

Principais doenças da cultura do milho

Nicésio Filadelfo Janssen de Almeida Pinto¹

Maria Amélia dos Santos²

Dulândula Silva Miguel Wruck³

Resumo - Nos últimos anos, tem-se presenciado o aumento da incidência de doenças na cultura do milho, que resulta em quedas na produtividade e na qualidade dos grãos. As causas do aumento da incidência dessas doenças são a monocultura do milho, as alterações climáticas e o manejo cultural adotado, fazendo com que os patógenos (fungos, bactérias, nematóides, vírus, mollicutes) permaneçam por mais tempo na área de cultivo. O manejo de doenças do milho exige o empenho do produtor, que resultará numa maior ou menor eficiência do controle. Estão disponíveis no mercado, híbridos que apresentam diferentes graus de resistência para diferentes doenças, mas não para todas. Para algumas doenças foliares, causadas por fungos, há trabalhos comprovando a viabilidade e a eficiência do controle químico, podendo assim fazer parte do sistema de manejo da cultura.

Palavras-chave: *Zea mays*. Doença. Manejo. Nematóide.

INTRODUÇÃO

A incidência e a severidade de doenças na cultura do milho têm aumentado muito nos últimos anos, devido, principalmente, a mudanças climáticas globais, a mudanças no sistema de cultivo (plantio direto, milho irrigado), da época de plantio (primeira época – safra de verão e segunda época – safrinha), de plantios consecutivos (milho no campo o ano todo), da expansão da área cultivada para a região Centro-Oeste e, não raro, à ausência da rotação de culturas (substituída pela sucessão de culturas). Essas mudanças têm contribuído acentuadamente para a multiplicação e preservação de inóculos de diversos patógenos (fungos, bactérias, nematóides, vírus, mollicutes), bem como submetido a cultura do milho a condições edafoclimáticas favoráveis ao desenvolvimento de determinadas doenças.

No Brasil, atualmente, são muitas as doenças da cultura do milho. Destacam-se

a mancha-branca (etiologia indefinida); as ferrugens causadas por *Puccinia sorghi* (ferrugem-comum), *Puccinia polysora* (ferrugem-polissora) e *Phytophthora zeae* (ferrugem-branca ou tropical); a queimada-turcicum (*Exserohilum turcicum*); a cercosporiose (*Cercospora zeae-maydis* e *Cercospora sorghi* f. sp. *maydis*); a mancha-foliar por *Stenocarpella macrospora* (*Diplodia macrospora*); a antracnose-foliar (*Colletotrichum graminicola*); o enfezamento-pálido e o enfezamento-vermelho, entre outras.

DOENÇAS FOLIARES

Mancha por turcicum

Exserohilum turcicum
(= *Helminthosporium turcicum*)

É um fungo invasor do solo e não consegue sobreviver co-

mo saprófita. Portanto, a rotação de cultura, o manejo adequado da matéria orgânica e o bom preparo do solo reduzem sensivelmente o seu potencial de inóculo.

Por outro lado, o desbalanço de nutrientes no solo predispõe as plantas ao ataque deste patógeno (Fig. 1). Excesso de nitrogênio associado à deficiência de potássio torna as plantas mais suscetíveis à doença.

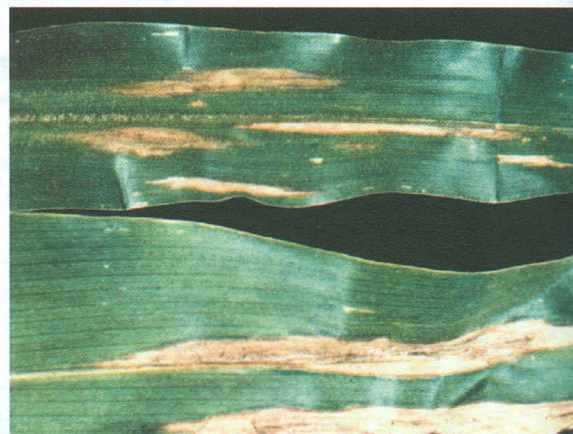


Figura 1 - Mancha por turcicum (*Exserohilum turcicum*)

¹Eng^a Agr^a, D.Sc., Pesq. Embrapa Milho e Sorgo, Caixa Postal 151, CEP 35701-970 Sete Lagoas-MG. Correio eletrônico: nicesio@cnpmc.embrapa.br

²Eng^a Agr^a, D.Sc., Prof^a UFU, Caixa Postal 593, CEP 38400-902 Uberlândia-MG. Correio eletrônico: amelias@umuarara.ufu.br

³Eng^a Agr^a, D.Sc., Pesq. EPAMIG-CTTP, Caixa Postal 351, CEP 38001-970 Uberaba-MG. Correio eletrônico: dmiguel@epamiguberaba.com.br

Mancha-branca

Etiologia indefinida

A medida de controle mais recomendada para a mancha-branca é a utilização de cultivares resistentes. Materiais comerciais de milho têm apresentado alta variabilidade no grau de resistência a esta doença (Fig. 2). A alteração na época de plantio deve coincidir com a fase de suscetibilidade do hospedeiro e ausência do patógeno. Em algumas regiões de ocorrência desta doença, sua severidade tem sido maior nos meses de dezembro a maio, não ocorrendo normalmente nos meses de julho a outubro.



Figura 2 - Mancha-branca

Ferrugem-comum

Puccinia sorghi

A ferrugem-comum do milho (Fig. 3) é favorecida por temperaturas entre 16°C e 23°C, alta umidade relativa e altitudes superiores a 900 m. Por ser parasita obrigatório e apresentar ciclo completo, as principais medidas de controle são a utilização de cultivares resistentes, a eliminação de plantas hospedeiras alternativas e o controle químico.



Figura 3 - Ferrugem-comum
(*Puccinia sorghi*)

Ferrugem-polissora

Puccinia polysora

A ferrugem-polissora (Fig. 4) é favorecida por temperaturas em torno de 27°C, umidade relativa alta e altitudes inferiores a 900 m. Altitudes superiores a 1.200 m são desfavoráveis à doença.

