



Identificação e Manejo das Principais Doenças do Coentro e Alface no Estado de Alagoas

Marissônia de Araujo Noronha¹
Mayara Castro Assunção²

Introdução

Com o declínio da fumicultura no Estado de Alagoas, a olericultura vem se estabelecendo, tendo suas áreas de cultivo concentradas nos municípios de Arapiraca, Feira Grande, Junqueiro, Lagoa da Canoa, Limoeiro de Anadia, São Sebastião e Taquarama, localizados no Agreste do estado. Dentre as diversas espécies de hortaliças cultivadas no estado, destacam-se a alface (*Lactuca sativa* L.) e o coentro (*Coriandrum sativum* L.), com uma produção de 3.450 e 7.775 t, respectivamente (IBGE, 2006). A escolha destas olerícolas como forma de substituição do fumo ocorreu em razão da geração de empregos, manutenção do homem no campo e, sobretudo, da renda advinda do comércio dos seus produtos (FERREIRA, 2013). O cultivo destas hortaliças é realizado quase que, exclusivamente, por agricultores familiares, o que consequentemente torna essas culturas de grande importância socioeconômica (PEREIRA et al., 2005; REIS et al., 2006).

O Município de Arapiraca se destaca como principal produtor de hortaliças no estado e um importante fornecedor para os mercados de Pernambuco, Sergipe e Bahia devido a sua produção autossuficiente e excedente, especialmente de alface, cebolinha e coentro (SEPLANDE, 2015).

O coentro é uma das olerícolas mais consumidas no Brasil, principalmente nas regiões Norte e Nordeste (PEDROSO, 2009). A principal utilização do coentro é na culinária, cujas folhas e sementes são utilizadas na composição e decoração de diversos pratos regionais (OLIVEIRA et al., 2005), além de ser aproveitada pela indústria farmacêutica e cosmética. Por ser uma cultura de clima quente, não tolera baixas temperaturas, sendo semeada na primavera-verão, ou ao longo do ano, em localidades como a Região Nordeste (FILGUEIRA, 2008; PEDROSO, 2009). Pouco exigente em relação ao solo e muito tolerante à acidez, o coentro finaliza seu ciclo entre 50-70 dias após a semeadura, podendo também apresentar uma precocidade, com o ciclo se encerrando entre 45 e 60 dias (OLIVEIRA et al., 2005; FILGUEIRA, 2008).

A alface é a hortaliça folhosa de maior importância, sendo cultivada em quase todas as regiões do mundo (CORREIA, 2013). Seu consumo se dá na forma in natura em saladas, lanches e pratos diversos, sendo fonte de vitaminas A, B1, B2, C e sais minerais, além de ser utilizada na medicina popular como calmante, devido à presença da lactucina (FRANÇA, 2011; NAZARENO, 2009). O principal fator que interfere no seu desenvolvimento é a temperatura, que quando não está entre 12 °C e 24 °C torna a hortaliça imprópria para consumo,

¹Engenheira-agrônoma, doutora em Fitopatologia, pesquisadora da Unidade de Execução de Pesquisa Rio Largo (UEP Rio Largo) da Embrapa Tabuleiros Costeiros, Rio Largo, AL

²Engenheira-agrônoma, Rio Largo, AL

pois as folhas adquirem sabor amargo e aspecto fibroso (FERREIRA et al., 2009; RABELLO, 2010). A alface apresenta ciclo curto, aproximadamente 30 a 45 dias no campo e os solos mais adequados para o seu cultivo são os de textura média (FILGUEIRA, 2008).

Devido às características de cultivo, como plantios escalonados e intensivos numa mesma área, sem pousio ou rotação de culturas, com a presença constante de fontes de inóculo dos patógenos, assim como a manutenção de elevada umidade nos canteiros, os cultivos de alface e coentro são suscetíveis a muitos patógenos causadores de doenças foliares e radiculares, as quais são responsáveis por reduções de produtividade e qualidade, além do aumento do custo de produção.

Nos plantios de alface localizados na região Agreste de Alagoas têm sido constatadas as seguintes doenças: cercosporiose com uma prevalência de 83%, mancha bacteriana com 19% e a podridão mole com 9% (SANTOS et al., 2014). Embora não tenha sido quantificada, a presença de galhas no sistema radicular das plantas de alface e coentro também tem sido observada, sendo maior a frequência em plantios de alface, com variações na intensidade de galhas formadas.

Na cultura do coentro, as podridões radiculares, caracterizadas por um complexo fúngico, são o problema mais importante, seguido pela mancha de cercospora (SANTOS et al., 2014) e alternariose.

Cercosporiose da alface

A cercosporiose, causada pelo fungo *Cercospora longissima* (Cugini) Sacc., é considerada a principal doença da alface nas áreas de produção da região Agreste de Alagoas, pois afeta diretamente as folhas, causando uma redução no rendimento e na qualidade da cultura, o que prejudica o seu valor comercial.

Os sintomas da doença ocorrem inicialmente nas folhas mais velhas, com o surgimento de lesões que variam em tamanho e forma, tornando-se irregulares ou angulares, com coloração que pode ser de marrom claro até marrom escuro, sendo circundadas por tecido clorótico. O centro das lesões apresenta uma coloração mais clara (Figura 1). A doença se dispersa progressivamente para as folhas mais jovens e quando a infecção é severa, as lesões se juntam (coalescem), fazendo surgir extensas áreas de tecido foliar necrótico (RAID, 2004).



Figura 1. Sintomas de cercosporiose em folhas de alface causadas pelo fungo *Cercospora longissima*.

A cercosporiose da alface é constantemente observada, causando grandes perdas durante períodos de elevada precipitação pluviométrica (SAVARY, 1983). A germinação dos esporos do fungo *C. longissima* ocorre apenas na presença de água livre, sendo requerido um molhamento foliar superior a 24 horas para que o patógeno obtenha êxito na penetração. A doença pode ocorrer em uma ampla variação de temperaturas, sendo que com temperatura ótima de 25 °C e umidade relativa acima de 90%, tecidos suscetíveis são rapidamente colonizados pelo avanço das hifas do fungo e os sintomas podem se tornar evidentes dentro de três dias após a inoculação (LOPES; QUEZADO-DUVAL, 1998; RAID, 2004).

