

Capítulo 10

Doenças na Cultura do Milho

Carlos Roberto Casela
Alexandre da Silva Ferreira
Nicésio Filadelfo Jansen de Almeida Pinto

10.1 Introdução

Trabalhos de monitoramento de doenças realizados pela Embrapa Milho e Sorgo e pelo setor privado têm demonstrado que a mancha branca, a cercosporiose a ferrugem polissora, a ferrugem tropical, a ferrugem comum, a helmintosporiose e os enfezamentos pálido e vermelho estão entre as principais doenças da cultura do milho, no momento. A importância de cada uma dessas doenças é variável de ano para ano e de região para região, mas não é possível afirmar que alguma delas seja de maior importância em relação às demais. Além das doenças acima mencionadas, novos desafios têm surgido ao longo dos últimos anos, como o aumento na severidade da antracnose foliar, em algumas regiões do país, e a ocorrência de podridões causadas por *Stenocarpella maydis* e *S. macrospora*, antes mais comuns em áreas de plantio na região Sul do país, em algumas áreas do Centro-Oeste. Normalmente, um programa de pesquisa tende a se concentrar na busca de soluções para problemas identificados até que soluções adequadas sejam encontradas, o que exige um certo número de anos. O agricultor, por outro lado, enfrenta, a cada ano, novos problemas e tende normalmente a considerá-los como prioritários, exigindo soluções rápidas e imediatas.

Várias medidas são sugeridas para o manejo de doenças na cultura do milho: 1) plantio em época adequada, de modo a se evitar que os períodos críticos para a produção não coincidam com condições ambientais mais favoráveis ao desenvolvimento da doença; 2) utilização de sementes de boa qualidade e tratadas com fungicidas; 3) utilização da rotação com culturas não suscetíveis; 4) manejo adequado da lavoura - adubação, população de plantas adequada, controle de pragas e de invasoras e colheita na época correta. Essas medidas trazem benefício imediato ao pro-

dutor, por reduzirem o potencial de inóculo em sua lavoura, mas, principalmente, contribuem para uma maior durabilidade e estabilidade da resistência genética presentes nas cultivares comerciais, por reduzirem a população de agentes patogênicos. A mais atrativa estratégia de manejo de doenças é a utilização de cultivares geneticamente resistentes, uma vez que o seu uso não exige nenhum custo adicional ao produtor, não causa nenhum tipo de impacto negativo ao ambiente, é perfeitamente compatível com outras alternativas de controle e é, muitas vezes, suficiente para o controle da doença.

10.2 Doenças foliares

10.2.1 Cercosporiose (*Cercospora zea-maydis* e *C. sorghi* f. sp. *maydis*)

10.2.1.1 Importância e distribuição

A doença foi observada inicialmente no Sudoeste do estado de Goiás, em Rio Verde, Montividiu, Jataí e Santa Helena, no ano de 2000. Atualmente, está presente em praticamente todas as áreas de plantio de milho no Centro-Sul do Brasil. Ocorre com alta severidade em cultivares suscetíveis, com as perdas podendo ser superiores a 80%.

10.2.1.2 Sintomas

Os sintomas caracterizam-se por manchas de coloração cinza, retangulares a irregulares, com as lesões desenvolvendo-se paralelas às nervuras. Pode ocorrer acamamento, em ataques mais severos da doença (Figura 10.1).



Figura 10.1. Cercosporiose (*Cercospora zeae-maydis*)

10.2.1.3 Epidemiologia

A disseminação ocorre através de esporos e restos de cultura levados pelo vento e por respingos de chuva. Os restos de cultura são, portanto, fonte local e fonte para outras áreas.

10.2.1.4 Manejo da Doença

Plantio de cultivares resistentes. Evitar a permanência de restos da cultura de milho em áreas em que a doença ocorreu com alta severidade, para reduzir o potencial de inóculo. Realizar rotação com culturas como soja, sorgo, girassol, algodão e outras, uma vez que o milho é o único hospedeiro da *Cercospora zeae-maydis*. Para evitar o aumento do potencial de inóculo da *Cercospora zeae-maydis*, deve-se evitar o plantio de milho após milho. Plantar cultivares diferentes em uma mesma área e em cada época de plantio. Realizar adubações de acordo com as recomendações técnicas, para evitar desequilíbrios nutricionais nas plantas de milho, favoráveis ao desenvolvimento desse patógeno, principalmente a relação nitrogênio/potássio. Para que essas medidas sejam eficientes, recomenda-se a sua aplicação regional (em

macrorregiões), para evitar que a doença volte a se manifestar a partir de inóculo trazido pelo vento de lavouras vizinhas infectadas.

10.2.2 Mancha branca ou mancha de *Phaeosphaeria*

10.2.2.1 Importância e distribuição

A doença apresenta ampla distribuição no Brasil. As perdas na produção podem ser superiores a 60%, em determinadas situações.

10.2.2.2 Sintomas

As lesões iniciais apresentam um aspecto de encharcamento (anasarca), tornando-se necróticas, com coloração palha, de formato circular a oval, com 0,3 a 2cm de diâmetro. Há coalescência de lesões em ataques mais severos (Figura 10.2).



Figura 10.2. Mancha branca (*Pantoeae ananas*)

10.2.2.3 Epidemiologia

Alta precipitação, alta umidade relativa (>60%) e baixas temperaturas noturnas, em torno de 14°C, são favoráveis à doença. Plantios tardios favorecem a doença. Há o envolvimento da bactéria *Pantoeae ananas* nas fases iniciais da doença.

10.2.2.4 Manejo da doença

Plantio de cultivares resistentes. Plantios realizados mais cedo reduzem a severidade da doença. O uso da prática da rotação de culturas contribui para a redução do potencial de inóculo.

10.2.3 Ferrugem polissora (*Puccinia polysora*)

10.2.3.1 Importância e distribuição geográfica

No Brasil, já foram determinados danos de 44,6% à produção de milho pelas ferrugens branca e polissora, sendo a maior parte atribuída a *P. polysora* e parte a *Physopella zae*. A doença está distribuída por toda a região Centro-Oeste, Noroeste de Minas Gerais, São Paulo e parte do Paraná.

10.2.3.2 Sintomas

Pústulas circulares a ovais, marrom-claras, distribuídas na face superior das folhas e, com muito menor abundância, na face inferior da folha (Figura 10.3).

10.2.3.3 Epidemiologia

A ocorrência da doença depende da altitude, ocorrendo com maior intensidade abaixo de 700m. Locais acima de 1.200m são desfavoráveis ao desenvolvimento da doença.



Figura 10.3. Ferrugem polissora (*Puccinia polysora*)

10.2.3.4 Manejo da doença

Plantio de cultivares com resistência genética.

10.2.4 Ferrugem comum (*Puccinia sorghi*)

10.2.4.1 Importância e Distribuição

No Brasil, a doença tem ampla distribuição, com severidade moderada, tendo maior severidade nos estados da região Sul.

10.2.4.2 Sintomas

As pústulas são formadas na parte área da planta e são mais abundantes nas folhas. Em contraste com a ferrugem polissora, as pústulas são formadas em ambas as superfícies da folha, apresen-

tam formato circular a alongado e se rompem rapidamente (Figura 10.4).



Figura 10.4. Ferrugem comum (*Puccinia sorghi*)

10.2.4.3 Epidemiologia

Temperaturas baixas (16 a 23°C) e alta umidade relativa (100%) favorecem o desenvolvimento da doença.