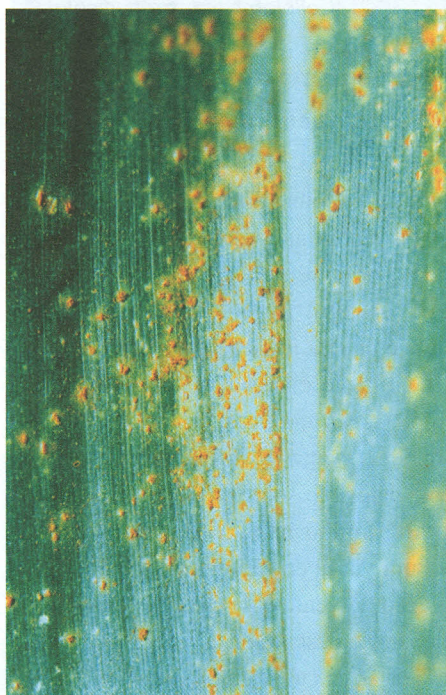


Figura 4 - Ferrugem-polissora
(*Puccinia polysora*)

Ferrugem-branca ou tropical

Physopella zeae

A ferrugem-branca (Fig. 5) é de ocorrência mais recente no Brasil. Nos últimos anos, disseminou-se de forma que se tornou comum em muitas regiões do País. É favorecida por ambientes úmidos e por temperaturas moderadas a altas. Portanto, por amplitude maior de temperatura que aquela mais favorável à ferrugem-polissora, apresentando grande capacidade de adaptação em diferentes ambientes. Em geral, apresenta maior severidade em locais de baixa altitude e, principalmente, em plantios tardios. Por ser parasita obrigatório e apresentar ciclos completos, as principais medidas de controle para as três ferrugens citadas são a utilização de cultivares resistentes, a eliminação de plantas hospedeiras e o controle químico.

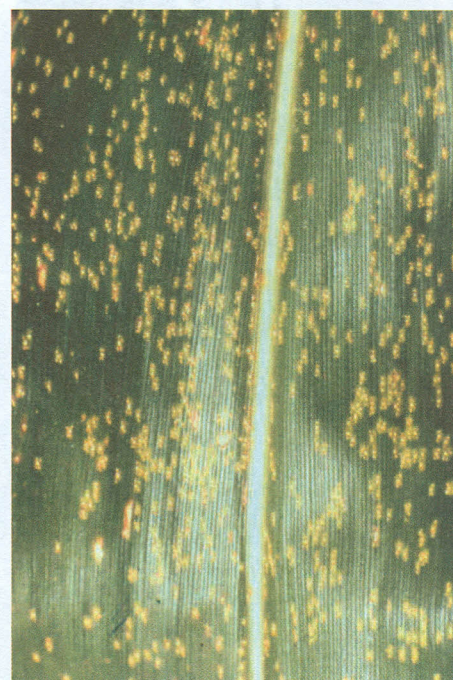


Figura 5 - Ferrugem-branca ou tropical
(*Physopella zeae*)

Cercosporiose

Cercospora zae-maydis e

C. sorghi f. sp. *maydis*

A cercosporiose (mancha-cinza-da-folha) (Fig. 6) pode causar perdas superiores a 80% na produção de grãos de milho. A severidade da cercosporiose é favore-

cida pela ocorrência de vários dias nublados, com alta umidade relativa, presença de orvalho e cerração por longos períodos. O fungo sobrevive em restos de cultura de milho e a disseminação de seus esporos ocorre pelo vento e por respingos de água de chuva ou irrigação. Por isso, um fator de grande importância na severidade da doença é a presença, na superfície do solo, de restos de cultura infectados, os quais se constituem em fonte primária de inóculo. A medida de controle mais eficiente é a utilização de cultivares resistentes, eliminação dos restos de cultura e a rotação de culturas.



Figura 6 - Cercosporiose
(*Cercospora zeae-maydis* e
C. sorghi f. sp. *maydis*)

Antracnose-foliar

Colletotrichum graminicola

A antracnose-foliar está aumentando em incidência e severidade nas lavouras das principais regiões produtoras de milho, notadamente nos estados de GO, MT, MS, MG, SP, PR e SC. Esta doença tem sido favorecida no SPD, bem como em áreas onde não se pratica a rotação de cultura. A antracnose pode estar presente no lim-

bo foliar (Fig. 7) e na nervura central da folha, sendo favorecida por períodos de alta temperatura e de alta umidade relativa. Como medidas de controle, recomenda-se a utilização de sementes saudáveis, de cultivares resistentes e de rotação de culturas.



Figura 7 - Antracnose-foliar
(*Colletotrichum graminicola*)

Mancha por

Stenocarpella macrospora

Este fungo causa manchas necróticas grandes nas folhas do milho (Fig. 8), que podem ser confundidas com aquelas produzidas por *Exserohilum turcium*. Contudo, uma característica sintomatológica importante é que na mancha por *S. macrospora* é facilmente observado um pequeno círculo, visível contra a luz, o qual corresponde ao ponto de infecção do patógeno. Este patógeno sobrevive em resto de cultura de milho infectado, atingindo nova cultura via liberação dos seus esporos pela ação do vento e da água de chuva. Para o controle desta doença recomendam-se a utilização de cultivares resistentes, a eliminação dos restos de cultura contaminados e a rotação de cultura.



Figura 8 - Mancha por *Stenocarpella macrospora*

Queima-bacteriana

Pseudomonas alboprecipitans

A turgidez da folha do milho favorece a ocorrência desta doença, cujos sintomas caracterizam-se pela presença de lesões necróticas, tipicamente alongadas e estreitas (Fig. 9). Excesso de água (chuva ou irrigação) predispõe as plantas de milho ao ataque desta doença.



