

# MANCHA ANGULAR

Aloisio Sartorato<sup>1</sup>

Carlos A. Rava<sup>1</sup>

## INTRODUÇÃO

A mancha angular do feijoeiro comum encontra-se distribuída em todas as regiões do mundo onde se cultiva esta leguminosa. Segundo o Commonwealth Mycological Institute, esta enfermidade ocorre em mais de 60 países diferentes.

No Brasil foi uma das primeiras doenças do feijoeiro a ser investigada (Noack citado por Costa, 1972). De distribuição generalizada e de ocorrência freqüente, afeta, com maior ou menor intensidade, todas as cultivares recomendadas. No passado, foi considerada uma doença de pouca importância por ocorrer, principalmente, no final do ciclo da cultura e por acreditar-se que causava poucos danos à cultura no que se refere à produção (Bonilla, 1958; Parabela Filho citado por Costa, 1972; Vieira, 1974). Entretanto, nos últimos 10 anos, passou a ser considerada uma das principais doenças desta leguminosa, sendo a ela atribuída as perdas de muitas lavouras.

As perdas no rendimento são maiores quanto mais precoce for o seu aparecimento na cultura. No México (Crispín et al., 1976), nos Estados Unidos (Cardona-Alvarez & Walker, 1956) e na Colômbia (Barros et al., 1958; Schwartz et al., 1981) foram estimadas perdas da ordem de 80, 50 e 40-80%, respectivamente. No Brasil, conforme Mora-Brenes et al. (1983), Rava et al. (1985) e Sartorato & Rava (1992), estas perdas variaram de 7 a 70%, dependendo da maior ou menor suscetibilidade

---

<sup>1</sup> Pesquisador, Dr., EMBRAPA/Centro Nacional de Pesquisa de Arroz e Feijão (CNPAP), Caixa Postal 179, 74001-970 Goiânia, GO.

das cultivares, das condições de ambiente e da patogenicidade dos isolados. Em estudos desenvolvidos por Sartorato & Rava (1992), foi determinado que, no geral, para cada 10% de aumento na severidade da doença, há uma redução da ordem de 7,88% no rendimento.

Os hospedeiros alternativos deste patógeno incluem: *Phaseolus lunatus* L. (Cardona-Alvarez & Walker, 1956; Campos, 1979); *P. coccineus* L. (Brock, 1951; Campos, 1979); *P. calcaratus* (Campos, 1979; Campos & Fucikovsky, 1980); *P. vulgaris* silvestre (Campos, 1979); *P. multiflorus* L. (Brock, 1951; Díaz et al., 1965); *P. angularis* (Campos & Fucikovsky, 1980); *P. acutifolius* A. Gray var. *acutifolius*; *Vigna angularis* (Willd) Ohwi et Ohashi; *V. umbellata* (Thumb.) Ohwi et Ohashi (Campos, 1979); *V. mungo* (L.) Hepper (Golato & Meossi, 1972); e *V. unguiculata* L. Walp. ssp. *unguiculata* (Díaz et al., 1965).

## ETIOLOGIA

*Isariopsis griseola* Sacc., agente causal da mancha angular do feijoeiro comum, foi descrito por Saccardo, em 1878, na Itália (Saccardo, 1878, citado por Zaumeyer & Thomas, 1957). Apresenta como sinônimos *Phaeoisariopsis griseola* (Sacc.) Ferr., *Graphium laxum* Ell., *Isariopsis laxa* (Ell.) Sacc., *Lindaomyces griseola* Gonz. Frag., *Arthrobotryum puttemansii* Henn., *Cercospora columnare* Ell. e Ev. e *Cercospora sthulmanni* Henn. (Zaumeyer & Thomas, 1957; Ferraz, 1980).

*I. griseola* pertence à classe dos Deuteromicetos (fungos imperfeitos), à ordem Moniliales e à família Stilbaceae (Barnett & Hunter, 1972).