10.2.4.4 Manejo da Doença

Plantio de cultivares com resistência genética.

10.2.5 Ferrugem Tropical ou Ferrugem Branca (*Physopella zeae*)

10.2.5.1 Importância e Distribuição

No Brasil, encontra-se distribuída no Centro-Oeste e no Sudeste (Norte de São Paulo). O problema é maior em plantios contínuos de milho, principalmente em áreas irrigadas com pivô.

10.2.5.2 Sintomas

Pústulas brancas ou amareladas, em pequenos grupos, de 0,3 a 1,0mm de comprimento, na superfície superior da folha, paralelamente às nervuras (Figura 10.5).

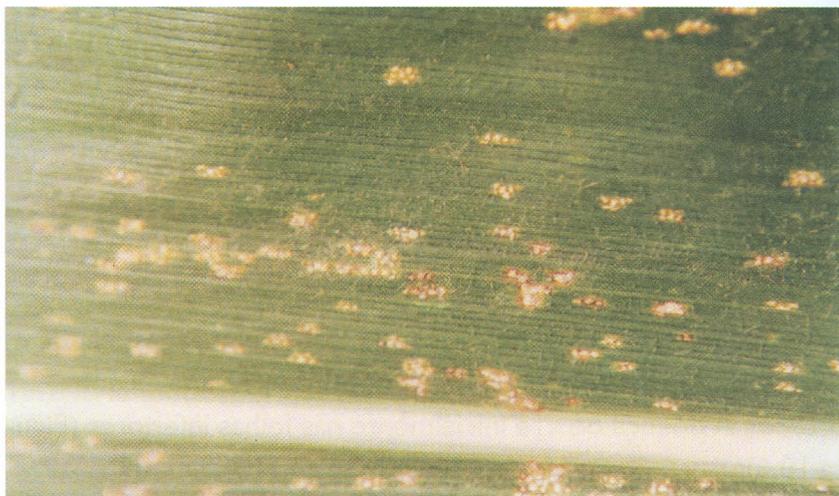


Figura 10.5. Ferrugem branca (*Physopella zeae*)

10.2.5.3 Epidemiologia

Os uredósporos são o inóculo primário e secundário, sendo transportados pelo vento ou em material infectado. Não são conhecidos hospedeiros intermediários de *P. zeae*. A doença é favorecida por condições de alta temperatura (22-34°C), alta umidade relativa e baixas altitudes. Por ser um patógeno de menor exigência em termos de umidade, o problema tende a ser maior na safrinha.

10.2.5.4 Manejo da doença

Plantio de cultivares resistentes. Os plantios contínuos tendem a agravar o problema causado pelas ferrugens em geral. Re-

comenda-se a alternância de genótipos e a interrupção no plantio durante um certo período, para que ocorra a morte dos uredósporos.

10.2.6 Helmintosporiose (*Exserohilum turcicum*)

10.2.6.1 Importância e distribuição

No Brasil, o problema tem sido maior em plantios de safrinha. As perdas podem atingir a 50%, em ataques antes do período de floração.

10.2.6.2 Sintomas

Os sintomas característicos são lesões alongadas, elípticas, de coloração cinza ou marrom e comprimento variável entre 2,5 e 15cm. A doença ocorre inicialmente nas folhas inferiores (Figura 10.6).



Figura 10.6. Helmintosporiose (*E. turcicum*)

10.2.6.3 Epidemiologia

O patógeno sobrevive em folhas e colmos infectados. A disseminação ocorre pelo transporte de conídios pelo vento, a longas distâncias. Temperaturas moderadas (18-27°C) são favoráveis à doença, bem como a presença de orvalho. O patógeno tem como hospedeiros o sorgo, o capim sudão, o sorgo de halepo e o teosinto.

10.2.6.4 Manejo da doença

O controle da doença é feito através do plantio de cultivares com resistência genética. A rotação de culturas é também uma prática recomendada para o manejo dessa doença.

10.2.7 Helmintosporiose (*Bipolaris maydis*)

10.2.7.1 Importância e distribuição

Essa doença encontra-se bem distribuída no Brasil, porém com severidade baixa a média.

10.2.7.2 Sintomas

A raça 0 produz lesões alongadas, delimitadas pelas nervuras com margens castanhas, com forma e tamanho variáveis. O patógeno ataca apenas as folhas. A Raça T produz lesões de coloração marrom, de formato elíptico, margens amareladas ou cloróticas.

10.2.7.3 Epidemiologia

A sobrevivência ocorre em restos culturais infectados e grãos. Os conídios são transportados pelo vento e por respingos

de chuva. A temperatura ótima para o desenvolvimento da doença é de 22 a 30°C. A doença é favorecida por alta umidade relativa. A ocorrência de longos períodos de seca e de dias de muito sol entre dias chuvosos é desfavorável à doença.

10.2.7.4 Manejo da doença

Plantio de cultivares resistentes e rotação de culturas.

10.2.8 Mancha de Diplodia (*Stenocarpella macrospora*)

10.2.8.1 Importância e distribuição

Essa doença está presente nos estados de Minas Gerais, Goiás, São Paulo, Bahia e Mato Grosso e na região Sul do país. Apesar de amplamente distribuída, tem ocorrido com baixa severidade, até o momento.

10.2.8.2 Sintomas

As lesões são alongadas, grandes, semelhantes as de *H. turcicum*. Diferem desta por apresentar, em algum local da lesão, pequeno círculo visível contra a luz (ponto de infecção). Podem alcançar até 10 cm de comprimento (Figura 10.7).

10.2.8.3 Epidemiologia

A disseminação ocorre através dos esporos e dos restos de cultura levados pelo vento e por respingos de chuva. Os restos de cultura são fonte local e de disseminação da doença para outras áreas.

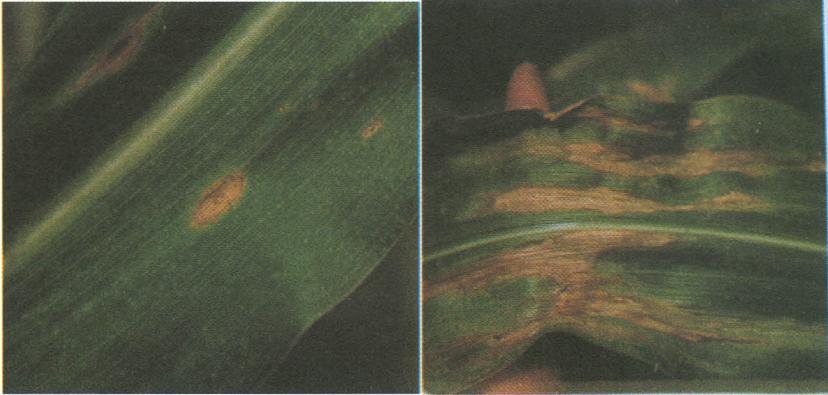


Figura 10.7. Mancha de diplodia (*Stenocarpella macrospora*)

10.2.8.4 Manejo da doença

Plantio de cultivares resistentes e rotação de culturas.

10.2.9 Antracnose (*Colletotrichum graminicola*)

10.2.9.1 Importância e distribuição

O aumento dessa doença está associado ao cultivo mínimo e ao plantio direto e também à não utilização da rotação de cultura. A doença está presente nos estados de GO, MG, MT, MS, SP, PR e SC.