Figura 9 - Queima-bacteriana
(*Pseudomonas alboprecipitans*)

Enfezamento-pálido

Espiroplasma

Esta doença é transmitida pela cigarrinha (*Dalbulus maidis*). Seus efeitos podem resultar em drástica limitação da produção, particularmente quando as plantas de milho são infectadas nas fases iniciais de desenvolvimento (Fig. 10). Em geral, as plantas apresentam encurtamento de internódios, formação de espigas pequenas e o enchimento de grãos pode ser seriamente prejudicado. As espigas apresentam grãos frouxos, pequenos, descoloridos ou manchados. Dependendo da cultivar, as plantas secam e morrem ou tombam antes da maturidade, provavelmente devido ao enfraquecimento causado pela doença. Em regiões onde o milho é cultivado em plantios sucessivos, as cigarrinhas migram de campos doentes que atingiram a maturidade para campos com plantas jovens, levando com elas o agente da doença. O método mais eficiente para controle do enfezamento-pálido do milho é a utilização de cultivares resistentes.



Figura 10 - Enfezamento-pálido (espiroplasma)

Enfezamento-vermelho

Fitoplasma

O enfezamento-vermelho (Fig. 11), à semelhança do enfezamento-pálido, pode ser seriamente limitante à produção do milho. Esta doença, também, é transmitida por cigarrinhas, principalmente *Dalbulus maidis*. No Brasil, tem sido observado que, em

geral, as plantas afetadas não apresentam acentuada redução do crescimento, embora o tamanho das espigas e o enchimento de grãos sejam seriamente prejudicados. As medidas de controle para o enfezamento-vermelho incluem, principalmente, o uso de cultivares resistentes.



Figura 11 - Enfezamento-vermelho (fitoplasma)

DOENÇAS DO COLMO

Podridão-do-colmo

**Stenocarpella (Diplodia): *S. maydis*
ou *S. macrospora***

A podridão-do-colmo é uma doença favorecida por temperaturas entre 28°C e 30°C e umidade relativa alta, quando estas condições ocorrem duas a três semanas após a polinização (Fig. 12). O fungo, na forma de picnídios e/ou micélio dormente, sobrevive no solo, em restos de cultura e em sementes. Por serem fungos invasores do solo, a rotação de cultura, o manejo adequado da matéria orgânica e o bom preparo de solo reduzem, sensivelmente, o potencial de inóculo no solo. A medida de controle mais econômica e eficiente é a utilização de cultivares resistentes.



Figura 12 - Podridão-do-colmo
(*Stenocarpella maydis*
ou *S. macrospora*)

Podridão-do-colmo

***Fusarium verticillioides* e
*F. subglutinans***

São fungos (Fig. 13) habitantes do solo. Apresentam elevado número de hospedeiros, vivem a maior parte de seu ciclo de vida como saprófitos, podendo infectar

plantas vivas e tornarem-se parasitas. Nesse caso, a eficiência da rotação de cultura é questionável. Por outro lado, o manejo adequado da matéria orgânica e o bom preparo do solo permitirão sensível redução no potencial de inóculo. Culturas de milho corretamente adubadas, a fim de evitar desequilíbrios nutricionais, são mais resistentes. A medida mais econômica e eficiente é a utilização de cultivares resistentes.



Figura 13 - Podridão-do-colmo
(*Fusarium verticillioides*
e *F. subglutinans*)

Podridão-do-colmo

Pythium

O principal causador é o fungo *Pythium aphanidermatum* (Fig. 14), habitante natural do solo e que se diferencia dos demais patógenos de colmo por atacar plantas ainda jovens e vigorosas, antes do florescimento. Em condições de alta umidade do solo e alta temperatura, a podridão ocorre no primeiro entrenó acima do solo. A principal medida de controle é o manejo adequado da água de irrigação.



Figura 14 - Podridão-do-colmo (*Pythium* sp.)

Antracnose-do-colmo

Colletotrichum graminicola

A antracnose-do-colmo (Fig. 15) torna-se mais visível após o florescimento das plantas de milho, e, conseqüentemente,



Figura 15 - Antracnose-do-colmo
(*Colletotrichum graminicola*)

esta é a fase mais apropriada para o seu diagnóstico. A antracnose-do-colmo pode causar a morte prematura da planta, proporcionando o seu tombamento. Esta doença tem sido favorecida no SPD, bem como em áreas onde não se pratica a rotação de cultura. Como medida de controle recomenda-se a utilização de sementes saudáveis, cultivares resistentes e rotação de culturas.

Podridão-preta-do-colmo

Macrophomina phaseolina

Este fungo se desenvolve melhor em condições de solo seco e quente, causando a podridão-preta-do-colmo do milho (Fig. 16). Esta doença é facilmente prevenida em cultivos irrigados com a umidade do solo mantida próxima da capacidade de campo. A incidência desta doença aumenta em condições de altas temperaturas e seca por ocasião do florescimento do milho.



Figura 16 - Podridão-preta-do-colmo (*Macrophomina phaseolina*)

Podridão-mole-do-colmo

Erwinia carotovora pv. *zeae*

Como o nível de umidade do solo afeta, simultaneamente, a suscetibilidade do milho e a virulência do patógeno, a manutenção de altos níveis de umidade no solo é favorável a patógenos dependentes de água para a sua disseminação, como é o caso da bactéria *Erwinia carotovora* pv. *zeae*, que causa a podridão-mole-do-colmo (Fig. 17). As plantas atacadas apresentam apodrecimento aquoso na base do colmo e morrem rapidamente. Esta doença pode ocorrer, também, em locais de temperatura e umidade do ar relativamente altas.



Figura 17 - Podridão-mole-do-colmo (*Erwinia carotovora* pv. *zeae*)

Podridão-do-cartucho

Erwinia chrysanthemi

Em geral, as bactérias necessitam de água livre e altas temperaturas para sua multiplicação e disseminação. Assim, a alta umidade proporcionada pelo excesso de água de irrigação ou chuva, principalmente, pelo acúmulo de água no cartucho da planta, associada a altas temperaturas, favorece

a ocorrência da podridão-do-cartucho por *E. chrysanthemi*. Os sintomas típicos desta doença caracterizam-se pela murcha e seca das folhas do cartucho da planta, decorrentes de podridão aquosa na base desse cartucho (Fig. 18). As folhas do cartucho desprendem-se facilmente e exalam odor desagradável. O controle desta doença do milho, em plantios irrigados, pode ser efetivamente conseguido através do adequado manejo da irrigação.



