre fungicidas sistêmicos e protetores (Hermanto et al., 2010).

4 Conclusões

As populações de *M. fijiensis* do Rio Preto da Eva e de Tabatinga, no Amazonas, apresentaram maior sensibilidade ao propiconazole, enquanto que a de Nobre, no Mato Grosso, apresentou menor sensibilidade ao fungicida. Todas as populações avaliadas apresentaram alta sensibilidade ao azoxystrobina.

Referências

- CAÑAS-GUTIÉRREZ, G. P.; PATIÑO, L. F.; RODRÍGUEZ-ARANGO, E.; ARANGO, R. Molecular characterization of benomyl-resistant isolates of *Mycosphaerella fijiensis*, collected in Colombia. *Journal of Phytopathology*, v. 154, n. 7-8, p. 403-409, 2006. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1439-0434.2006.01113.x>.
- CAÑAS-GUTIÉRREZ, G. P.; ANGARITA-VELÁSQUEZ, M. J.; RESTREPO-FLÓREZ, J. M.; RODRÍGUEZ, P.; MORENO, C. X.; ARANGO, R. Analysis of the CYP51 gene and encoded protein in propiconazole-resistant isolates of *Mycosphaerella fijiensis*. *Pest Management Science*, v. 65, n. 8, p. 892-899, 2009. <http://dx.doi.org/10.1002/ps.1770>. PMID:19418481

- CASTRO, O.; WANG, A.; CAMPOS, L. F. Análisis in vitro de la sensibilidad de *Mycosphaerella fijiensis* a los fungicidas fenarimol, tridemorph y propiconazole. *Phytopathology*, v. 85, p. 382, 1995.
- CAVALCANTE, M. J.; 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. <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-41582004000500013>.
- CHURCHILL, A. C. *Mycosphaerella fijiensis*, the black leaf streak pathogen of banana: progress towards understanding pathogen biology and detection, disease development, and the challenges of control. *Molecular Plant Pathology*, v. 12, n. 4, p. 307-328, 2011. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1364-3703.2010.00672.x>. PMID:21453427
- FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS – FAOSTAT. *Banana statistic*. 2012. Disponível em: <<http://faostat.fao.org/site/567/DesktopDefault.aspx?PageID=567#anchor>>. Acesso em: 17 abr. 2014.
- GASPAROTTO, L.; PEREIRA, J. C. R. *A cultura da bananeira na região Norte do Brasil*. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2010. 309 p.
- GASPAROTTO, L.; PEREIRA, J. C. R.; HANADA, R. E.; MONTORROYOS, A. V. V. *Sigatoka negra da bananeira*. Manaus: Embrapa Amazônia Ocidental, 2006. 177 p.
- GOMES, L. I. S.; BIBIANO, L. B. J.; SILVA, G. F.; HANADA, R. E.; MIZUBUTI, E. S. G. Baseline sensitivity of Brazilian *Mycosphaerella fijiensis* isolates to protectant and systemic fungicides. *Tropical Plant Pathology*, v. 39, n. 2, p. 172-177, 2014. <http://dx.doi.org/10.1590/S1982-56762014000200008>.
- GUZMÁN, M.; ROMERO, R. A. Comparación de los fungicidas azoxistrobina, propiconazole y difenoconazole en el control de la sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) en banano [Musa (AAA)]. *Corbana*, v. 22, n. 47, p. 49-59, 1997.
- HERMANTO, C.; OPINA, O. S.; NATURAL, M. P. Assessment of fungicide resistance of a population of *Mycosphaerella* spp. on señorita banana variety (Sucrier group). *Tree and Forestry Science and Biotechnology*, v. 4, p. 85-90, 2010.
- JACOME, L. H.; SCHUH, W. Spore production and artificial inoculation techniques for *Mycosphaerella fijiensis* var. *difformis*. *Tropical Agriculture*, v. 70, p. 30-38, 1993.
- MACHADO, E. M. Sensibilidad de las poblaciones de *Mycosphaerella fijiensis* Morelet, a tres fungicidas sistémicos en plantaciones de plátano de Costa Rica. In: POCASANGRE, L.; ROSALES, F.E.; GUZMÁN, M. (Eds.). *Capacitación e investigación para el manejo integrado de la sigatoka negra del plátano en América Latina y el Caribe*. Turrialba, Costa Rica: Inibap-Lac y Corbana. 2003. p. 60-77.
- MARÍN, D. H.; ROMERO, R. A.; GUZMÁN, M.; SUTTON, T. B. Black sigatoka: an increasing threat to banana cultivation. *Plant Disease*, v. 87, n. 3, p. 208-222, 2003. <http://dx.doi.org/10.1094/PDIS.2003.87.3.208>.
- MARTÍNEZ-BOLAÑOS, L.; TÉLIZ-ORTIZ, D.; RODRÍGUEZ-MACIEL, J. C.; MORA-AGUILERA, J. A.; NIETO-ÁNGEL, D.; CORTÉS-FLORES, J. I.; MEJÍA-SÁNCHEZ, D.; NAVA-DÍAZ, C.; SILVA-AGUAYO, G. Resistência a fungicidas em populações de *Mycosphaerella fijiensis* del sureste mexicano. *Agrociencia*, v. 6, p. 707-712, 2012.
- OROZCO-SANTOS, M.; GARCÍA-MARISCAL, K.; MANZO-SÁNCHEZ, G.; GUZMÁN-GONZÁLEZ, S.; MARTÍNEZ-BOLAÑOS, L.; BELTRÁN-GARCÍA, M.; GARRIDO-RAMÍREZ, E.; TORRES-AMEZCUA, J. A.; CANTO-CANCHÉ, B. *La sigatoka negra y su manejo integrado em banano*. Tecomán: SAGARPA, 2013. 152 p.
- 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.
- ROMERO, R. A.; SUTTON, T. B. Sensitivity of *Mycosphaerella fijiensis*, causal agent of black sigatoka of banana, to propiconazole. *Phytopathology*, Saint Paul, v. 87, p. 96-100, 1997.
- SIEROTZKI, H.; PARISI, S.; STEINFELD, U.; TENZER, I.; POIREY, S.; GISI, U. Mode of resistance to respiration inhibitors at the cytochrome bc1 enzyme complex of *Mycosphaerella fijiensis* field isolates. *Pest Management Science*, v. 56, n. 10, p. 833-841, 2000. [http://dx.doi.org/10.1002/1526-4998\(200010\)56:10<833::AID-PS200>3.0.CO;2-Q](http://dx.doi.org/10.1002/1526-4998(200010)56:10<833::AID-PS200>3.0.CO;2-Q).
- VIEIRA, L. S.; SANTOS, P. C. T. C. *Solos da Amazônia; seus usos e outros recursos naturais*. São Paulo: Editora Agronômica Ceres, 1987. 416 p.

Contribuições dos autores: Dr. Luadir Gasparotto, Identificação das áreas e coleta do material de campo nos diferentes estados; Redação do artigo. Dr. Rogério Hanada, Análise laboratorial; Tabulação dos dados; Redação do artigo. Dr. Adônis Moreira, Análise estatística; Redação do artigo.

Agradecimentos: Ao laboratorista Ricardo Pessoa Rebelo (CPAA) pelo apoio na coleta do material e análises e à Embrapa e ao Inpa pelo apoio financeiro.

Fonte de financiamento: Embrapa/Inpa

Conflito de interesses: Não há conflito de interesses no trabalho.