10.2.9.2 Sintomas

Na fase foliar, a doença caracteriza-se pela presença de lesões de formas variadas, sendo, às vezes, difícil o seu diagnóstico. Nas nervuras, é comum a presença de lesões elípticas com frutificações (acérvulos do patógeno) (Figura 10.8).

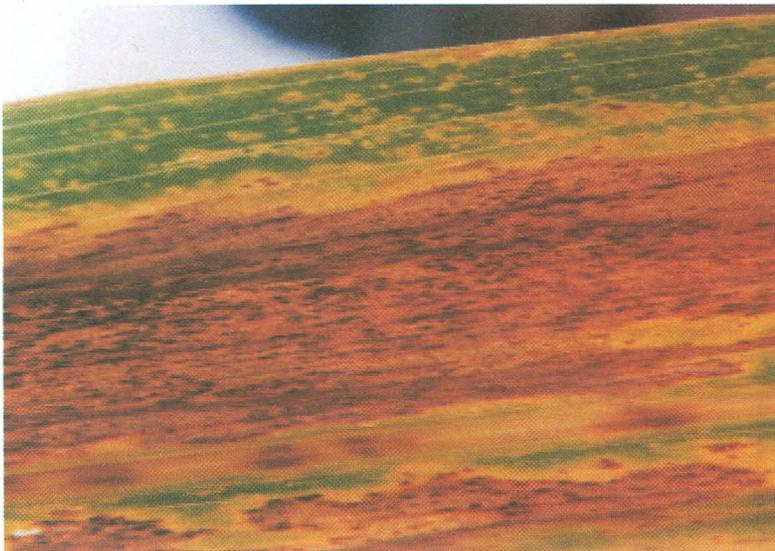


Figura 10.8. Antracnose foliar (*Colletotrichum graminicola*)

10.2.9.3 Epidemiologia

A taxa de aumento da doença é uma função da quantidade inicial de inóculo presente nos restos de cultura, o que indica a importância do plantio direto e plantio em sucessão para o aumento do potencial de inóculo. Outro fator que influencia na quantidade de doença é a taxa de reprodução do patógeno, que vai depender das condições ambientais e a da própria raça do patógeno presente.

10.2.9.4 Manejo da doença

Plantio de cultivares resistentes. A rotação de cultura é essencial para a redução do potencial de inóculo presente nos restos de cultura.

10.3 Podridões do colmo

As principais podridões do colmo na cultura do milho podem ocorrer antes do fase de enchimento dos grãos, em plantas jovens e vigorosas ou após a maturação fisiológica dos grãos, em plantas senescentes. No primeiro caso, as perdas se devem à morte prematura das plantas, com efeitos negativos no tamanho e no peso dos grãos, como consequência da redução na absorção de água e nutrientes. Pode ocorrer o tombamento das plantas. No segundo caso, as perdas na produção se devem ao tombamento das plantas, o que dificulta a colheita mecânica e expõe as espigas à ação de roedores e ao apodrecimento, pelo contato com o solo. O tombamento das plantas é função do peso e altura da espiga; da quantidade do colmo apodrecida; da dureza da casca e da ocorrência de ventos.

As podridões do colmo geralmente se iniciam pelas raízes, passando para os entrenós inferiores e, posteriormente, para os entrenós superiores ou diretamente pelo colmo, através de ferimentos. Estresses durante a fase de enchimento de grãos predispoem as plantas às podridões. São considerados fatores estressantes as doenças foliares, os danos nas folhas ou no colmo causados por insetos, a umidade excessiva ou deficiente do solo, o baixo teor de K em relação ao de N, os períodos prolongados de nebulosidade, a alta densidade de semeadura e a ocorrência de chuvas com intensidade acima do normal, duas a três semanas após o florescimento. De modo geral, as podridões do colmo não ocorrem uniformemente na área, mas ao acaso. É possível encontrar plantas sadias ao lado de plantas apodrecidas.

Por serem os microorganismos causadores das podridões do colmo capazes de sobreviver nos restos de cultura e no solo, a

adoção do Sistema Plantio Direto pode aumentar significativamente a quantidade de inóculo no solo, tornando as lavouras de milho nesse sistema de cultivo mais sujeitas à ocorrência das podridões em alta intensidade.

Quanto às podridões de raízes, as perdas econômicas estão diretamente relacionadas ao teor de umidade no solo e, geralmente, são causadas por um complexo de microorganismos.

10.3.1 Podridão de *Stenocarpella*

10.3.1.1 Etiologia

Pode ser causada pelos fungos *Stenocarpella maydis* ou *S. macrospora*, os mesmos agentes causais da podridão branca das espigas. *Stenocarpella macrospora* pode também causar lesões foliares em milho. As duas espécies diferem entre si por *S. maydis* apresentar conídios duas vezes menores que os de *S. macrospora* e por não causar lesões foliares.

10.3.1.2. Sintomas

Plantas infectadas por qualquer um desses fungos apresentam, externamente, próximas aos entrenós inferiores, lesões marrom-claras, quase negras, nas quais é possível observar a presença de pequenos pontinhos negros (picnídios). Internamente, o tecido da medula adquire coloração marrom, pode se desintegrar, permanecendo intactos somente os vasos lenhosos, sobre os quais é possível observar também a presença de picnídios.

10.3.1.3 Epidemiologia

As podridões do colmo causadas por *Stenocarpella* sp. são favorecidas por temperaturas entre 28 e 30°C e alta umidade,

principalmente na forma de chuva. Esses fungos sobrevivem nos restos de cultura, na forma de picnídios, e nas sementes, na forma de picnídios ou de micélio. Apresentam como único hospedeiro o milho, o que torna a rotação de culturas uma medida eficiente no controle dessa doença. A disseminação dos conídios pode ocorrer pela ação da chuva ou do vento.

10.3.1.4 Manejo da doença

Utilização de cultivares resistentes e rotação de culturas, principalmente em áreas onde se utiliza o Sistema Plantio Direto. Evitar altas densidades de semeadura. Realizar adubações de acordo com as recomendações técnicas, para evitar desequilíbrios nutricionais nas plantas de milho.

10.3.2 Podridão de Fusarium

10.3.2.1 Etiologia

É uma doença causada por várias espécies de *Fusarium*, entre elas *F. moniliforme* e *F. moniliforme* var. *subglutinans*, que também causam a podridão rosada das espigas.

10.3.2.2 Sintomas

Em plantas infectadas, o tecido dos entrenós inferiores geralmente adquire coloração avermelhada, que progride de forma uniforme e contínua da base em direção à parte superior da planta. Embora a infecção do colmo possa ocorrer antes da polinização, os sintomas só se tornam visíveis logo após a polinização e aumentam em severidade à medida em que as plantas entram em senescência. A infecção pode se iniciar pelas raízes e é favorecida por ferimentos causados por nematóides ou pragas subterrâneas.

10.3.2.3 Epidemiologia

Esse patógeno é um fungo de solo capaz de sobreviver nos restos de cultura na forma de micélio e apresenta várias espécies vegetais como hospedeiras, o que torna a medida de rotação de cultura pouco eficiente. Frequentemente, pode ser encontrado associado às sementes. A disseminação dos conídios se dá através do vento ou da chuva.

10.3.2.4 Manejo da doença

Uso de cultivares resistentes. Evitar altas densidades de semeadura. Realizar adubações de acordo com as recomendações técnicas, para evitar desequilíbrios nutricionais nas plantas de milho.