Figura 18 - Podridão-do-cartucho (*Erwinia chrysanthemi*)

DOENÇAS DA ESPIGA

Carvão-da-espiga

Ustilago maydis

Doença muito comum e de fácil identificação. Ocorre na lavoura normalmente em baixa frequência (plantas isoladas). O desenvolvimento do carvão-da-espiga (Fig. 19) é favorecido por temperatura alta (26-34°C), baixa umidade do solo e em plantas de milho com deficiência nutricional. A infecção da espiga resulta na substituição dos grãos ou das sementes pelas estruturas do fungo, com evidente formação de galhas.



Arquivo Embrapa Milho e Sorgo

Figura 19 - Carvão-da-espiga (*Ustilago maydis*)

Podridão-branca-da-espiga

Stenocarpella maydis
ou *S. macrospora*

Esta podridão é causada pelo mesmo agente etiológico da podridão-do-colmo. Espigas infectadas apresentam grãos de cor marrom, denominados grãos ardidos; de baixo peso e com crescimento micelial branco entre as fileiras de grãos (Fig. 20). Espigas mal empalhadas, com palhas frouxas e que não se dobram para baixo após a maturidade fisiológica dos grãos são mais suscetíveis. Alta precipitação ou irrigações frequentes na época da maturidade dos grãos favorecem o aparecimento desta doença. A medida de controle mais econômica e eficiente é a utilização de cultivares resistentes.



Figura 20 - Podridão-branca-da-espiga (*Stenocarpella maydis* ou *S. macrospora*)

Podridão-rosada-da-espiga

Fusarium verticillioides ou
F. subglutinans

A infecção dos grãos pode-se iniciar pelo topo ou por qualquer outra parte da espiga (Fig. 21), mas sempre associada a alguma injúria no grão (grãos ardidos). A medida mais econômica e eficiente é a utilização de cultivares resistentes.



Figura 21 - Podridão-rosada-da-espiga (*Fusarium verticillioides* ou *F. subglutinans*)

Podridão-vermelha-da-ponta-da-espiga

Gibberella zeae

Esta podridão de espiga é conhecida, também, pelo nome de podridão-de-Gibberella. É mais comum em regiões de clima ameno e de alta umidade relativa. A ocorrência de chuvas após a polinização propicia a ocorrência desta podridão de espiga. A doença inicia-se com massa cotonosa avermelhada na ponta da espiga (Fig. 22) e pode progredir para sua base. A palha pode ser colonizada pelo fungo e tornar-se colada na espiga. Ocasionalmente, esta podridão pode-se iniciar na base e progredir para a ponta da espiga, confundindo o sintoma com aquele causado por *Fusarium verticillioides* ou *F. subglutinans*. Chuvas frequentes no final do desenvolvimento da cultura, principalmente em lavoura com cultivar com espigas que não se dobram para baixo após a maturidade fisiológica dos grãos, aumentam a incidência desta podridão de espiga (grãos ardidos). Este fungo sobrevive nas sementes na forma de micélio dormente. A forma assexual de *Gibberella zeae* é denominada *F. graminearum*.

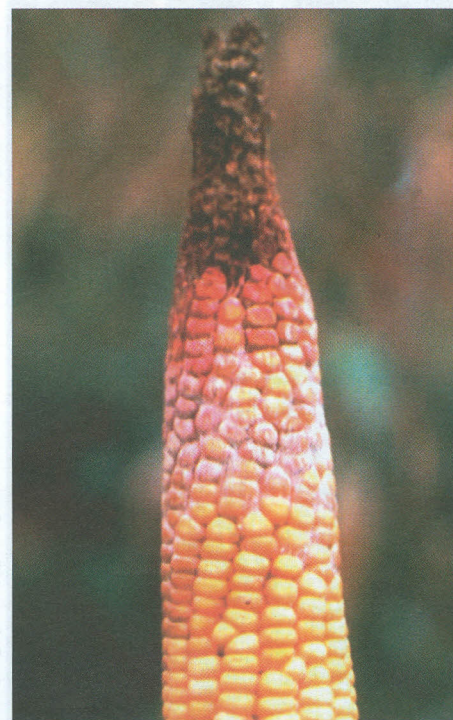


Figura 22 - Podridão-vermelha-da-ponta-da-espiga (*Gibberella zeae*)

Arquivo Embrapa Milho e Sorgo

Arquivo Embrapa Milho e Sorgo

Arquivo Embrapa Milho e Sorgo

Os grãos ardidos em milho são o reflexo das podridões de espigas, causadas pelos fungos presentes no campo, isto é, na fase de pré-colheita. São considerados grãos ardidos todos aqueles que possuem pelo menos ¼ de sua superfície com descolorações, cuja matiz pode variar de marrom-claro a roxo (Fig. 23) ou vermelho-claro a vermelho-intenso (Fig. 24). Esses fungos podem ser divididos em dois grupos: aqueles que apenas produzem grãos ardidos e aqueles chamados toxigênicos, que, além de propiciar a produção de grãos ardidos

são exímios biossintetizadores de toxinas, denominadas micotoxinas.

Como padrão de qualidade tem-se, em algumas agroindústrias, a tolerância máxima de 6% para grãos ardidos, em lotes comerciais de milho. Quando ocorrem fortes chuvas após o estágio da maturidade fisiológica dos grãos e também há a postergação na colheita do milho, normalmente a incidência de grãos ardidos supera este limite de tolerância máxima, cujos valores têm atingido frequentemente 10% a 20%, em algumas cultivares.