Nas lesões, na face inferior das folhas, nos caules, ramos, pecíolos e vagens, o fungo produz grupos de conidióforos denominados corêmios (Miles, 1917; Zaumeyer & Thomas, 1957). Estes são compostos por um pequeno número de conidióforos, geralmente 8 a 40, os quais crescem eretos e mais ou menos paralelos, formando tufos, em cuja parte superior formam-se os conidiósporos (Miles, 1917; Zaumeyer & Thomas, 1957;

Ferraz, 1980). Os conidióforos são escuros na base, tornando-se gradualmente mais claros no topo, e têm de 20 a 40 $\mu$  de largura (Miles, 1917; Zaumeyer & Thomas, 1957) e de 80 a 500 $\mu$  de comprimento (Chupp, 1925). Segundo Miles (1917), os conidióforos, que se constituem em grupo de hifas bem agregadas mas não unidas umas às outras, tendem a separar-se à medida que envelhecem, indicando que esta estrutura, na realidade, não é um corêmio típico. Os conídios, conforme Zaumeyer & Thomas (1957), apresentam de um a três septos, raramente quatro. Podem, no entanto, apresentar de zero a sete septos, sendo os trisseptados mais comuns e os com seis a sete septos, mais raros (Buruchara, 1983). São cilíndricos a fusiformes e, às vezes, levemente curvos, com coloração cinza clara, e medem de 7 a 8 $\mu$  de largura e de 50 a 60 $\mu$  de comprimento (Zaumeyer & Thomas, 1957). A média de 10 isolados da Colômbia mediu de 3,8 a 8,8 $\mu$  de largura, com uma média de 6,4 $\mu$ , e de 18 a 76 $\mu$  de comprimento, com uma média de 38,8 $\mu$  (Buruchara, 1983).

## SINTOMATOLOGIA

Embora seja mais comum e facilmente identificada nas folhas, a mancha angular ocorre também nas vagens, caules e ramos. As primeiras lesões podem aparecer nas folhas primárias, apresentando conformação mais ou menos circular com halos concêntricos, de cor castanho-escuro (Foto 4). Nas folhas trifolioladas, o sintoma mais característico, como o próprio nome da doença indica, é o aparecimento de lesões de formato angular (Foto 5), delimitadas pelas nervuras, inicialmente de coloração cinzenta, tornando-se posteriormente castanhas. Em determinadas combinações patótipo x hospedeiro, as lesões não apresentam a forma angular típica da doença, dando origem a manchas irregulares que, ao serem observadas, têm aspecto arredondado (Foto 6). Quando as lesões atingem grande número, coalescem, causando o amarelecimento das folhas e o desfolhamento prematuro (Ferraz, 1980). Nas vagens, as lesões são, a princípio, superficiais, quase circulares, de coloração castanho-

avermelhada, com bordos escuros (Foto 7). São de tamanho variável e, quando numerosas, coalescem, cobrindo toda a largura da vagem. As vagens infectadas podem produzir sementes mal desenvolvidas e/ou totalmente enrugadas. Nos caules, ramos e pecíolos, as plantas podem apresentar lesões alongadas de cor castanho-escuro (Foto 8). Sob condições de alta umidade, pode ser observada, na face inferior das folhas, nas vagens, nos caules e nos pecíolos, uma eflorescência (corêmios) de cor cinza-escuro a negra, formada pelos corpos de frutificação do fungo.

## EPIDEMIOLOGIA

*I. griseola* cresce lentamente em meio de cultura, requerendo temperatura mínima de 8°C, máxima de 28°C e pH de 6-7 para seu desenvolvimento. A germinação dos conídios tem início após quatro horas quando em contato com água destilada estéril a uma temperatura de 24°C (Llanos, 1957). Esporulação abundante, dependendo do isolado, ocorre após 14-15 dias de incubação a 22-24°C, no escuro, em meio de extrato de folhas de feijoeiro. Campos & Fucikovsky (1980) determinaram um ótimo para esporulação de 16°C, enquanto outros pesquisadores obtiveram resultados semelhantes apenas para alguns isolados (Buruchara, 1983; Correa et al., 1989).

Temperatura ótima de 24°C, com mínima de 16°C e máxima de 28°C, é o requisito primordial para que a infecção ocorra e a doença se desenvolva rapidamente (Cardona-Alvarez & Walker, 1956; Campos & Fucikovsky, 1980). Para a formação de corêmios e início da esporulação é necessária alta umidade a 24°C, por 24 e 48 horas, respectivamente (Cardona-Alvarez & Walker, 1956).