10.3.3 Antracnose do colmo

10.3.3.1 Etiologia

Essa podridão é causada pelo fungo *Colletotrichum graminicola*, que pode infectar todas as partes da planta de milho, resultando diferentes sintomas nas folhas, no colmo, na espiga, nas raízes e no pendão.

10.3.3.2 Sintomas

Embora esse patógeno possa infectar as plantas nas fases iniciais de seu desenvolvimento, os sintomas são mais visíveis após o florescimento. A podridão do colmo é caracterizada pela formação, na casca, de lesões encharcadas, estreitas, elípticas na vertical ou ovais. Posteriormente, tornam-se marrom-avermelhadas e, finalmente, marrom-escuras a negras. As lesões podem coalescer, formando extensas áreas necrosadas de coloração es-

cura-brilhante (Figura 10.9). O tecido interno do colmo apresenta, de forma contínua e uniforme, coloração marrom-escura, podendo se desintegrar, levando a planta à morte prematura e ao acamamento.

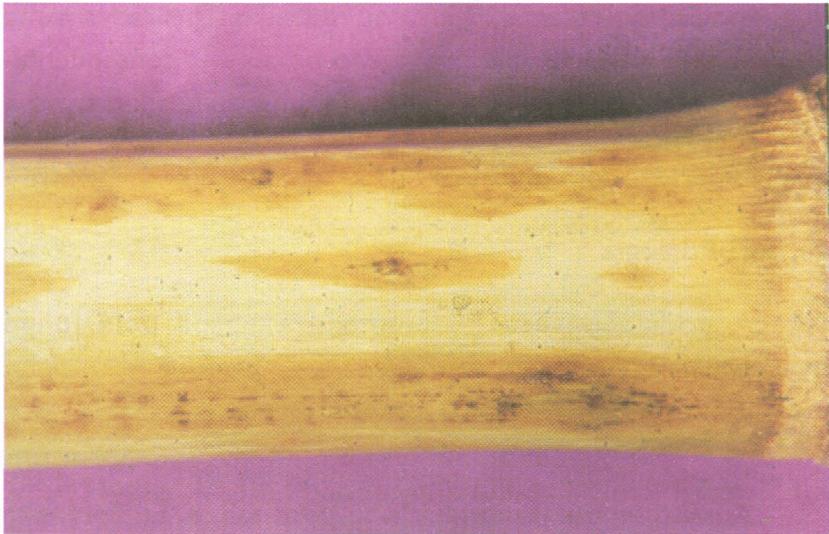


Figura 10.9. Antracnose do colmo (*Colletotrichum graminicola*)

10.3.3.3 Epidemiologia

C. graminicola pode sobreviver em restos de cultura ou em sementes na forma de micélio e conídios. A disseminação dos conídios se dá por respingos de chuva. A infecção do colmo pode ocorrer pelo ponto de junção das folhas com o colmo ou através de raízes. A antracnose é favorecida por longos períodos de altas temperaturas e umidade, principalmente na fase de plântula e após o florescimento.

10.3.3.4 Manejo da doença

Utilização de cultivares resistentes não só à podridão do colmo por *C. graminicola*, mas também às doenças foliares. A ro-

tação de culturas é imprescindível no Sistema Plantio Direto. Tratamento de sementes com fungicidas. Realizar adubações de acordo com as recomendações técnicas, para evitar desequilíbrios nutricionais nas plantas de milho. Aração e gradagem são práticas que, associadas à rotação de cultura, reduzem significativamente a quantidade de inóculo do patógeno no solo e, conseqüentemente, a intensidade da doença nas próximas semeaduras.

10.3.4 Podridão seca do colmo

10.3.4.1 Etiologia

A podridão seca do colmo é causada pela fungo *Macrophomina phaseolina*.

10.3.4.2 Sintomas

A infecção das plantas inicia-se pelas raízes. Embora essa infecção possa ocorrer nos primeiros estádios de desenvolvimento da planta, os sintomas são visíveis nos entrenós inferiores, após a polinização. Internamente, o tecido da medula se desintegra, permanecendo intactos somente os vasos lenhosos, sobre os quais é possível observar a presença de numerosos pontinhos negros, que conferem internamente ao colmo uma cor cinza típica (Figura 10.10).

10.3.4.3 Epidemiologia

A podridão de *Macrophomina* é favorecida por altas temperaturas (37°C) e baixa umidade no solo. A sobrevivência de *M. phaseolina* no solo, bem como sua disseminação, ocorrem na forma de esclerócios. Esse fungo apresenta um grande número de hospedeiros, inclusive o sorgo e a soja, o que torna a rotação de cultura uma medida de controle pouco eficiente.



Figura 10.10. Podridão seca (*Macrophomina phaseolina*)

10.3.4.4 Manejo da doença

Utilização de cultivares resistentes. Promover uma irrigação adequada em anos de pouca chuva. Evitar altas densidades de semeadura. Realizar adubações de acordo com as recomendações técnicas, para evitar desequilíbrios nutricionais nas plantas de milho.

10.3.5 Podridão causada por *Pythium*

10.3.5.1 Etiologia

É causada pelo fungo *Pythium aphanidermatum*.

10.3.5.2 Sintomas

Essa podridão é do tipo aquosa, assemelhando-se às podridões por bactéria. Difere dessas por ficar tipicamente restrita ao

primeiro entrenó acima do solo, enquanto que as bacterioses atingem vários entrenós (Figura 10.11). As plantas, antes de tombarem, geralmente sofrem uma torção. Plantas tombadas permanecem verdes por algum tempo, visto que os vasos lenhosos permanecem intactos.

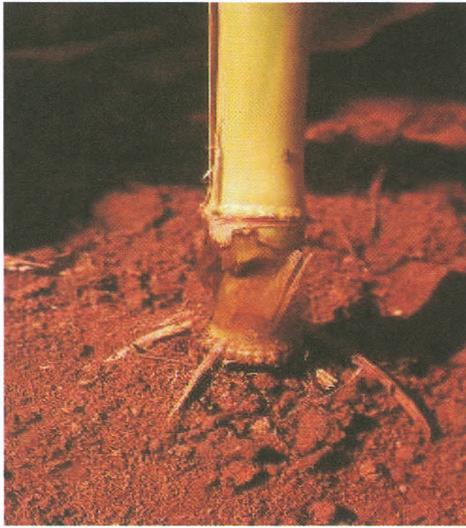


Figura 10.11. Podridão causada por *Pythium*.

10.3.5.3 Epidemiologia

Esse fungo sobrevive no solo, apresenta elevado número de espécies vegetais hospedeiras e é capaz de infectar plantas de milho jovens e vigorosas, antes do florescimento. Essa podridão é favorecida por temperaturas em torno de 32°C e por alta umidade no solo, proporcionada por prolongados períodos de chuva ou irrigação excessiva.

10.3.5.4 Manejo da doença

Manejo adequado da água de irrigação.

10.3.6 Podridões bacterianas

10.3.6.1 Etiologia

Várias espécies de bactérias do gênero *Pseudomonas* e *Erwinia* causam podridões do colmo em plantas de milho.

10.3.6.2 Sintomas

As podridões causadas por bactérias são do tipo aquosa e, quando causadas por *Erwinia*, exalam tipicamente um odor desagradável. Em geral, iniciam-se nos entrenós próximos ao solo e rapidamente atingem os entrenós superiores (Figura 10.12).