O patógeno sobrevive entre estações de cultivo em restos culturais ou em associação com plantas de alface que permanecem nos canteiros após a colheita ou em plantas hospedeiras de *C. longissima* (RAID, 2004). O solo pode atuar como reservatório de inóculo primário do patógeno. A água da chuva e da irrigação (aspersão) apresenta um papel importante na dispersão de propágulos do fungo, que são dispersos a partir de respingos de água que atingem o solo ou plantas de alface doentes (RAID, 2004; SAVARY, 1983). Contudo, durante períodos de baixa umidade relativa do ar, esporos que são produzidos livremente sob as manchas foliares são transportados pelo vento e disseminados entre plantas do mesmo campo ou de cultivos vizinhos, causando grandes danos em áreas de produção de alface (LOPES; QUEZADO-DUVAL, 1998; SAVARY, 1983).

A presença de cultivos contínuos de alface numa mesma área, com canteiros com plantas jovens ao lado de canteiros com plantas mais velhas e

muito atacadas pela cercosporiose, favorece a permanência do fungo durante todo o ciclo da cultura.

Práticas culturais para o manejo da cercosporiose da alface incluem a utilização de sementes certificadas e mudas sadias; a rotação de culturas com espécies que não pertençam à mesma família da alface; a destruição de restos culturais e ervas daninhas relacionadas com o cultivo de alface, pois podem ser hospedeiras do fungo; a realização de adubações nas doses corretas, evitando o excesso de nitrogênio; o aumento do espaçamento entre plantas para promover uma maior ventilação, e assim, diminuir a umidade; o plantio em solos com boa drenagem. A irrigação por aspersão ou outras práticas que produzam prolongado molhamento foliar devem também ser evitadas, optando-se quando possível pelo gotejamento (RAID, 2004; PEREIRA et al., 2013). Não existem fungicidas registrados no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (Mapa) para o controle da cercosporiose da alface (AGROFIT, 2015).

Mancha bacteriana da alface

Esta doença é causada pela bactéria *Pseudomonas cichorii* (Swingle) Stapp e dependendo das condições climáticas favoráveis, como elevada umidade e da quantidade de inóculo existente na área de plantio, pode causar grandes perdas para o produtor.

Os sintomas resultantes do ataque desta bactéria são manchas necróticas isoladas no centro ou bordos do limbo foliar, podendo também atingir extensas áreas da nervura central. Inicialmente, as lesões são encharcadas e escuras, tornando-se parda a preta, com a seca dos tecidos. Sob condições de elevada umidade, as lesões coalescem, resultando em destruição de extensas áreas do limbo foliar (PAVAN et al., 2005). A expressão dos sintomas é fortemente influenciada pelo grupo de cultivar de alface, independentemente dos isolados de *P. cichorii*. Os sintomas também podem surgir como uma podridão marrom escura ao longo da nervura central das folhas mais internas, e como as folhas externas, geralmente, permanecem sem serem afetadas, a doença é muitas vezes despercebida até a época da colheita (PAUWELYN et al., 2011).

A penetração da bactéria nos tecidos da alface ocorre por meio de aberturas naturais, por

ferimentos causados por insetos ou tratos culturais e pela queima por adubos. A disseminação de *P. cichorii* nos plantios de alface acontece por respingos de água da chuva ou irrigação, bem como a longas distâncias, por sementes e mudas contaminadas. Esta bactéria se desenvolve sob uma ampla faixa de temperatura, que vai de 5 a 35°C, sendo que temperaturas mais amenas, próximas a 25°C e alta umidade são mais favoráveis ao surgimento da doença (LOPES et al., 2010; PAVAN et al., 2005).

A penetração da bactéria nos tecidos da alface ocorre por meio de aberturas naturais, por ferimentos causados por insetos ou tratos culturais e pela queima por adubos. A disseminação de *P. cichorii* nos plantios de alface acontece por respingos de água da chuva ou irrigação, bem como a longas distâncias, por sementes e mudas contaminadas. Essa bactéria tem capacidade de se desenvolver sob um amplo espectro de temperatura, que vai de 5 °C a 35 °C, sendo temperaturas mais amenas, próximas a 25 °C e alta umidade são favoráveis ao surgimento da doença (LOPES et al., 2010; PAVAN et al., 2005).

As medidas para o manejo desta doença devem ser adotadas de maneira integrada com utilização de sementes sadias; a rotação de culturas com plantas não hospedeiras, como gramíneas; a eliminação de plantas doentes e restos de cultura; irrigar somente o necessário, evitando encharcamento do solo, sobretudo o uso da irrigação por aspersão; promover uma maior aeração entre as plantas. Não há recomendação de controle químico pelo Mapa e não existe variedade ou híbrido comercial resistente a *P. cichorii* (AGROFIT, 2015; PAUWELYN et al., 2011; PAVAN et al., 2005).

Podridão-mole da alface

A podridão-mole pode ser causada pelas bactérias *Pectobacterium carotovorum* subsp. *carotovorum* (Jones) Hauben et al. e *P. atrosepticum* (van Hall) Gardan et al. (MARIANO et al., 2005). Esta doença surge, geralmente, em condições de desequilíbrio nutricional das plantas, principalmente com excesso de nitrogênio.

O sintoma inicial da podridão-mole é a murcha nas folhas mais externas, causada pelo colapso dos tecidos vasculares, que apresentam descoloração de rosa a marrom. Em estágios avançados da doença, a medula do caule apresenta-se

encharcada, macerada e toda a planta pode apodrecer (Figura 2). Plantas de alface próximas à colheita são mais suscetíveis e os sintomas também surgem na pós-colheita (RAID, 2004).



Figura 2. Sintomas de podridão-mole em alface tipo americana causados por *Pectobacterium* sp.

Elevada severidade da podridão-mole ocorre sob condições de temperatura acima de 25°C e alta umidade do solo e do ar, provocadas por irrigação ou chuva excessiva. Os solos mal drenados favorecem o ataque das espécies de *Pectobacterium*, pois essas bactérias podem sobreviver na ausência de oxigênio e sofrer menor competição com outros microrganismos presentes no solo (LOPES; HENZ, 1998).