As principais micotoxinas que têm sido relatadas contaminando o milho na fase de pré-colheita são as aflatoxinas (*Aspergillus flavus* e *A. parasiticus*), as ocratoxinas (*A. ochraceus*) e as toxinas de *Fusarium*: zearalenona (produzida por *F. graminearum* e *F. roseum*), deoxinivalenol - DON ou vomitoxina (*F. graminearum* e *F. verticillioides*), toxina T-2 (*F. sporotrichioides*) e as fumonisinas (*F. verticillioides*, *F. subglutinans* e *F. proliferatum*). Assim, as perdas qualitativas por grãos ardidos são motivos de desvalorização do produto e ameaça à saúde humana e à dos rebanhos.



Figura 23 - Grãos ardidos (*Stenocarpella maydis*)



Figura 24 - Grãos ardidos (*Fusarium verticillioides*)

DOENÇAS DAS SEMENTES, RAÍZES E PLÂNTULAS

As sementes de milho estão sujeitas a danos por fungos no campo de produção de sementes, durante o período de armazenamento e pelos fungos presentes no solo da semeadura. A semente pode ser infestada ou infectada por fungo. Na infestação, o fungo localiza-se externamente na superfície dela, enquanto que na infecção o fungo aloja-se nos tecidos internos da semente: endosperma e embrião.

Os fungos que sobrevivem no solo na forma de estruturas de resistência (clamidosporos, esclerócios e oósporos) ou aqueles que infectam as sementes podem causar o apodrecimento delas (Fig. 25),



Figura 25 - Podridão-de-sementes (*Pythium aphanidermatum*)

morte de plântulas em pré ou pós-emergência (Fig. 26 e 27), e podridões radiculares em plântulas (Fig. 28 e 29). Na morte das plântulas, o fungo ataca a região do mesocótilo, próximo ao nível do solo, com forma-

ção de lesão mole, a qual pode apresentar coloração preta, branco-parda ou branco-rosada, indicando o ataque de *Pythium* spp., *Diplodia maydis* ou *Fusarium* spp., respectivamente.

No solo, os fungos encontram condições ideais para atacar as sementes de milho, principalmente, quando a semeadura é realizada em condições subótimas, isto é, em solo frio, mal drenado, compactado e



Figura 26 - Plântulas atacadas por *Sclerotium rolfsii*



Figura 27 - Plântulas atacadas por *Pythium aphanidermatum*



Figura 28 - Podridão-das-raízes (*Pythium aphanidermatum*)



Figura 29 - Podridão-das-raízes (*Rhizoctonia solani*)

com baixo nível de oxigênio; condição em que há impedimento da germinação, ou a velocidade de emergência é reduzida, propiciando maior exposição ao ataque dos fungos. Temperatura do solo entre 10°C a 12°C impede a germinação das sementes de milho, porém não cessa o desenvolvimento de fungos do solo causadores de apodrecimento de sementes.

O potencial de inóculo do fungo no solo é fator importantíssimo na germinação das sementes e atua na intensidade de resposta da semente ao tratamento com fungicida. Em solo muito infectado, mesmo que as sementes tenham alto vigor, a melhor decisão é tratá-las com fungicidas. Também, para as regiões mais frias ou para plantios de inverno, devem-se utilizar lotes com alto vigor, associados ao tratamento das sementes com fungicidas.

NEMATÓIDES DO MILHO

Muitas espécies de fitonematóides já foram associadas ao milho em diferentes partes do mundo. No Brasil, as espécies mais importantes são *Pratylenchus brachyurus*, *P. zaeae*, *Helicotylenchus* spp. Steiner, *Criconeiella* spp. De Grises and Loof, *Meloidogyne* spp. Goeldi e *Xiphinema* spp. Cobb. *Rotylenchulus reniformis* também já foi associada como parasito de raízes de milho.

A constatação da ocorrência de nematóides na cultura, principalmente *Meloidogyne incognita* e *M. javanica*, que causam danos em lavouras de milho, tem sido freqüente em alguns Estados brasileiros (CARNEIRO et al., 1990; LORDELLO et al., 1986ab). Em muitas regiões brasileiras, o cultivo do milho apresenta-se como única opção agrícola em programas de rotação de culturas principalmente em função da sua adaptabilidade às diversas condições edafoclimáticas. Além disso, em áreas produtoras de soja com *Heterodera glycines*, o milho é a cultura mais utilizada nos planos de rotação por tratar-se de planta não-hospedeira a essa espécie (MANZOTTE et al., 2002). Por outro lado, estas duas culturas po-

dem ser parasitadas por *Meloidogyne* e *Pratylenchus*.

Meloidogyne: **nematóide-de-galhas**

A ocorrência de *Meloidogyne* parasitando milho e causando prejuízos foi relatada por Lordello et al. (1986b) e tratava-se de *Meloidogyne incognita* raça 3. Atualmente, *Meloidogyne incognita* e *M. javanica* são as espécies mais comuns em lavouras de milho no Brasil. Sob condições experimentais 2 mil juvenis de 2º estágio de *Meloidogyne*/kg de solo reduz o crescimento e a produção do milho.

As espécies de *Meloidogyne* são bastante polífagas, ou seja, apresentam ampla gama de hospedeiros. Desse modo, há comprometimento da utilização de rotação de culturas, pois existe escassez de opções de plantas não-hospedeiras. Entre os hospedeiros, incluem-se as plantas infestantes como beldroega, caruru, capim-marmelada e maria-pretinha, que são ótimas hospedeiras para *Meloidogyne incognita* e *M. javanica*. O descuido de não evitá-las tanto na safra como na entressafra pode resultar no fracasso da tentativa de reduzir o nível populacional do nematóide.

Sintomas

O sistema radicular apresenta pequenas galhas. No entanto, as galhas podem estar totalmente ausentes e, por isso, muitas vezes o milho é considerado, erroneamente, como mau hospedeiro ou até mesmo imune. Sintomas observados na parte aérea do milho que refletem o parasitismo nas raízes, compreendem nanismo, clorose foliar, murcha durante os dias quentes e essas plantas doentes formam as reboleiras de tamanho variável.