Esta enfermidade ocorre, ocasionalmente, nas folhas primárias, observando-se sintomas severos apenas após o florescimento do feijoeiro, quando se inicia a fase mais crítica para a cultura, se as condições de ambiente forem favoráveis à doença.

O fungo sobrevive por um período de até 19 meses em resíduos de cultura na superfície do solo (Cardona-Alvarez & Walker, 1956; Sohi & Sharma, 1967; Sindhan & Bose, 1979), podendo sobreviver também em sementes infectadas (Díaz et al., 1965; Crispín et al., 1976). Entretanto, a percentagem de sobrevivência deste patógeno na semente diminui à medida que aumenta o período de armazenamento (Orozco-Sarria & Cardona-Alvarez, 1959; Correa, 1984) ou que a semente seja submetida à temperatura de 10°C por vários dias (Díaz et al., 1965). Em condições de clima temperado, a viabilidade do patógeno decresce mais rapidamente em restos culturais incorporados no solo, do que naqueles deixados sob a superfície (Correa, 1984). Sindhan & Bose (1979) demonstraram que, nos tecidos do hospedeiro e em condições de laboratório, o fungo manteve-se viável por 240 dias, enquanto, no campo, o patógeno se manteve viável por 300 dias como micélio dormente. Isto indica que o patógeno sobrevive de uma estação a outra como micélio dormente em restos de cultura. Os conídios sobreviveram no campo, em restos de cultura, por até 240 dias, tanto quando estes foram depositados na superfície do solo como quando enterrados a 5-7 cm de profundidade (Sindhan & Bose, 1979). Neste estudo, observou-se também que o fungo sobreviveu de uma estação à outra como conídio ou micélio dormente no solo. Estes fatos demonstram que os restos de cultura deixados no campo podem se constituir em importante fonte de inóculo primário para o desenvolvimento da mancha angular.

Os principais agentes de disseminação são as chuvas, os ventos (correntes de ar), as sementes e partículas de solo infestadas (Cardona-Alvarez & Walker, 1956; Bonilla, 1958; Orozco-Sarria & Cardona-Alvarez, 1959). Entre as fontes de inóculo primário encontram-se as sementes, os restos de cultura e as lavouras infectadas. As fontes de inóculo secundário são as próprias lesões que se desenvolvem dentro da lavoura.

Os fatores climáticos mais importantes no desenvolvimento de epidemias são as temperaturas moderadas (24°C), com tempos chuvosos

ou períodos suficientemente longos de alta umidade relativa, alternados por baixa umidade, e a ação de ventos (Cardona-Alvarez & Walker, 1956; Díaz et al., 1965). Além destes fatores, o desenvolvimento de epidemias depende, também, da suscetibilidade das cultivares, da patogenicidade do fungo e do sistema agrícola utilizado. A incidência da mancha angular foi mais severa em feijão cultivado em associação com o milho do que em monocultivo (Moreno, 1977; Sartorato et al., 1982), embora exista relato afirmando o contrário (Mora-E., 1978; Rheenen et al., 1981; Boudreau, 1990). Ademais, com a introdução do plantio de inverno, com irrigação por aspersão (convencional ou pivô), diminuiu-se o intervalo entre as épocas de cultivo, favorecendo a sobrevivência do patógeno, o aumento do potencial de inóculo e, possivelmente, das perdas em cultivos futuros.

Estudos histológicos relacionados com a infecção da planta revelaram que o fungo penetra através dos estômatos das folhas do feijoeiro. Três dias após a penetração, as células-guardas e as do mesófilo adjacente apresentam-se necrosadas, observando-se sinais de desintegração dos cloroplastos. À medida que o fungo avança intercelularmente, a desintegração estende-se ao parênquima esponjoso, às células paliçádicas e, finalmente, às células da epiderme superior. A partir do nono dia, o fungo desenvolve-se intracelularmente através dos tecidos necrosados, sendo seu crescimento restrito pelos feixes vasculares. A formação do estroma começa a ser evidente na cavidade subestomática do nono ao décimo segundo dia após a penetração (Cardona-Alvarez & Walker, 1956).