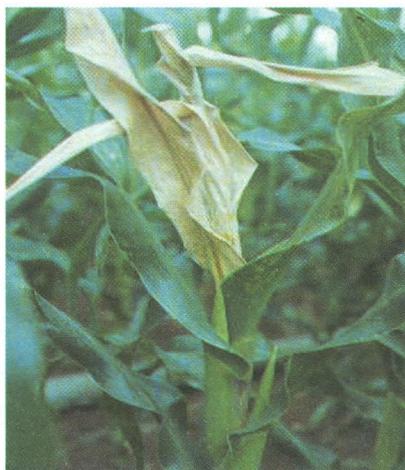


Figura 10.12. Podridão bacteriana.

Essas podridões podem também se iniciar pela parte superior do colmo, causando a "podridão do cartucho por *Erwinia*". Os sintomas típicos dessa doença são a murcha e a seca das folhas

do cartucho, decorrentes de uma podridão aquosa na base desse cartucho. As folhas se desprendem facilmente e exalam um odor desagradável. Na bainha das outras folhas, pode-se observar a presença de lesões encharcadas (anasarcas). Pode ocorrer o apodrecimento dos entrenós inferiores ao cartucho e a murcha do restante da planta. Ferimentos no cartucho causados por insetos podem favorecer a incidência dessa podridão.

10.3.6.3 Epidemiologia

Essas podridões são favorecidas por altas temperaturas associadas a altos teores de umidade.

10.3.6.4 Manejo da doença

Manejo adequado da água de irrigação e melhoria no sistema de drenagem do solo.

10.4 Doenças causadas por mollicutes e por vírus

10.4.1 Raiado fino (*Maize rayado fino virus*)

10.4.1.1 Importância e distribuição

A virose rayado fino, também denominada de risca, pode reduzir a produção de grãos em até 30% e ocorre nas principais regiões produtoras de milho. Essa doença é transmitida e disseminada por uma cigarrinha de cor palha, tamanho de 0,5cm, denominada *Dalbulus maidis*.

10.4.1.2 Sintomas

Os sintomas característicos são riscas formadas por numerosos pontos cloróticos coalescentes ao longo das nervuras, facil-

mente observados quando as folhas são colocadas contra a luz (Figura 10.13).

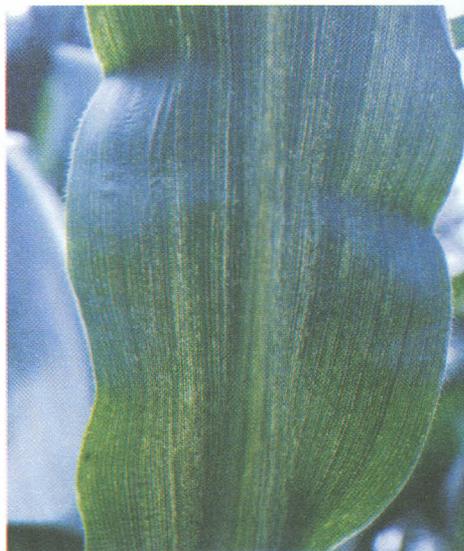


Figura 10.13. Raiado fino.

10.4.1.3 Epidemiologia

O vírus do rayado fino ocorre sistemicamente na planta de milho e é transmitido de forma persistente propagativa pela cigarrinha *Dalbulus maidis*, que, ao se alimentar em plantas doentes, adquire o vírus, que é transmitido para plantas saudáveis. O período latente entre a aquisição desse vírus e sua transmissão varia de 7 a 37 dias. A incidência e a severidade dessa doença são influenciadas pelo grau de susceptibilidade da cultivar, por semeaduras tardias e por população elevada de cigarrinha, coincidente com fases iniciais de desenvolvimento da lavoura de milho. O milho é o principal hospedeiro tanto do vírus como da cigarrinha.

10.4.1.4 Controle

O método mais eficiente e econômico para controlar o vírus rayado fino é a utilização de cultivares resistentes. Práticas culturais recomendadas que reduzem a incidência dessa doença no milho são: eliminação de plantas voluntárias de milho, fazer o pousio por um período de dois a três meses sem a presença de plantas de milho, alterar a época de semeadura, evitando as semeaduras tardias e sucessivas de milho.

10.4.2. Mosaico comum do milho

Maize dwarf mosaic virus (MDMV)

Sugar cane mosaic virus (SCMV)

Johnson grass mosaic virus (JGMV)

Sorghum mosaic virus (SrMV)

10.4.2.1 Importância e Distribuição

O mosaico comum do milho ocorre praticamente em toda região onde se cultiva o milho. Calcula-se que essa doença pode causar uma redução na produção de 50%.

10.4.2.2 Sintomas

Os sintomas caracterizam-se pela formação nas folhas de manchas verde-claras, com áreas verde normal, dando um aspecto de mosaico (Figura 10.14). As plantas doentes são, normalmente, menores em altura e em tamanho de espigas e de grãos.



Figura 10.14. Mosaico comum.

10.4.2.3 Agente causal

O mosaico comum do milho é causado por um complexo viral pertencente ao grupo Potyvirus. Dentre eles, incluem-se o "Maize dwarf mosaico virus" (MDMV), O "Sugar cane mosaico virus" (SCMV), o "Johnson grass mosaico virus" (JGMV) e o "Sorghum mosaico virus" (SrMV).

10.4.2.4 Epidemiologia

A transmissão do mosaico comum do milho é feita por várias espécies de pulgões. Os vetores mais eficientes são as espécies *Ropalosiphum maidis*, *Schizophis graminum* e *Myzus persicae*. Os insetos vetores adquirem os vírus em poucos segundos ou minu-

tos e os transmitem, também, em poucos segundos ou minutos. A transmissão desses vírus também pode ser feita mecanicamente. Mais de 250 espécies de gramíneas são hospedeiras dos vírus do mosaico comum do milho.

10.4.2.5 Controle

A utilização de cultivares resistentes é o método mais eficiente para controlar essa virose. A eliminação de outras plantas hospedeiras pode contribuir para a redução da incidência dessa doença. A aplicação de inseticidas para o controle dos vetores não tem sido um método muito efetivo no controle do mosaico comum do milho.

10.4.3 Enfezamentos

Pálido (*Spiroplasma*)

Vermelho (*Phytoplasma*)

10.4.3.1 Importância e distribuição

Os enfezamentos do milho, causados por *Spiroplasma* e por *Phytoplasma*, são considerados doenças importantes para a cultura do milho, por afetarem a produtividade desse cereal e por sua ocorrência generalizada nas principais regiões produtoras de milho. Essas doenças são transmitidas e disseminadas por uma cigarrinha de cor palha, tamanho de 0,5cm, denominada *Dalbulus maidis*.

10.4.3.2 Sintomas

10.4.3.2.1 Enfezamento pálido

Os sintomas característicos são estrias esbranquiçadas irregulares na base das folhas, que se estendem em direção ao ápice (Figura 10.15). Normalmente, as plantas são raquíticas, devido ao encurtamento dos entrenós, e pode haver uma proliferação de espigas pequenas e sem grãos. Quando há produção de grãos, eles são pequenos, manchados e frouxos na espiga. As plantas podem secar precocemente.



Figura 10.15. Enfezamento pálido.