Esta bactéria é capaz de sobreviver na superfície das folhas de plantas hospedeiras, como saprófita no solo, em restos culturais infectados, em material de plantio, em associação com ervas daninhas ou na rizosfera de plantas cultivadas (PÉROMBELON; KELMAN, 1980). Silva et al. (2007) verificaram que cultivos de alface realizados em solos argilosos apresentaram maior incidência de podridão-mole do que os cultivos em solo franco-argiloso, areno-argiloso ou arenoso.

Em muitas áreas de cultivo de alface do agreste de Alagoas, os produtores realizam a sucessão de cultivos alface/coentro. No entanto, como o coentro também é um hospedeiro de *P. caratovororum* subsp. *caratovororum* (JABUONSKI et al., 1986), é importante monitorar a intensidade da podridão-mole nestes plantios.

No manejo da podridão-mole deve-se evitar plantios em solos de baixada e mal drenados; utilizar espaçamentos que favoreçam a aeração entre plantas de alface; eliminar plantas doentes; destruir restos culturais; realizar a rotação de culturas por um período de até quatro anos com espécies não hospedeiras da bactéria; adotar o sistema de irrigação localizada; realizar a produção de mudas de alface em bandejas; evitar fermentos durante os tratamentos culturais; desinfestar utensílios utilizados

na colheita; controlar insetos que causam danos a planta; manter os locais de armazenamento desta hortaliça ventilados, secos e frios, bem como realizar a desinfestação destes locais com sulfato de cobre; utilizar cloro na água de lavagem, realizar adubações equilibradas, evitando o excesso de nitrogênio e com bom nível de cálcio (MARIANO et al., 2001; LOPES et al., 2010; SILVA et al., 2007).

Estudos sugerem que o óleo de eucalipto citriodora (*Corymbia citriodora*) e os extratos de ramos com espinhos de turco (*Parkinsonia aculeata*) e folhas de vassourinha (*Chamaecrista cytisoides*) podem ser utilizados para controle da podridão-mole da alface em sistema de cultivo protegido. Porém, não foram avaliados para serem empregados em sistemas convencionais (SILVA et al., 2012). Embora não existem cultivares de alface com resistência a *P. caratovororum*, recomenda-se o plantio da cultivar Vitória de Santo Antão (tipo lisa) que possui moderada resistência ao patógeno (FÉLIX et al., 2014), bem como das cultivares Salad Bowl (tipo Mimososa), Verdinha (tipo Solta lisa), que apresentaram menor intensidade da podridão-mole (SILVA et al., 2007).

Galhas em alface e coentro

A presença de nematoides em áreas de cultivo de alface e coentro ocorre com frequência, tratando-se de um dos maiores problemas para a cultura da alface, pois muitas das cultivares apresentam suscetibilidade a este patógeno. Dentre os nematoides que são encontrados infestando estas culturas, os do gênero *Meloidogyne* apresentam maior importância econômica, sobretudo *M. incognita* (Kofoid & White) Chitwood e *M. javanica* (Treud) Chitwood (BIONDI et al., 2001; NAZARENO, 2009; PINHEIRO et al., 2013). Contudo, outras espécies também podem ocorrer, como *M. enterolobii*, *M. hapla* e *M. arenaria*.

O sintoma característico e mais visível do ataque de *Meloidogyne* spp. é a formação de galhas nas raízes das plantas de alface, tornando-as, normalmente, mais curtas, com engrossamento e com menor número de raízes laterais (Figura 3). A presença de galhas causa obstrução na absorção de água e nutrientes pelas raízes e, como consequência, a parte aérea pode apresentar nanismo e amarelecimento e murcha. No coentro, devido ao calibre da raiz, quase capilar, as galhas surgem isoladas e possuem menor dimensão do que as da

alface, só há uma única fêmea do nematoide dentro de cada galha. Para alface a cabeça apresenta tamanho reduzido e pequeno volume foliar, deixando assim, o produto sem valor e, causando prejuízo econômico ao produtor (CHARCHAR, 1999; BIONDI et al., 2001; PINHEIRO et al., 2010). As cultivares de alface do tipo lisa são preferidas por alguns consumidores, porém apresentam maior suscetibilidade a *Meloidogyne* spp. (CHARCHAR; MOITA, 2005).



Figura 3. Sistema radicular de plantas de alface subdesenvolvido com intensa formação de galhas causadas por *Meloidogyne* spp.

Nematoides do gênero *Meloidogyne* se encontram distribuídos em maior concentração numa faixa de solo entre 15 cm a 20 cm de profundidade e têm preferência por solos úmidos, mas não saturados e com aeração, além de temperaturas entre 25 °C e 30 °C. São disseminados, principalmente, por meio da movimentação de partículas de solo, irrigação, água da chuva ou de drenagem, partículas de solos aderidas a máquinas e implementos agrícolas, mudas produzidas em solo ou substratos infestados e ventos fortes. A sobrevivência deste patógeno ocorre no solo por meio de juvenis de segundo estágio (J2) e de massas de ovos protegidas por um revestimento mucilaginoso (LORDELLO, 1984; PINHEIRO et al., 2012).

Os nematoides que provocam danos nos cultivos de alface e coentro são patógenos habitantes do solo e que possuem uma ampla gama de plantas hospedeiras. Além disso, na maioria das vezes os sintomas que se manifestam para o produtor podem ser confundidos com deficiência nutricional. Em função destas características as medidas de manejo de *Meloidogyne* spp. devem ser vistas como preventivas e de redução de suas populações.

Para o manejo desse patógeno nestas culturas, indicam-se medidas preventivas, como: aquisição de mudas obtidas a partir de substrato esterilizado; escolher áreas de cultivo onde não

há relatos de elevada densidade populacional dos fitonematoides; quando possível recomenda-se realizar, previamente, uma análise nematológica do solo; efetuar a lavagem de máquinas e implementos agrícolas para remoção de solo aderido aos pneus e demais partes do maquinário, antes da entrada em outras áreas; realizar o controle de plantas daninhas, pois podem ser hospedeiras dos nematoides.