## **ISOLAMENTO, PRESERVAÇÃO, INOCULAÇÃO E AVALIAÇÃO**

O isolamento de *I. griseola* pode ser realizado a partir de folhas, vagens, caules ou ramos infectados (Brock, 1951; Cardona-Alvarez & Walker, 1956; Llanos, 1957; Sartorato, 1989; Lacerda et al., 1994).

A folha, onde o fungo esporula abundantemente, é o material mais comumente empregado (Llanos, 1957; Campos & Fucikovsky, 1980; Sartorato, 1989; Ribeiro, 1991; Lacerda et al., 1994).

O método mais simples para o isolamento do patógeno consiste em colocar o material infectado sob o microscópio estereoscópico e, com o auxílio de uma agulha entomológica fixada em uma das extremidades de um pequeno bastão, flambada e esfriada no meio sólido, transferir os conídios de um ou vários corêmios de uma mancha foliar para placas de Petri contendo meio de cultura (Díaz et al., 1965; Santos Filho et al., 1976a; Buruchara, 1983; Correa, 1987; Sartorato, 1989; Lacerda et al., 1994). Outras técnicas de isolamento têm sido utilizadas com sucesso (Brock, 1951; Cardona-Alvarez & Walker, 1956; Llanos, 1957; Santos Filho, 1976a; Ribeiro, 1991). Deve-se evitar, no entanto, tocar-se a superfície da folha, vagem ou outro material infectado, uma vez que, dessa forma, a ponta da agulha entomológica poderá ser contaminada. Normalmente, são realizadas seis a sete transferências para cada placa. As placas de Petri devem ser mantidas em incubadora à temperatura de 22 a 24°C, em regime de ausência de luz. Após cinco a sete dias de incubação, as colônias são transferidas para tubos de ensaio. Quando atingem 0,5 cm de diâmetro, são espalhadas por toda a superfície do meio e, novamente, incubadas a 22-24°C, até que o crescimento do patógeno cubra toda a superfície do meio, quando, então, são armazenadas em refrigerador a 4-5°C, até o momento da preparação das culturas monospóricas.

Os esporos contidos em tubos, com o fungo desenvolvido de acordo com a metodologia antes descrita, são colocados em suspensão, em água destilada estéril. Em seguida, 1 a 2 ml desta suspensão são transferidos para tubos de ensaio, contendo 5 ml de água destilada estéril, e mantidos em incubadora a 22-24°C, por aproximadamente 12 horas, para permitir a germinação dos conídios. Após este período, o tubo de ensaio é agitado e, com o auxílio de pipetas estéreis, três gotas desta suspensão são transferidas para a superfície de uma placa de Petri

contendo o meio de água-ágar nobre. Inclinando-se levemente a placa, as gotas escorrem na superfície do ágar, quando seus trajetos são marcados, na base da placa, para facilitar a procura dos conídios. As placas são observadas no microscópio composto. Os conídios germinados e distantes de outros são marcados para, posteriormente, serem transferidos para tubos contendo BDA. Desta forma, apenas conídios individuais já germinados são transferidos (Sartorato, 1989). Outros métodos têm sido utilizados (Correa, 1984; Ribeiro, 1991). Os tubos de ensaio são, então, incubados em ausência de luz até o crescimento da colônia.