10.4.3.2.2 Enfezamento vermelho

Os sintomas típicos dessa doença são o avermelhamento das folhas, a proliferação de espigas, o perfilhamento na base da

planta e nas axilas foliares e encurtamento dos entrenós (Figura 10.16).



Figura 10.16. Enfesamento vermelho.

10.4.3.3 Agente Causal

O enfesamento pálido é causado por procarionte pertencente ao gênero *Spiroplasma*, denominado pelo nome comum espiroplasma. O enfesamento vermelho é causado por procarionte pertencente ao gênero *Phytoplasma*, denominado pelo nome comum fitoplasma.

10.4.3.4 Epidemiologia

Mollicutes Spiroplasma e *Phytoplasma* ocorrem somente em células do floema de plantas doentes de milho e são transmitidos

de forma persistente propagativa pela cigarrinha *Dalbulus maidis* que, ao se alimentar em plantas doentes, adquire os mollicutes, que são transmitidos para as plantas saudáveis. O período latente entre a aquisição do patógeno e sua transmissão pela cigarrinha varia entre 12 e 28 dias para *Spiroplasma*, enquanto, para *Phytoplasma*, a variação é de 22 a 26 dias. A incidência e a severidade dessas doenças são influenciadas por grau de susceptibilidade da cultivar, por sementeiras tardias, por temperaturas elevadas e por densidade elevada de cigarrinhas coincidente com fases iniciais de desenvolvimento da lavoura de milho.

10.4.3.5 Controle

O controle mais eficiente dessas doenças é a utilização de cultivares resistentes. Outras práticas recomendadas para o manejo dessas doenças são: evitar sementeiras sucessivas de milho, fazer o pousio por período de dois a três meses sem a presença de plantas de milho e alterar a época de sementeira, evitando-se a sementeira tardia do milho.

10.5 Doenças causadas por nematóides

Mais de 40 espécies de 12 gêneros de nematóides têm sido citadas como parasitas de raízes de milho em todas as áreas do mundo onde esse cereal é cultivado. No Brasil, as espécies mais importantes, devido à patogenicidade, à distribuição e à alta densidade populacional, são *Pratylenchus brachyurus*, *Pratylenchus zaei*, *Helicotylenchus dihystra*, *Criconebella* spp., *Meloidogyne* spp. e *Xiphinema* spp. Resultados de pesquisa demonstram que o controle químico de nematóides na cultura do milho permitiu o aumento da produção de grãos em 39%, em área naturalmente infestada por *Pratylenchus zaei* e *Helicotylenchus dihystra*. Há, também, relatos de aumento de produtividade de grãos de milho de

699 kg ha⁻¹, em parcelas experimentais, devido ao controle químico de *Pratylenchus* sp. e de *Helicotylenchus* sp.

A ocorrência de nematóides do gênero *Meloidogyne* parasitando o milho e causando prejuízos significativos em condições naturais foi relatada no Brasil em 1986, tendo sido identificado como *Meloidogyne incognita* raça 3 em raízes de plantas de milho que não se desenvolveram. Contudo, o milho está entre as culturas mais recomendadas para a rotação em áreas infestadas por *Meloidogyne* spp. Atualmente, devido à necessidade de se controlar o nematóide do cisto (*Heterodera glycines*), na cultura da soja, o milho tem sido uma alternativa para a rotação de cultura, pois não é parasitado por esse nematóide. Por outro lado, essas duas culturas podem ser parasitadas por nematóides do gênero *Meloidogyne*, notadamente por *M. incognita* e *M. javanica*.

10.5.1 Sintomas

Os danos causados por nematóides variam com o gênero e a população do nematóide envolvido, com as condições do solo e a idade da planta de milho. Os sistemas radiculares parasitados por nematóides são menos eficientes na absorção de água e nutrientes da solução do solo. Conseqüentemente, uma planta parasitada tem seu crescimento reduzido, apresenta sintomas de deficiências minerais e a produção é reduzida. Uma cultura de milho atacada por nematóides apresenta, em sua parte aérea, os seguintes sintomas: plantas enfezadas e cloróticas, sintomas de murcha durante os dias quentes, com recuperação à noite, espigas pequenas e mal granadas. Esses sintomas dão à cultura do milho uma aparência de irregularidade, podendo aparecer em reboleiras ou em grandes extensões. Quando esses sintomas, observados na parte aérea, são causados por nematóides, as raízes apresentam os seguintes sintomas:

- a) Encurtamento e engrossamento das raízes: *Trichodorus* spp., *Longidorus* spp. e *Belonolaimus* spp.
- b) Sistema radicular praticamente destituído de radicelas: *Xiphinema* spp., *Tylenchorhynchus* spp., *Helicotylenchus* spp., *Belonolaimus* spp. e *Macroposthonia* spp.
- c) Sistema radicular praticamente destituído de radicelas e com lesões radiculares e raízes apodrecidas: *Pratylenchus* spp., *Xiphinema* spp., *Hoplolaimus* spp. e *Helicotylenchus* spp.
- d) Sistema radicular com pequenas galhas: *Meloidogyne* spp.

10.5.2 Fator de reprodução (FR) do nematóide

É necessário conhecer muito bem o fator de reprodução (FR) das espécies de nematóides que parasitam as cultivares de milho disponíveis regionalmente. O FR expressa se a cultivar é excelente, boa, fraca ou não hospedeira do nematóide presente na área de cultivo do milho, em relação à população inicial presente no solo infestado por esse nematóide. Isto é: o FR representa a população do nematóide no estágio final da cultura/população inicial do nematóide presente na ocasião de semeadura. Conseqüentemente, a cultivar de milho a ser utilizada em plantios comerciais ou em rotação com a cultura da soja deve apresentar $FR < 1$, se possível igual a zero ou próximo de zero.

Na avaliação da reação de 107 genótipos de milho a *Meloidogyne incognita*, raças 1, 2, 3 e 4 e a *M. arenaria*, raça 2, incluindo populações de polinização aberta, linhagens, cruzamentos intervarietais e híbridos comerciais, os resultados mostraram que todos os genótipos foram bons hospedeiros desses nematóides. O FR, para *Meloidogyne incognita*, raça 1, variou de

8,5 a 24,3 e, para a raça 3, variou de 5,3 a 34,8; enquanto, para *M. arenaria*, raça 2, variou de 16,2 a 31,9. Esses resultados mostram a existência de variabilidade genética entre os genótipos avaliados. Ademais, em outro ensaio de resistência à *Meloidogyne incognita*, raça 3, empregando-se 29 cultivares de milho recomendadas para o estado de São Paulo, todas as cultivares mostraram-se suscetíveis ao nematóide ($FR > 1$). Contudo, entre as cultivares avaliadas, as que apresentaram menor FR foram: BR 206 (4,9), BR 205 (5,1), IAC Taiúba (5,9), XL 660 (8,0) e Agromen 2012 (9,5), sendo, portanto, as alternativas possíveis para o plantio em áreas infestadas por *M. incognita*, raça 3.

O milho tem sido uma cultura amplamente recomendada para rotação em áreas infestadas com *Meloidogyne javanica*. No entanto, mesmo não mostrando sintomas de galhas evidentes, algumas cultivares podem permitir acentuada multiplicação desse nematóide. Em avaliação de 36 genótipos de milho em relação à patogenicidade de *Meloidogyne javanica*, todos eles apresentaram o $FR < 1$, indicando que esses genótipos diminuíram a população inicial do nematóide no solo. Adicionalmente, há informação de que a cultivar Hatã é resistente a *M. javanica*. Contudo, recentemente, em 18 genótipos de milho avaliados, todos comportaram-se como bons hospedeiros de *Meloidogyne javanica*, com o FR variando de 2,2 a 6,9.