Após a implantação das culturas nas áreas de plantio, as medidas de manejo devem ser adotadas visando reduzir o nível populacional de *Meloidogyne* spp., como: o alqueive, onde o solo é submetido a aração e/ou gradagem e se mantém sem vegetação por tempo; destruição de restos culturais e de plantas atacadas; utilização de plantas antagonistas e variedades resistentes, quando disponíveis; rotação de culturas; revolvimento do solo expondo os nematoides a radiação solar; solarização; uso de matéria orgânica (PINHEIRO et al., 2013). Recomenda-se o plantio de espécies menos suscetíveis aos nematoides das galhas, como milho e sorgo, e espécies antagonistas como crotalárias (CHARCHAR; MOITA, 1996).

Estudos demonstraram que a prática de revolver o solo 14 dias antes do plantio e utilizar uma lâmina de irrigação que mantenha o solo na capacidade de campo, reduziu a população de *M. javanica* e aumentou a produtividade da alface (DUTRA et al., 2003). Nazareno et al. (2010) verificaram que a utilização da adubação orgânica com esterco bovino afetou negativamente as populações de *M. javanica* e *M. incognita*, devendo ser considerada no manejo sustentável de nematoides das galhas em alface. Atualmente, existe no mercado um produto biológico a base do fungo *Paecilomyces lilacinus* (Thom.) Samson que tem sido recomendado para o manejo de *Meloidogyne* spp. em plantios de alface (AGROFIT, 2015).

O uso de cultivares de alface do tipo crespa (Bix, Romana Balão, Salad Bowl Mimosa e Grand Rapids) com maior grau de resistência a *Meloidogyne* spp. pode reduzir o potencial de inóculo deste patógeno (CHARCHAR; MOITA, 2005). No entanto, a reação das cultivares de alface é dependente da espécie e raça de *Meloidogyne* (Tabela 1).

Tabela 1. Reação de cultivares de alface do grupo americano a três espécies de Meloidogyne. As cultivares de coentro Português, Tabocas, Tapacurá, Verdão, Palmeira, HTV-9299 são suscetíveis a *M. incognita* raça 1 e resistentes a raça 3 e a *M. javanica* (DINIZ, 2012). A cultivar de coentro verdão é resistente a *M. enterolobii* (SANTOS et al., 2012).

Cultivar de alface	<i>M. incognita</i> raça 1	<i>M. incognita</i> raça 2	<i>M. enterolobii</i>	<i>M. javanica</i>
Bnondaga	Suscetível	Suscetível	Suscetível	Resistente
Calona	Resistente	Resistente	Resistente	Resistente
Challenge	Resistente	Resistente	Resistente	Resistente
Classic	Resistente	Resistente	Resistente	Resistente
Desert Queen	Resistente	Resistente	Resistente	Resistente
IP-11	Resistente	Resistente	Resistente	Resistente
Ithaca	Resistente	Resistente	Resistente	Resistente
L-104	Resistente	Resistente	Resistente	Resistente
L-109	Suscetível	Suscetível	Suscetível	Resistente
Lady	Suscetível	Resistente	Suscetível	Resistente
Lucy Brown	Suscetível	Suscetível	Suscetível	Resistente
Raider	Suscetível	Suscetível	Suscetível	Resistente
Raider Plus	Resistente	Resistente	Resistente	Resistente
Robinson	Suscetível	Resistente	Suscetível	Resistente
RS-1397	Resistente	Resistente	Resistente	Resistente
Salinas 88	Resistente	Resistente	Resistente	Resistente
Sonoma	Suscetível	Suscetível	Suscetível	Resistente
Summer Time	Suscetível	Suscetível	Suscetível	Resistente
Sundevil	Suscetível	Suscetível	Suscetível	Resistente
Tainá	Suscetível	Suscetível	Suscetível	Resistente
Vanguard 75	Resistente	Resistente	Resistente	Resistente
Winterset	Suscetível	Resistente	Suscetível	Resistente

Podridões radiculares em coentro

Os patógenos causadores de doenças radiculares na cultura do coentro habitam a microbiota do solo e/ou são introduzidos em uma área por meio de sementes infectadas. Geralmente, estes patógenos interferem na germinação da semente ou impedem que a plântula se desenvolva devido à presença de sintomas, como tombamentos (damping off), murchas e podridões no caule e raízes, o que resulta em reduções no número de plantas produzidas (Figura 4).



Figura 4. Complexo de sintomas causados por patógenos radiculares em plantas de coentro, murcha (A) e podridões de raízes (B e C).

Dentre os agentes causadores de podridões na cultura do coentro em Alagoas destacam-se os fungos dos gêneros *Sclerotinia* e *Fusarium* e o oomiceto *Pythium* spp. (FERREIRA, 2013). Quando estes patógenos infectam a semente de coentro podem causar seu apodrecimento durante a germinação, com falhas visíveis nos canteiros (Figura 5).



Figura 5. Canteiros de coentro apresentando redução no número de plantas devido ao apodrecimento de sementes e podridões radiculares.

Em plantas de coentro infectadas por *Pythium* spp., observa-se um déficit de crescimento e clorose extensiva a partir das folhas externas, que eventualmente murcham. O hipocótilo de plantas doentes apresenta descoloração, seguida de amolecimento da base do caule e/ou escurecimento do sistema radicular, característicos do apodrecimento das raízes, o que resulta em estágios avançados, no tombamento de plantas (GARIBALDI et al., 2010; ROMERO et al., 2012).

Espécies de *Pythium* ocorrem na superfície da água e no solo, desenvolvendo-se bem em temperaturas amenas e solos húmidos e mal drenados, frequentemente, consequência do excesso de irrigação. A disseminação deste patógeno é feita por meio de esporos (zoósporos), sendo este hábil em se locomover em filmes de água no solo. A sobrevivência de *Pythium* spp. pode ser no solo como saprófita, em plantas mortas ou em material de origem animal, bem como durante vários anos por meio de estruturas de resistência denominadas de oósporos, os quais se mantêm viáveis mesmo sob condições adversas de temperatura e umidade. Esporos ou micélio do patógeno penetram diretamente em semente ou tecidos da plântula de coentro, provavelmente devido à presença de enzimas pectinolíticas (AGRIOS, 2005).