Pratylenchus: **nematóide-das-lesões- radiculares**

No Brasil, o nematóide-das-lesões posiciona-se como o segundo grupo mais importante de fitonematóides à agricultura,

ficando em primeiro os causadores de galhas do gênero *Meloidogyne*. No entanto, apresenta um número de trabalhos realizados no Brasil ainda inferior ao necessário (FERRAZ, 1999).

O gênero *Pratylenchus* engloba, aproximadamente, mais de 60 espécies descritas (TIHOHOD, 2000). A distribuição geográfica do nematóide-das-lesões é ampla, parasitando várias cultivares de grande interesse como soja, milho, algodão, fumo, trigo, alfafa, maçã, pêssego e citros (GOODEY et al., 1965). Além disso, apresenta grande número de plantas infestantes como hospedeiros, que possibilitam a sobrevivência na entressafra e interferem na eficácia de programas de rotação de culturas, quando não são eliminadas (MANUEL et al., 1980). Entre as plantas infestantes que se destacam pela alta multiplicação, relacionam-se para *Pratylenchus brachyurus*: carrapichinho (*Alternanthera ficoidea*), capim-carrapicho (*Cenchrus echinatus*), capim-marmelada (*Brachiaria plantaginea*), maria-pretinha (*Solanum nigrum*), capim-colchão (*Digitaria sanguinalis*), braquiárias (*Brachiaria* spp.), tiririca (*Cyperus* spp.) e grama-batatais (*Paspalum notatum*). Enquanto que para *Pratylenchus zaeae*, capim-colonião (*Panicum maximum*), capim-carrapicho, sapé (*Imperata brasiliensis*) e tiririca são ótimas hospedeiras.

Os nematóides-das-lesões são encontrados em quase todos os cultivos de milho e são freqüentemente associados com o crescimento reduzido da cultura. *Pratylenchus brachyurus*, *P. zaeae* e *P. penetrans* são as espécies mais encontradas em regiões tropicais e subtropicais.

Esses nematóides são tipicamente migradores e endoparasitas de órgãos subterrâneos, não obstante possam ser encontrados associados a órgãos aéreos, como em estacas da planta ornamental *Coleus*, causando lesões a cerca de 5 cm acima do nível do solo (THORNE, 1961), ou em ramos de aveia e cevada (MERZHEEVSKAYA, 1951).

Os nematóides-das-lesões têm quatro estádios juvenis e o adulto. Os ovos po-

dem ser depositados no interior das raízes ou no solo. Embora sejam comumente mais encontrados no interior dos tecidos vegetais parasitados. A célula-ovo passa pela embriogênese, resultando no primeiro estágio juvenil (J1). Ocorre a primeira troca de cutícula no interior do ovo, resultando no segundo estágio (J2). Esse juvenil eclode e inicia sua alimentação ao penetrar na raiz da planta. Os juvenis, a partir de J2, sofrem três ecdises antes de tornarem-se adultos. O segundo, terceiro e quarto estágios juvenis e os adultos (fêmeas) são infectivos e penetram nas raízes, movimentando através ou entre as células do córtex, enquanto se alimentam do conteúdo celular (NICKLE, 1984).

A reprodução em *Pratylenchus* pode ser realizada por anfimixia, partenogênese meiótica ou partenogênese mitótica, sendo aparentemente equivalentes os números de espécies anfimíticas e partenogenéticas (ROMAM; TRIANTAPHYLLOU, 1969; LUC, 1987).

Os machos de *P. brachyurus* são extremamente raros, visto que as fêmeas reproduzem-se por partenogênese mitótica. O período necessário para completar uma geração varia conforme a temperatura. Em baixas temperaturas, o ciclo de vida é retardado em milho, quando comparado com o desenvolvimento em temperaturas mais altas (TIHOHOD, 2000). Uma geração completa-se em quatro a oito semanas, em média, e o desenvolvimento é parcial ou totalmente no interior dos tecidos vegetais, particularmente nos sistemas radiculares das plantas hospedeiras. Assim, várias gerações podem ocorrer durante o ciclo vegetativo das culturas (JENKINS; TAYLOR, 1967).

A temperatura juntamente com a espécie vegetal afeta efetivamente o desenvolvimento e a reprodução do *Pratylenchus* (OLOWE; CORBETT, 1976; ZIRAK-PARVAR et al., 1980). Frequentemente a temperatura ótima para desenvolvimento do nematóide está correlacionada com a temperatura ótima requerida para um bom crescimento da planta (OLOWE; CORBETT,

1976). A temperatura de 20°C é considerada ótima para o bom desenvolvimento de raízes e é simultaneamente ótima para penetração máxima na raiz e desenvolvimento do *P. brachyurus* (DICKERSON et al., 1964). Nas espécies de clima tropical, como *P. brachyurus*, o ciclo completa-se em 28 dias a 30°C - 35°C e a mais alta taxa de reprodução foi observada a 29°C - 30°C (LINDSEY; CAIRNS, 1971; OLOWE; CORBETT, 1976).

Embora para muitas espécies de *Pratylenchus* não se tenham dados sobre a influência de características físicas do solo, sabe-se que a textura dele está ligada ao desenvolvimento do nematóide. Em *P. zaeae*, verificou-se que a movimentação horizontal foi bem maior em solo arenoso do que em solo argiloso, quase não havendo migração na ausência de raízes (ENDO, 1959).

Sintomas

O gênero *Pratylenchus*, segundo Tihohod (2000), causa nas raízes ferimentos, onde outros organismos patogênicos como bactérias e fungos, tornam-se oportunistas e penetram. Essa interação ocasiona a formação de lesões que resultam na destruição dos tecidos da raiz. Os sistemas radiculares parasitados mostram-se reduzidos, pouco volumosos e rasos.

Os juvenis e/ou adultos entram nas raízes e penetram através ou entre as células do córtex, alimentando-se do conteúdo celular, enquanto migram pelos tecidos. O parênquima cortical fica bastante desorganizado, devido à destruição de numerosas células durante a movimentação dos espécimes (ação mecânica). Também, durante a alimentação, observa-se injeção de secreções esofagianas no interior das células (ação tóxica), as quais se degeneram e acabam morrendo pouco tempo depois da retirada do nematóide. Com isso, ocorre severa proliferação de raízes laterais em milho (OGIGA; ESTEY, 1975; ZIRAK-PARVAR et al., 1980). As radículas infestadas por *Pratylenchus* frequentemente sofrem invasão por fungos e/ou bacté-

rias do solo, resultando no aparecimento de muitas lesões necróticas típicas, de coloração escura.