10.5.3 Controle

A utilização de cultivares resistentes é a medida mais eficiente e econômica de controle dos nematóides que parasitam a cultura do milho. A rotação de culturas com espécie botânica não hospedeira do nematóide presente na área de cultivo do milho também é recomendada. Ademais, a utilização de plantas-arma-

dilha, como *Crotalaria spectabilis*, as quais atraem e aprisionam larvas de nematóides, é especificamente recomendada para o controle de *Meloidogyne* spp. Não obstante, a *Crotalaria juncea* possui alto potencial de multiplicação dos nematóides *Pratylenchus* spp. e *Helicotylenchus* spp., enquanto a rotação com mucuna-preta (*Mucuna aterrima*) diminui as populações iniciais de *Pratylenchus* spp. O controle químico dos nematóides parasitas do milho depende da disponibilidade de produtos registrados no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, bem como da análise econômica da utilização dessa tecnologia.

10.6 Qualidade sanitária de grãos

Os grãos de milho podem ser danificados por fungos em duas condições específicas: em pré-colheita (podridões de espigas com a formação de grãos ardidos) e em pós-colheita dos grãos durante o beneficiamento, armazenamento e o transporte (grãos mofados ou embolorados). No processo de colonização dos grãos, muitas espécies denominadas fungos toxigênicos podem, além dos danos físicos (descolorações dos grãos, reduções nos conteúdos de carboidratos, de proteínas e de açúcares totais), produzir substâncias tóxicas denominadas micotoxinas. É importante ressaltar que a presença do fungo toxigênico não implica necessariamente a produção de micotoxinas, as quais estão intimamente relacionadas à capacidade de biossíntese do fungo e das condições ambientais predisponentes, como em alguns casos da alternância das temperaturas diurna e noturna.

10.6.1 Produção de grãos ardidos

Os grãos ardidos em milho são o reflexo das podridões de espigas, causadas principalmente pelos fungos presentes no campo: *Diplodia maydis* (*Stenocarpella maydis*), *Diplodia macrospora*

(*Stenocarpela macrospora*), *Fusarium moniliforme*, *F. subglutinans*, *F. graminearum*, *F. sporotrichioides* e *Gibberella zeae*. Ocasionalmente, no campo, há produção de grãos ardidos pelos fungos *Penicillium oxalicum* e *Aspergillus flavus* e *A. parasiticus*. Os fungos *F. graminearum*, *F. sporotrichioides* e *Diplodia maydis* são mais frequentes nos estados do Sul do Brasil e *F. moniliforme*, *F. subglutinans* e *Diplodia macrospora*, nas demais regiões produtoras de milho. A seguir, serão descritas as principais podridões de espigas ocorrentes no Brasil.

10.6.2 Podridão branca da espiga

A podridão branca da espiga é causada pelos fungos *Stenocarpela maydis* e *S. macrospora*. As espigas infectadas apresentam os grãos de cor marrom, de baixo peso e com crescimento micelial branco entre as fileiras de grãos (Figura 10. 17). No interior da espiga ou nas palhas das espigas infectadas, há a presença de numerosos pontinhos negros (picnídios), que são as estruturas de frutificação do patógeno. Uma característica peculiar entre as duas espécies de *Diplodia* é que apenas a *D. macrospora* ataca as folhas do milho. A precisa distinção entre essas espécies só é possível mediante análises microscópicas, pois, comparativamente, os esporos de *D. macrospora* são maiores e mais alongados do que os de *D. maydis*. Os esporos desses fungos sobrevivem dentro dos picnídios, no solo, nos restos de cultura contaminados e nas sementes, na forma de esporos e de micélio dormente, sendo essas fontes primárias de inóculo para a infecção das espigas. A infecção pode se iniciar em qualquer uma das extremidades das espigas. Entretanto, as espigas mal-empalhadas ou com palhas frouxas ou que não se dobras após a maturidade fisiológica são as mais suscetíveis. A alta precipitação pluviométrica na época da maturação dos grãos favorece o aparecimento dessa

doença. A evolução da podridão praticamente cessa quando o teor de umidade dos grãos atinge 21 a 22% em base úmida. O manejo integrado para o controle desta podridão de espiga envolve a utilização de cultivares resistentes, de sementes livres dos patógenos, a destruição de restos culturais de milho infectados e a rotação de culturas, visto que o milho é o único hospedeiro desses patógenos.

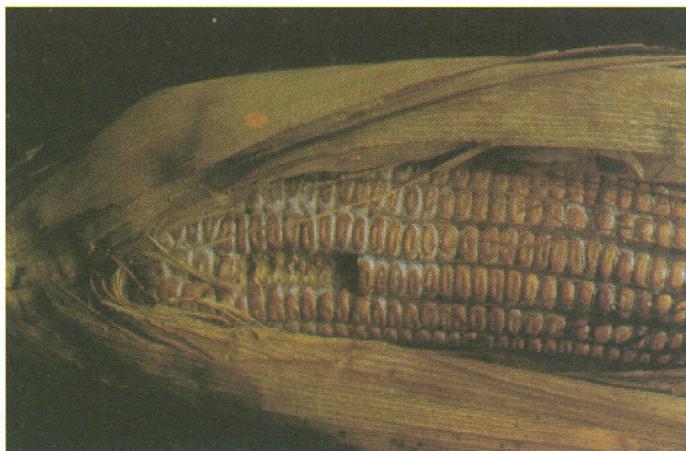


Figura 10.17. Podridão da espiga causada por *Stenocarpella* sp.

10.6.3 Podridão rosada da espiga

Essa podridão é causada por *Fusarium moniliforme* ou por *Fusarium subglutinans*. Esses patógenos apresentam elevado número de plantas hospedeiras, sendo, por isso, considerados parasitas não especializados. A infecção pode se iniciar pelo topo ou por qualquer outra parte da espiga, mas sempre associada a algum dano causado, por exemplo, por insetos, pássaros etc. Com o desenvolvimento da doença, uma massa cotonosa avermelhada pode recobrir os grãos infectados ou a área da palha atingida. Em alguns grãos, pode haver o aparecimento de estrias brancas no pericarpo, causadas pela ação do fungo. Quando a infecção ocor-

re através do pedúnculo da espiga, todos os grãos podem ser infectados, mas a infecção só se desenvolverá naqueles que apresentarem alguma injúria no pericarpo. O desenvolvimento dos patógenos nas espigas é paralisado quando o teor de umidade dos grãos atinge 18 a 19%, em base úmida. Embora esses fungos sejam freqüentemente isolados das sementes, essas não são a principal fonte de inóculo. Como os fungos possuem a fase saprofítica ativa, sobrevivem e se multiplicam na matéria orgânica, no solo, sendo essa a fonte principal de inóculo.