Dentre as espécies de *Fusarium* consideradas patogênicas ao coentro, a mais citada é *F. oxysporum*, porém *F. solani* também causa doença em coentro, cujos sintomas incluem clorose foliar, nanismo, necrose do tecido vascular e podridão de raízes e da coroa (ESTÉVEZ DE JENSEN; ABAD, 2009).

Infecções iniciais por *F. oxysporum* resultam em murcha, colapso e morte de plântulas. Nesta fase da doença o sintoma assemelha-se ao de “damping-off”. Quando infectadas numa fase posterior, as plantas de coentro apresentam fraco crescimento, atrofia, nanismo, amarelecimento, murcha, colapso e morte. Os tecidos vasculares dessas plantas mostram uma descoloração dos vasos xilema que se tornam avermelhados a marrom claro (KOIKE; GORDON, 2005; SMITH et al., 2011).

Ambas as espécies de *Fusarium* sobrevivem em restos culturais, no solo a partir de micélio e esporos (macroconídios e microconídios), e especialmente por meio dos clamidósporos, que são estruturas de resistência capazes de permanecerem inativas no solo por longos períodos de tempo. A

disseminação desses patógenos acontece por meio de sementes infectadas, água de irrigação, vento, máquinas e ferramentas (AGRIOS, 2005).

O coentro também é suscetível ao fungo *Sclerotinia* spp., que é responsável pelas doenças como mofo branco, podridão do colo, podridão da coroa e murcha (REIS; NASCIMENTO, 2011). O mofo branco é facilmente identificado pelo micélio cotonoso branco característico do fungo, que cresce na superfície aérea dos tecidos infectados. Com o avanço da doença tufo de micélio do tamanho de ervilhas se aglomeram e dão origem aos escleródios, uma estrutura dura, escura e visível (HEFFER.; JOHNSON, 2007).

A incidência do mofo branco é favorecida pela alta densidade de plantio, períodos prolongados de precipitação, elevada umidade do ar e temperaturas amenas (ETHUR, 2005). A disseminação do fungo pode ocorrer pela chuva, vento, por sementes infectadas, micélio aéreo e por esporos (ascósporos) que são ativamente projetados e disseminados por correntes de ar até o tecido suscetível. O fungo *Sclerotinia* spp. ataca um grande número de plantas cultivadas, podendo sobreviver em restos culturais e por meio dos escleródios, estruturas de resistência, estes se mantêm no solo por um longo período (6 a 8 anos) no solo, necessitando de alta umidade do solo e do ar e água livre sobre as plantas para germinar e infectar a planta (TU, 1989).

O manejo de *Sclerotinia* spp., *Fusarium* spp. e *Pythium* spp. não é fácil, pois são patógenos habitantes do solo, possuem ampla gama de hospedeiros, têm uma fase de vida saprofítica e produzem estruturas de resistência. No entanto, a adoção de medidas preventivas é fundamental para evitar ou reduzir os danos, dentre estas, citam-se: a aquisição de sementes de boa qualidade e tratadas; fazer a semeadura na profundidade adequada para evitar o apodrecimento; manter o nível de adubação do solo equilibrado; realizar irrigações com moderação, utilizando água de boa qualidade; plantar em área com boa drenagem; fazer rotação de culturas; destruir os restos culturais e promover a assepsia de ferramentas antes e após o uso.

Devido à ampla gama de plantas hospedeiras de *S. sclerotiorum*, a prática da rotação de culturas tem pouco êxito nas áreas de cultivo onde o patógeno está presente. As culturas não-hospedeiras estão praticamente restritas às gramíneas, como trigo e

arroz, que podem não ser economicamente viáveis para os produtores de coentro (REIS et al., 2007).

Após a constatação da(s) doença(s) nos cultivos de coentro, medidas de manejo citadas anteriormente devem ser implementadas visando reduzir o inóculo desses patógenos. A prática de solarização do solo é recomendada para redução das populações de *Sclerotinia* spp., *Fusarium* spp. e de *Pythium* spp., sobretudo para pequenas áreas de cultivo, como os de coentro (PEREIRA; PINHEIRO, 2012).

Embora o uso de cultivares resistentes seja a principal medida de manejo, não existem recomendações para o coentro, bem como não há agrotóxicos registrados no Mapa para a cultura (AGROFIT, 2015). Considerando, que são patógenos habitantes do solo, medidas que melhorem a estrutura do solo cultivado, como a adição de matéria orgânica, o plantio e incorporação de adubos verdes, são importantes para aumentar a microbiota presente no solo com ação antagonista a *Sclerotinia* spp., *Fusarium* spp. e *Pythium* spp.

Mancha de cercospora em coentro

A mancha de cercospora causada pelo fungo *Cercospora* spp. é uma das doenças foliares que ocorrem nos cultivos de coentro localizados na região Agreste de Alagoas. Esta doença deprecia a qualidade do coentro, podendo sob elevada severidade inviabilizar a sua comercialização.

Os sintomas da cercosporiose do coentro se caracterizam por manchas foliares que se encontram distribuídas no limbo foliar e, se iniciam com pequenas lesões esféricas de coloração marrom claro, com bordos avermelhados. Posteriormente, o centro das lesões torna-se pálido cinza, fino, frágil e quebradiço, podendo desprender-se da folha, deixando um buraco irregular. As manchas podem se aglutinar, causando grandes áreas necróticas, podendo levar à queima das folhas ou morte do tecido foliar.

O fungo *Cercospora* spp. é favorecido sob condições de elevadas temperatura e umidade (AGRIOS, 2005). Plantios muito adensados, com pouca aeração, chuvas frequentes e irrigação por aspersão contribuem para o desenvolvimento da doença em plantios de coentro. Para que ocorra a germinação e penetração de esporos de *Cercospora* spp., é necessária a presença de água, que pode ser disponibilizada por meio de orvalho intenso, chuvas ou irrigação (AGRIOS, 2005).