P. zaeae causa interrupção mecânica das células e necrose, e resulta na formação de cavidades no tecido cortical (OLOWE; CORBETT, 1976; OLOWE, 1977). Ao contrário, *P. brachyurus* causa mais necrose do que danos mecânicos. Ocasionalmente, é observada uma delicada hipertrofia da célula. A presença de pequenas lesões na superfície da raiz planta pode ser observada com frequência. A alteração das células é o resultado da reação às toxinas produzidas pelo nematóide (BROOKS; PERRY, 1967).

As reboleiras são características nas pratilencoses de cultivos de milho, consistindo de conjunto de plantas que apresenta sintomas reflexos na parte aérea em função do parasitismo que acontece nas raízes. As plantas tornam-se pequenas (nanismo), com ramos finos e folhas cloróticas amareladas. A murcha pode ocorrer durante a estação seca e, com ataque severo, pode acontecer a desfolha. Espigas pequenas e mal granadas podem também ser observadas.

Manejo de áreas contaminadas por nematóides

O milho é uma das culturas mais recomendadas para a prática de rotação em áreas infestadas com *Meloidogyne javanica* (Treb, 1885) Chitwood 1949, pela existência de muitos genótipos que não permitem a multiplicação do nematóide. No entanto, para *P. brachyurus*, *P. zaeae* Graham 1951 e *M. incognita* já não há essa pronta disponibilidade.

O conhecimento do fator de reprodução (FR) das espécies de nematóides em genótipos de milho é importante. O FR é calculado pela razão entre a população final do nematóide (colheita) e a população inicial do nematóide (semeadura), e expressa se o genótipo é bom ou mau hospedeiro. Os híbridos e cultivares de milho utilizados em plantios comerciais devem apresentar FR menor que 1, se possível igual a zero ou

próximo de zero, ou seja, maus hospedeiros. Deve haver pressão por parte dos agricultores, para que as empresas de sementes de milho forneçam as informações de FR. Há uma variação de hospedabilidade dos vários genótipos testados e como esses materiais apresentam diferenciação de uso regional, são muitos no mercado, e as informações são escassas e nem sempre atualizadas.

Brito e Antônio (1989), trabalhando com diversos genótipos de milho, observaram que dos materiais testados, a maioria comportou-se como resistente ao nematóide *M. javanica*. Em outro trabalho, Manzotte (2002) constataram que, dos 56 materiais, 24 mostraram-se resistentes a *M. javanica*. Por outro lado, Felli e Monteiro (1987), Manzotte (2002) e Medeiros et al. (2001) avaliaram genótipos de milho quanto à reação de *M. incognita* e *M. javanica*, e observaram suscetibilidade em todos os materiais estudados.

Embora a resistência do milho a *M. javanica* já tenha sido relatada, as reações de cultivares utilizadas no Nordeste e das linhagens selecionadas nos programas de melhoramento dirigidos àquela região não são conhecidas. Um dos principais fatores responsáveis por essa falta de informação é que o parasitismo do nematóide-das-galhas em milho nem sempre induz à formação de genótipos efetivamente resistentes (MEDEIROS et al., 2001).

Carbofuran é o ingrediente ativo dos nematicidas recomendados para a cultura do milho no controle de *Pratylenchus zaei* (ANDREI, 1999, 2003). Acréscimos de 33% a 128% na produção podem ser obtidos após a aplicação de nematicidas.

Entre as alternativas, o uso da rotação de cultura com plantas do gênero *Crotalaria* é uma eficiente medida de controle. Considerando-se que no Brasil poucas pesquisas têm sido feitas sobre a utilização de *Crotalaria* no controle de espécies de *Pratylenchus*, estudos mostram que a maioria das espécies de *Crotalaria* apresentam acentuada resistência a *P. brachyurus* e *P. zaei* (SILVA et al., 1989).

A utilização de genótipos resistentes seria a medida mais eficiente e econômica de controle desses nematóides. Porém, pouco se sabe sobre a resistência de espécies vegetais ao nematóide-das-lesões.

Segundo Ferraz (1999), quanto ao controle de *P. brachyurus* e *P. zaei* nas culturas da cana-de-açúcar, do café e do milho, há um número expressivo de trabalhos desenvolvidos no País. Contudo, muitos foram divulgados na forma de resumos e de publicações de difícil acesso. Outro problema levantado foi que as estratégias avaliadas visam o controle não só do *Pratylenchus*, mas primariamente das espécies de *Meloidogyne*.

Outras medidas, como o alqueive que consiste em arações sucessivas, arranquio e eliminação de restos culturais, também são importantes no controle desses nematóides (TIHOHOD, 2000). Entretanto, deve-se recorrer também a medidas de prevenção para impedir ou limitar a contaminação de áreas não infestadas, principalmente com relação ao trânsito de máquinas e implementos agrícolas.

REFERÊNCIAS

ANDREI, E. **Compêndio de defensivos agrícolas**. 6.ed. comp. de atual. São Paulo: Organização Andrei, 2003. v.2, 302p.

_____. **Compêndio de defensivos agrícolas: guia prático de produtos fitossanitários para uso agrícola**. 6.ed. rev. e atual. São Paulo: Organização Andrei, 1999. 672p.

BRITO, J.A. de; ANTÔNIO, H. Resistência de genótipos de milho a *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.13, p.129-137, 1989.

BROOKS, T. L.; PERRY, V.G. Pathogenicity of *Pratylenchus brachyurus* to citrus. **Plant Disease Report**, Beltsville, v.51, p.569-573, 1967.

CARNEIRO, R. G.; ANTÔNIO, H.; BRITO, J.A.; ALTÉIA, A.A.K. Identificação de espécies e raças fisiológicas de *Meloidogyne* na região Noroeste do estado do Paraná: resultados preliminares.