10.6.4 Podridão rosada da ponta da espiga

Essa podridão de espiga é conhecida também pelo nome de podridão de giberela (*Gibberella zeae*), sendo mais comum em regiões de clima ameno e de alta umidade relativa. A ocorrência de chuvas após a polinização propicia a ocorrência dessa podridão de espiga. A doença inicia-se com uma massa cotonosa avermelhada na ponta da espiga e pode progredir para a base da espiga. A palha pode ser colonizada pelo fungo e tornar-se colada na espiga. Ocasionalmente, essa podridão pode iniciar-se na base e progredir para a ponta da espiga, confundindo o sintoma com aquele causado por *Fusarium moniliforme* ou *F. subglutinans*. Chuvas freqüentes no final do desenvolvimento da cultura, principalmente em lavoura de cultivar com espigas que não dobram, aumentam a incidência dessa podridão de espiga. Esse fungo sobrevive nas sementes na forma de micélio dormente. A forma anamórfica de *G. zeae* é denominada *Fusarium graminearum*.

10.6.5 Produção de micotoxinas

Atualmente, os grãos ardidos constituem um dos principais problemas de qualidade do milho, devido à possibilidade da presença de micotoxinas, tais como aflatoxinas (*Aspergillus flavus* e *A.*

parasiticus), fumonisinas (*Fusarium moniliforme* e *F. subglutinans*), zearalenona (*Fusarium graminearum* e *F. poae*), vomitoxinas (*Fusarium moniliforme*), toxina T-2 (*Fusarium sporotrichioides*), entre outras. As perdas qualitativas por grãos ardidos são motivos de desvalorização do produto e uma ameaça à saúde dos rebanhos e humana. Como padrão de qualidade, há, em algumas agroindústrias, a tolerância máxima de 6% para grãos ardidos, em lotes comerciais de milho.

O gênero *Fusarium* tem a faixa de temperatura ótima para o seu desenvolvimento situada entre 20 e 25° C. Contudo, suas toxinas são produzidas sob temperaturas baixas; isso significa que *Fusarium* produz as micotoxinas sob o efeito de choque térmico, sobretudo com alternância das temperaturas, principalmente a diurna e a noturna. Para a produção de zearalenona, a temperatura ótima está em torno de 10 a 12°C.

10.6.6 Controle da produção de grãos ardidos

A prevenção contra a infecção dos grãos de milho por fungos promotores de grãos ardidos deve levar em consideração um conjunto de medidas: a) utilizar cultivares de milho com grãos mais resistentes aos fungos dos gêneros *Fusarium* e *Diplodia*; b) realizar rotação de culturas com espécies de plantas não suscetíveis aos fungos dos gêneros *Fusarium* e *Diplodia*; c) interromper o monocultivo do milho; d) promover o controle das plantas daninhas hospedeiras de fungos do gênero *Fusarium*; e) usar sementes de alta qualidade sanitária; f) evitar altas densidades de plantio; g) utilizar cultivares de milho com espigas decumbentes; h) evitar colher espigas atacadas por insetos e pássaros; i) não colher espigas de plantas acamadas; j) não retardar a colheita; k) realizar o enterrio de restos culturais de milho infectados com fungos causadores de grãos ardidos.

10.7 Referências

APPLE, J. L. The theory of plant disease management. In: **Plant Pathology and Advanced Treatise**. Eds. Horsfall, J. G., & Diamond, E.. Academic Press, New York. 1977. Pp. 79 – 101.

BROWNING, J. A. Current thinking on the use of diversity to buffer small grains against highly epidemic and variable foliar pathogens : problems and future prospects. In: **Breeding for Resistance to the Rusts of Wheat**. N. W. Simmonds & S. Rajaranm, eds. CIMMYT Mexico. 1988.

BUBECK, D. M.; GOODMAN, M. M.; BEAVIS, W. D.; GRANT, D. Quantitative trait loci controlling resistance to gray leaf spot in maize. **Crop Science**, v. 33, p. 838 – 847, 1993.

CALLAWAY, M. B., SMITH, M. E., COFFMAN, W. R. Diallel analysis of resistance to anthracnose stalk rot in maize inbreds. **Crop Science** v. 30, p. 335 – 337. 1990.

CARSON, M. L., HOOKER, A. L. *Inheritance of resistance to stalk rot of corn caused by Colletotrichum graminicola*. **Phytopathology** v. 71, p. 1190 – 1196. 1981.

CEBALLOS, H., DEUTSCH, J.A., GUTIERREZ, H. Recurrent selection for resistance to *Helminthosporium turcicum* in eight subtropical maize populations. **Crop Science** v.31, p. 964 – 971. 1991.

COMPENDIUM OF CORN DISEASES. The American Phytopathological Society. APS Press. St. Paul. 1986. 105pp.

FORGEY, W. M., BLANCO, M. H., LOEGERING, W. Q. Differences in pathological capabilities and host specificity of *Colletotrichum graminicola* on *Zea mays*. **Plant Disease Reporter** v. 62,p. 573 – 576. 1978.

- FREDERIKSEN, R. A. Disease management in maize. In: **Diagnosing Maize Diseases in Latin America**. (Eds. C. R. Casela, R. Renfro, & A. F. Krattiger. ISAAA Briefs No. 9: NY. Pp. 46 - 52. 1998.
- FREPPON, J. T.; LIPPS, P. E.; PRATT, R. C. Characterization of the chlorotic response by maize to *Cercospora zea-maydis*. **Phytopathology** v. 84, p. 945 – 949, 1994.
- FREPPON, J. T.; PRATT, R. C.; LIPPS, P. E. Chlorotic lesion response of maize to *Cercospora zea-maydis* and its effects on gray leaf spot disease. **Phytopathology** v. 86, p. 733 – 738, 1996.
- FRY, W. E., **Principles of Plant Disease Management**. Academic Press, New York. 1982. 378pp.
- HUGHES, G. R., KOOKER, A. L. Genes conditioning resistance to northern leaf blight in maize. **Crop Science** v. 11, p. 180 – 184. 1971.
- LATTERELL, F. M.; ROSSI, A. E. Gray leaf spot of corn: a disease on the move. **Plant Disease** v. 67, n. 8, p. 842 – 847, 1983.
- LIM, S. M., WHITE, D. G. Estimates of heterosis and combining ability for resistance of maize to *Colletotrichum graminicola*. **Phytopathology** v. 68, p. 1336 – 1342. 1978.
- NICHOLSON, R. L., WARREN, H. L. Criteria for evaluation of resistance to maize anthracnose. **Phytopathology** v. 66, p. 86 – 90. 1976.
- PEREIRA, O. A. P., BALMER, E., MIRANDA FILHO, J. B. Inheritance of resistance to stalk rot caused by *Colletotrichum graminicola* (Ces.) Wils., in maize (*Zea mays* L.). **Revista Bras. Genet.** v. 12, p. 53 – 65. 1989.

VANDERPLANK, J. E. **Disease Resistance in Plants.**
Academic Press. New York. 1984. 194pp.

WARD, J. M. J.; NOWELL, D. C. Integrated management practices for the control of maize grey leaf spot. **Integrated Pest Management Reviews** v. 3, p. 177 – 188 1998.

WARD, J. M. J.; STROMBERG, E. L.; NOWELL, D. C.; NUTTER JR., F. W. Gray Leaf Spot a disease of global importance in maize production. **Plant Disease** v. 83, p. 884 – 895, 1999.

WELDEKIDAN, T., HAWK, J. A. Inheritance of anthracnose stalk rot resistance in maize. **Maydica** v. 38, p. 189 – 192. 1993.

WHITE, D. G., YANNEY, J., NATH, T. A. Anthracnose stalk rot. In: **34th Annual Corn and Sorghum Research Conf. Amer. Seed Trade Association.** Washington, D. C. 1979., p. 1 – 15.