Restos culturais nas áreas de plantio representam uma importante fonte de inóculo de *Cercospora* spp., que passa uma parte do seu ciclo de vida como um patógeno saprófita facultativo. No entanto, quando há outro plantio de coentro, este patógeno volta a infectá-lo. O fungo pode sobreviver nas sementes de coentro contaminadas (TRIGO et al., 1997), sendo provavelmente a principal forma de estabelecimento da doença em novas áreas de cultivos. Os esporos de *Cercospora* spp. produzidos sobre os restos culturais presentes no solo podem ser disseminados pela chuva, água de irrigação ou serem levados pelo vento, disseminando a doença dentro e entre áreas de cultivo de coentro.

O manejo da cercosporiose do coentro se baseia em medidas que envolvem o uso de sementes com elevada sanidade e/ou tratadas; a eliminação dos restos culturais; a adoção da rotação de culturas, o manejo da irrigação, de forma a expor ao mínimo os cultivos a elevadas umidades, evitando quando possível o uso de aspersores. Não há fungicidas registrados no Mapa para pulverizações na cultura (AGROFIT, 2015).

Queima das folhas do coentro

A queima das folhas ou alternariose do coentro é uma doença causada pelo fungo *Alternaria* spp., que em períodos de chuva pode causar em elevada intensidade, conforme constatado por Reis et al. (2003).

Os sintomas de queima das folhas do coentro podem se confundir com as manchas de cercospora, sendo essencial o diagnóstico correto destas duas doenças. As lesões foliares causadas por *Alternaria* spp., geralmente, são pequenas a medianas e se localizam nas margens e extremidades dos folíolos, apresentam tamanho e formato irregular, com uma coloração marrom escura ou preta e podem ser circundadas por halos cloróticos (Figura 6). Sob condições favoráveis, as manchas tornam-se numerosas e expandem-se até coalescerem. Neste estágio os folíolos secam e morrem, conferindo às folhas o sintoma de queima. Em plântulas, o patógeno pode causar lesões no colo, que na maioria das vezes culminam com o tombamento e morte das mesmas (TÖFOLI et al., 2015).



Figura 6. Folhas de coentro com sintomas iniciais de mancha de alternária causada por *Alternaria* sp.

As espécies *A. alternata* e *A. dauci* são veiculadas e transmitidas, eficientemente, por sementes de coentro e influenciam de forma negativa, na sua qualidade e no desenvolvimento das plântulas de coentro (PEDROSO et al., 2013). Reis et al. (2006) constataram que mesmo em sementes de coentro tratadas, *A. dauci* e *A. alternata* ainda conseguem permanecer viáveis nas sementes. Isto pode ocorrer devido à localização do patógeno na semente, o que inviabiliza o tratamento com produtos protetores e mesmo os produtos sistêmicos podem apresentar dificuldades para atingirem o embrião numa concentração suficiente para eliminar o patógeno.

A velocidade de expansão da queima das folhas em cultivos de coentro depende do nível de inóculo inicial (sementes contaminadas e/ou resíduos infectados de cultivos anteriores), temperatura do ar e da presença de água (chuva, irrigação ou orvalho). As condições ambientais que favorecem o estabelecimento da doença são temperaturas elevadas e prolongado molhamento foliar. De maneira geral, são necessárias de 8 a 12 horas de molhamento foliar e temperaturas que variam de 25 a 32 °C, para que haja infecção pelo fungo. O vento e a água são os principais agentes de dispersão de *Alternaria* spp. nas áreas de plantio (TÖFOLI et al., 2010).

A adoção conjunta de diferentes práticas é fundamental para o efetivo manejo da queima das folhas do coentro, sendo recomendada como principal medida o plantio de sementes saudáveis, o que pode evitar o tombamento de plântulas de coentro, bem como a entrada e a disseminação da doença na área. Quando disponível optar pelo plantio de cultivares com tolerância ou resistência ao patógeno. Evitar submeter os cultivos a estresses nutricionais. Diminuir a umidade do solo e o período de molhamento foliar, evitando irrigações próximas ao anoitecer, promover uma maior circulação de

ar entre plantas. Adotar medidas que reduzam as fontes de inóculo do patógeno e impeçam sua entrada em novos cultivos, como: eliminar plantas voluntárias, hospedeiros alternativos, restos culturais, bem como evitar novos plantios próximos a áreas em final de ciclo. Realizar a rotação de culturas por dois a três anos com gramíneas, leguminosas ou pastagem (TÖFOLI et al., 2015). Não há fungicidas registrados no Mapa para pulverizações na cultura (AGROFIT, 2015).

Referências

- AGRIOS, G. N. Plant pathology. 5 ed. Burlington: Elsevier Academic, 2005. 922 p.
- AGROFIT. Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Brasília: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, Coordenação Geral de Agrotóxicos e Afins, 2003. Disponível em: < http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons > . Acesso em: 14 out. 2011.
- BIONDI, C. M.; PRADO, M. D. C.; MEDEIROS, J. E.; PEDROSA, E. M. R.; MOURA, R. M. Tolerância do coentro ao parasitismo do nematoide *Meloidogyne incognita* raça 1. *Nematologia Brasileira*, Piracicaba, v. 25, n. 2, p. 239-241, 2001.
- CORREIA, E.C.S.S. Reação de cultivares de alface do grupo americano a *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii*. 2013. 55 f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Botucatu.
- COTTYN, B.; BAEYEN, S.; PAUWELYN, E.; VERBAENDERT, I.; DE VOS, P.; BLEYAERT, P.; HÖFTE, M.; MAES, M. Development of a real-time PCR assay for *Pseudomonas cichorii*, the causal agent of midrib rot in greenhouse-grown lettuce, and its detection in irrigating water. *Plant Pathology*, Oxford, v. 60, n. 3, p. 453-461, 2011.
- CHARCHAR, J. M.; MOITA, A. W. Reação de cultivares de alface à infecção por mistura populacional de *Meloidogyne incognita* raça 1 e *M. javanica* em condições de campo. *Horticultura Brasileira*, Brasília, v. 14, n. 2, p. 185-189, 1996.
- CHARCHAR, J. M.; MOITA, A. W. Metodologia para seleção de hortaliças com resistência a nematoides: Alface/*Meloidogyne* spp. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2005. 8 p. (Embrapa Hortaliças. Comunicado Técnico, 27).