In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 14., 1990, Londrina. **Resumos...** Londrina: Sociedade Brasileira de Nematologia, 1990. p.4.

DICKERSON, O.J.; DARLING, H.M.; GRIFFIN, C.D. Pathogenicity and population trends of *Pratylenchus penetrans* on potato and corn. **Phytopathology**, Worcester, v.54, n.3, p.317-322, Mar. 1964.

ENDO, B.Y. Responses of root-lesion nematodes, *Pratylenchus brachyurus* and *P. zaei*, to various plants and soil types. **Phytopathology**, Baltimore, v.49, p.417-421, July 1959.

FELLI, L.F.S.; MONTEIRO, A. R. Hospedabilidade de variedades de milho, *Zea mays*, a *Meloidogyne incognita* raça 1. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.11. p.6-7, 1987.

FERRAZ, L.C.C.B. Gênero *Pratylenchus*: os nematóides das lesões radiculares. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, v.7, p.157-195, 1999.

GOODEY, J.B.; FRANKLIN, M.T.; HOOPER, D.J.T. **Goody's: the nematode parasites of plant catalogued under their hosts**. 3rd. ed. Farnham Royal: CAB, 1965. 138p.

JENKINS, W.R.; TAYLOR, D.P. **Plant nematology**. New York: Reinhold, 1967. 270p.

LINDSEY, D.W.; CAIRNS, E.J. Pathogenicity of the lesion nematode, *Pratylenchus brachyurus*, on six soybean cultivars. **Journal of Nematology**, v.3, p.220-226, 1971.

LORDELLO, A.I.L.; LORDELLO, R.R.A.; SAWAZAKI, E. Susceptibilidade de genótipos de milho às raças de *Meloidogyne incognita*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.10, p.21-22, 1986a.

LORDELLO, R.R.A.; LORDELLO, A.I.L.; SAWAZALI, E.; TREVISAN, W.L. Nematóide das galhas danifica lavoura de milho em Goiás. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.10, p.145-149, 1986b.

LUC, M. A reappraisal of Tylenchida (Nemata) – 7: the family Pratylenchidae Thorne. **Review Nematology**, v.10, p.203-218, 1987.

MANUEL, J.S.; REYNOLDS, D.A.; BENDIXEN, L.E.; RIEDEL, R.M. Weeds as hosts of *Pratylenchus*. **Agricultural Research Development Center Bulletin**, p.1123, 1980.

MANZOTTE, U.; DIAS, W.P.; MENDES, M. de L.; SILVA, J.F.V. da; GOMES, J. Reação de híbridos de milho a *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.26, n.1, p.105-108, jun. 2002.

MEDEIROS, J.E.; SILVA, P.H.; BIONDI, C. M.; MOURA, R.M.; PEDROSA, E.M.R. Reação de genótipos de milho ao parasitismo de *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.25, n.2, p.243-245, dez. 2001.

MERZHEEVSKAYA, O.I. New species of nematodes. **Sbornik Nauchnykh Trudov**, v.2, p.112-120, 1951.

NICKLE, W. R. **Plant and insect nematodes**. New York: Marcel Dekker, 1984. 985p.

OGIGA, I.R.; ESTEY, R.H. Penetration and colonization of *Brassica rapa* and *Zea mays* root lesions by *Pratylenchus penetrans*. **Phytoprotection**, v.56, p.23-30, 1975.

OWE, T. Histological changes in mays root induced by *Pratylenchus brachyurus* and *P. zae* in the absence of other micro-organisms. **Nigeria Journal of Plant Protection**, v.3, p.41-51, 1977.

_____; CORBETT, D.C.M. Aspects of the biology of *Pratylenchus brachyurus* and *P. zae*. **Nematologica**, v.22, p.202-211, 1976.

ROMAN, J.; TRIANTAPHYLLOU, A.C. Gametogenesis and reproduction of seven species of

Pratylenchus. **Journal of Nematology**, v.1, p.357-362, 1969.

SILVA, G. S. da; FERRAZ, S.; SANTOS, J. M. dos. Resistência de espécies de *Crotalaria* a *Pratylenchus brachyurus* e *P. zae*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.13, p. 81-86, 1989.

THORNE, G. **Principles of nematology**. New York: McGraw-Hill, 1961. 553p.

TIHOHOD, D. **Nematologia agrícola aplicada**. Jaboticabal: FUNEP, 2000. 473p.

ZIRAKPARVAR, M.E.; NORTON, D.C.; COX, C.P. Population increase of *Pratylenchus hexincisus* on corn as related to soil temperature and type. **Journal of Nematology**, v.12, p.313-318, 1980.

Milho de Qualidade

A UFV e a EPAMIG acabam de firmar uma parceria, que visa multiplicar sementes de variedades melhoradas de milho, para atender o pequeno e o médio produtor.

UFVM 100 *Nativo*

- ♦ Tripla finalidade: grãos, silagem e milho-verde
- ♦ Potencial produtivo de grãos: 120 sacas/ha
- ♦ Potencial produtivo de silagem: 40 t/ha de massa verde
- ♦ Adequado para baixa e média tecnologia
- ♦ Duas espigas por planta
- ♦ Grãos amarelos, dentados e macios
- ♦ Baixo custo das sementes
- ♦ Excelente retorno econômico

UFVM 200 *Soberano*

- ♦ Potencial produtivo de grãos: 120 sacas/ha
- ♦ Adequado para baixa e média tecnologia
- ♦ Ciclo precoce
- ♦ Ótimo empalhamento das espigas
- ♦ Espigas grandes / Grãos duros e alaranjados
- ♦ Maior tolerância aos carunchos
- ♦ Baixo custo das sementes
- ♦ Excelente retorno econômico

Sementes disponíveis para venda, a partir do segundo semestre de 2007.
Informações pelo telefone: (31) 3488-8685



Universidade Federal
de Viçosa



EPAMIG

Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais

Parceiros na busca da qualidade