- DINIZ, G. M. M. Resistência do coentro (*Coriandrum sativum* L.) à *Meloidogyne incognita* (raça 1 e 3) e *Meloidogyne javanica*. 2012. 56 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia (Melhoramento Genético de Plantas)) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife.
- DUTRA, M. R.; CAMPOS, V. P.; ROCHA, F. S.; SILVA, J. R. C.; POZZA, E. A. Manejo do solo e da irrigação no controle de *Meloidogyne incognita* em cultivo protegido. *Fitopatologia Brasileira*, Brasília, DF, v. 31, n. 4, p. 405-407, 2006.
- ESTÉVEZ DE JENSEN, C.; G. Z. ABAD, G. Z. *Fusarium solani* species complex newly identified to cause root rot in hydroponically grown lettuce and cilantro in Puerto Rico. *Plant Pathology*, Oxford, v. 19, n. 2, p. 801, 2009.
- ETHUR, L. Z.; BLUME, E.; MUNIZ, M.; SILVA, A. C. F. da; STEFANELO, D. R.; DA ROCHA, E. K. Fungos antagonistas a *Sclerotinia sclerotiorum* em pepineiro cultivado em estufa. *Fitopatologia Brasileira*, Brasília, DF, v. 30, n. 2, p. 127-133, 2005.
- FELIX, K. C. S.; OLIVEIRA, W. J.; MARIANO, R. L. R.; SOUZA, E. B. Lettuce genotype resistance to "soft rot" caused by *Pectobacterium carotovorum* subsp. *carotovorum*. *Scientia Agrícola*. Piracicaba, v. 71, n. 4, p. 287-291. 2014.
- FERREIRA, M. F. Epidemiologia de doenças radiculares na cultura do coentro no município de Arapiraca-AL. 2013. 32 f. Dissertação (Mestrado em Proteção de Plantas) - Universidade Federal de Alagoas, Rio Largo, 2013.
- FILGUEIRA, F. A. R. Novo manual de olericultura: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças. Viçosa: Editora UFV, 2008. 421 p.
- FRANÇA, C. de F. M. Conservação e qualidade pós-colheita em duas variedades de alface submetidas ao hidrosfriamento. 2011. 53 f. (Dissertação de Mestrado) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.
- GARIBALDI, A.; GILARDI, G.; GULLINO, M. L. First report of collar and root rot caused by *Pythium ultimum* on coriander in Italy. *Plant Disease*, Saint Paul, MN, v. 94, n. 9, p. 1167, 2010.
- HEFFER, L. V.; JOHNSON, K. B. White mold. The Plant Health Instructor, 2007. Disponível em: < <http://www.apsnet.org/edcenter/intropp/lessons/fungi/ascomycetes/Pages/WhiteMold.aspx> > . Acesso em: 16 out. 2015.
- IBGE. Censo agropecuário 2006. Rio de Janeiro: IBGE, 2006. Disponível em: < http://biblioteca.ibge.gov.br/visualizacao/periodicos/51/agro_2006.pdf > Acesso em: 16 abr. 2015.
- JABUONSKI, R. E.; TAKATSU, A.; REIFSCHNEIDER, F. J. B. Levantamento e identificação de espécies de *Erwinia* de diferentes plantas hospedeiras e regiões do Brasil. *Fitopatologia Brasileira*, Brasília, v. 11, n. 1, p. 185-195, 1986.
- KOIKE, S. T.; GORDON, T. R. First report of fusarium wilt of cilantro caused by *Fusarium oxysporum* in California. *Plant Disease*, Saint Paul, MN, v. 89, n. 10, p. 1130, 2005.
- LOPES, C. A.; QUEZADO-DUVAL, A. M. Doenças da alface. Brasília: EMBRAPA-CNPq, 1998. 18 p. (EMBRAPA-CNPq. Circular Técnica, 14).
- LOPES, C. A.; HENZ, G. P. Podridão-mole das hortaliças causadas por bactérias. Brasília: EMBRAPA - CNPq, 1998. 6 p. (EMBRAPA-CNPq. Comunicado Técnico, 8).
- LOPES, C. A.; QUEZADO-DURVAL, A.; REIS, A. Doenças da alface. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2010. 68 p.
- LORDELLO, L. G. E. Nematoides das plantas cultivadas. 8 ed., São Paulo: Nobel, 1984. 314 p.
- MALAVOLTA JÚNIOR, V. A.; ALMEIDA, I. M. G.; RODRIGUES NETO, J.; BERIAM, L. O. S. Bactérias fitopatogênicas assinaladas no Brasil: uma atualização. *Summa Phytopathologica*, Botucatu, v. 34, p. 188, 2008.
- MARIANO, R. L. R.; SILVEIRA, E. B.; ASSIS, S. M. P.; GOMES, A. M. A.; OLIVEIRA, I. S.; NASCIMENTO, A. R. P. Diagnóstico e manejo de fitobacterioses de importância no nordeste Brasileiro. In: MICHEREFF, S. J.; BARROS, R. (Ed.) Proteção de plantas na agricultura sustentável. Recife: Imprensa Universitária, UFRPE, 2001. 368 p.
- MARIANO, R. L. R.; SILVEIRA, E. B.; ALVARADO, I. C. M.; SILVA, A. M. F. Bactérias fitopatogênicas pectinolíticas dos gêneros *Pectobacterium* e *Dickeya*. *Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agrônômica*, v. 2, p. 121-153, 2005.

- NAZARENO, G. G.; JUNQUEIRA, A. M. R.; PEIXOTO, J. R. Efeito da matéria orgânica na multiplicação de nematoide das galhas em alface sob cultivo protegido. *Bioscience Journal*, Uberlândia, v. 26, n. 4, p. 579-590, 2010.
- NAZARENO, G. G. Utilização de matéria orgânica no controle de nematoide das galhas em alface sob cultivo protegido. 2009. 75 f. (Dissertação de Mestrado) - Universidade de Brasília, Brasília.
- OLIVEIRA, E. Q.; BEZERRA NETO, F. B.; NEGREIROS, M. Z.; BARROS JÚNIOR, A. P.; FREITAS, K. K. C.; SILVEIRA, L. M.; LIMA, J. S. S. Produção e valor agroeconômico no consórcio entre cultivares de coentro e de alface. *Horticultura Brasileira*, Brasília, DF, v. 23, n. 2, p. 285-289, 2005.
- PAVAN, M. A.; KRAUSE-SAKATE, R.; KUROZAWA, C. Doenças da alface. In: HIROSHI, K.; AMORIM, L.; REZENDE, J.A.M.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L.E.A. (Ed.). *Manual de Fitopatologia: doenças das plantas cultivadas*. Piracicaba: CERES, v. 2, 2005, p. 27-33.
- PAUWELYN, E.; VANHOUTEGHEM, K.; COTTYN, B.; DE VOS, P.; MAES, M.; BLEYAERT, P.; HÖFTE, M. Epidemiology of *Pseudomonas cichorii*, the cause of lettuce midrib rot. *Journal of phytopathology*, Malden, MA, v. 159, n. 4, p. 298-305, 2011.
- PEDROSO, D. C. Associação de *Alternaria* spp. com sementes de Apiáceas: Métodos de inoculação e influência na qualidade fisiológica. 2009. 118 f. (Dissertação de Mestrado) - Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria.
- PEDROSO, D.C.; MUNIZ, M.F.; DE TUNES, L.V.; MÜLLER, J.; JUNGES, E.; DOS SANTOS, R.F. Influência de *Alternaria alternata* e *A. dauci* na qualidade de sementes de coentro. *Revista Brasileira de Ciências Agrárias*, Brasília, DF, v. 8, n. 4, p. 563-569, 2013.
- PEREIRA, R. B.; PINHEIRO, J. B.; CARVALHO, A. D. F. Diagnóstico e controle alternativo de doenças em alface, alho, cebola e brássicas. Brasília: EMBRAPA-CNPq, 2013. 16 p. (EMBRAPA-CNPq. Circular Técnica, 120).
- PEREIRA, R. B.; PINHEIRO, J. B. Manejo integrado de doenças em hortaliças em cultivo orgânico. Brasília, EMBRAPA-CNPq, 2012. 12 p. (EMBRAPA-CNPq. Circular Técnica, 111).
- PEREIRA, R. S.; MUNIZ, M. F. B.; NASCIMENTO, W. M. Aspectos relacionados à qualidade de sementes de coentro. *Horticultura Brasileira*, Brasília, DF, v. 23, n. 3, p. 703-706, 2005.
- PÉROMBELON, M. C. M.; KELMAN, A. Ecology of the soft rot erwinias. *Annual Review of Plant Pathology*, Palo Alto, v. 18, p. 361-387, 1980.
- PINHEIRO, J. B.; AMARO, G. B.; PEREIRA, R. B. Ocorrência e controle de nematoides em hortaliças folhosas. Brasília: EMBRAPA-CNPq, 2010. 10 p. (EMBRAPA-CNPq. Circular Técnica, 89).
- PINHEIRO, J. B.; CARVALHO, A. D. F.; PEREIRA, R.B. Ocorrência e manejo de nematoides em apiáceas. Brasília: EMBRAPA-CNPq, 2012. 13 p. (EMBRAPA-CNPq. Circular Técnica, 103).
- RAID, R. N. Lettuce diseases and their management. In: NAQVI, S.A.M.H. (Ed.). *Diseases of fruits and vegetables: volume II*. Springer Netherlands, 2004. p. 121-147.
- REIS, A.; BOITEUX, L. S.; SILVA, P. P.; CÂMARA, M. P. S. *Alternaria dauci*, agente de manchas foliares em salsa e coentro no Brasil. *Fitopatologia Brasileira*, Brasília, DF, v. 28, p. 202-203, 2003.
- REIS, A.; SATELIS, J. F.; PEREIRA, R. S.; NASCIMENTO, W. M. Associação de *Alternaria dauci* e *A. alternata* com sementes de coentro e eficiência do tratamento químico. *Horticultura Brasileira*, Brasília, DF, v. 24, n. 1, p. 107-111, 2006.
- REIS A.; COSTA, H.; LOPES, C. A. Epidemiologia e manejo do mofo-branco em hortaliças. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2007. 5 p. (EMBRAPA-CNPq. Comunicado Técnico, 45).
- REIS, A.; NASCIMENTO, W. M. New apiaceous hosts of *Sclerotinia sclerotiorum* in the Cerrado region of Brazil. *Horticultura Brasileira*, Brasília, DF, v. 29, n. 1, p. 122-124, 2011.
- ROMERO, G.; ESTÉVEZ DE JENSEN, C.; PALMATEER, A.J. First report of *Pythium dissotocum* affecting cilantro in hydroponic systems in Puerto Rico. *Plant Health Progress*, 2012. Disponível em: < <http://www.plantmanagementnetwork.org/pub/php/brief/2012/cilantro/> > . Acesso em: 16 out. 2015.

SANTOS, K.A.; MEDEIROS, J.E.; PEDROSA, E.M.R.; CARVALHO FILHO, J.L.S. Reação do coentro (*Coriandum sativum* L.) ao nematoide das galhas *Meloidogyne enterolobii*. **Tropical Plant Pathology**, v. 38. p. 268-268, 2012.

SANTOS, K. M.; ROCHA, J. G. S.; SANTOS, T. F.; SOUSA, M. F.; FARIAS, S. P.; MARTINS, R. B. Levantamento e prevalência de doenças em cultivo alface, coentro e cebolinha no Agreste de Alagoas. **Tropical Plant Pathology**, v. 39, p. 512, 2014.

SAVARY, S. Épidémiologie de la cercosporiose de la laitue (*Lactuca sativa* L.) en republique de Côte d'Ivoire: étude de quelques étapes du cycle épidémiologique. **Agronomie**, Paris, v. 3, n. 9, p. 903-909, 1983.

SEPLANDE. Secretaria do Estado do Planejamento e do Desenvolvimento Econômico. **Oportunidade de Investimento**. 2015, 52 p. Disponível em: <<http://investimentos.mdic.gov.br/public/arquivo/arq1316528802.pdf>>. Acesso em: 15 out. 2015.

SILVA, A. M. F.; MARIANO, R. L. R.; MICHEREFF, S. J.; SILVEIRA, E.B.; MEDEIROS, F. H. V.

Levantamento da intensidade da podridão-mole em