O fungo *I. griseola* pode ser cultivado em diferentes meios de cultura (Cardona-Alvarez & Walker, 1956; Silveira, 1967; Santos Filho, 1976a; Campos & Fucikovsky, 1980; Pastor-Corrales, 1985; Lacerda et al., 1994). Em todos os meios testados, o crescimento do fungo é muito lento, tendo as colônias atingido de 15 a 20 mm de diâmetro entre 20 e 25 dias. Salienta-se, contudo, que Díaz & Armas (1965) encontraram colônias com até 68 mm de diâmetro, após seis dias que o fungo foi posto a crescer em BDA contendo exsudato de sementes de feijão preto. Recentemente, foi observada interação entre meio de cultura e isolados para esporulação do patógeno (Sato & Piza, 1993). Com relação à faixa de pH favorável ao fungo, Campos & Fucikovsky (1980) asseguram que, em meio V-8, o fungo cresce em pH de 4,0 a 8,0, com um ótimo para esporulação em pH 6,0, e para crescimento em meio de mel de abelhas-peptona-ágar, conforme Cardona-Alvarez & Walker (1956), em pH 5,0. O regime de luz mais favorável para a esporulação do fungo foi o de escuro contínuo, embora não diferindo significativamente do regime de 12/12 horas de luz/escuro; a menor produção de conídios foi observada à luz contínua (Santos Filho et al., 1976a).

Entre outros, os meios de cultura mais utilizados, tanto para o crescimento quanto para a esporulação do fungo, são os seguintes:



**. Extrato de folhas de feijoeiro (Silveira, 1967)**

- 300,0 g Folhas de feijoeiro comum
- 10,0 g Glicose
- 18,0 g Ágar
- 1,0 l Água destilada

As folhas de feijoeiro coletadas no campo são lavadas no laboratório e trituradas em liquidificador, adicionando-se aproximadamente 500 ml de água. Em seguida, o preparado é cozido em banho-maria por 45 minutos e filtrado através de pano (filó). À suspensão obtida, adicionam-se a glicose e o ágar, completando-se o volume para 1 l. O meio deve ser distribuído em erlenmeyers de 250 a 500 ml e esterilizado.

**. Meio V-8 (Campos & Fucikovsky, 1980)**

- 200,0 ml Suco de vegetais V-8
- 3,0 g Carbonato de cálcio
- 18,0 g Ágar
- 800,0 ml Água destilada

**. Alimento Infantil-CaCO<sub>3</sub> (Santos Filho et al., 1976a)**

- 100,0 ml Alimento infantil (legumes sortidos júnior, Nestlé)
- 2,0 g Carbonato de Cálcio
- 15,0 g Ágar
- 900,0 ml Água destilada

**. Meio Basal (Lacerda et al., 1994)**

- 1,0 g KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>
- 0,5 g MgSO<sub>4</sub>
- 1,0 g Peptona
- 22,5 g Dextrina
- 20,0 g Ágar
- 1000,0 ml Água destilada

Ribeiro (1991) constatou que o meio de BDA foi o que mais favoreceu o crescimento micelial e que a adição de cloreto de potássio ou cloreto de sódio ao referido meio beneficiou significativamente a esporulação.

Ao avaliar o efeito de diferentes fontes de carbono (dextrose, sacarose, rafinose e dextrina) e de nitrogênio (L-asparagina, sulfato de amônia, nitrato de potássio e peptona) sobre o crescimento e esporulação do fungo, Ribeiro (1991) verificou que, para o crescimento, os melhores meios foram os que continham sacarose ou dextrina + peptona, e para a esporulação, a melhor combinação entre as fontes foi dextrina + peptona.

A preservação do patógeno pode ser realizada da mesma forma que para os fungos em geral. No entanto, as formas mais comuns de se preservar *I. griseola* incluem a transferência periódica (em tubos de ensaio) e o método de Castellani (Figueiredo, 1967), que evita as frequentes repicagens do patógeno. O período de armazenamento, no qual o fungo se mantém viável, varia conforme o isolado mas, no geral, estende-se de um a dois anos.

A inoculação de cultivares a serem testadas com o patógeno, em casa de vegetação, embora possa ser realizada em qualquer estágio de desenvolvimento da planta, deve ocorrer quando a primeira folha trifoliolada apresentar, no mínimo, cerca de dois terços de sua expansão, o que é conseguido entre 14 e 16 dias após a semeadura.

O inóculo, na concentração de  $2 \times 10^4$  conídios/ml (Santos Filho et al., 1976a; Sartorato et al., 1991a) e adicionado do espalhante adesivo Tween 80, na dosagem de 0,03%, deve ser aspergido nas plantas com pulverizador manual (DeVilbiss) em ambas as superfícies da folha, evitando-se atingir o ponto de escorrimento. Outras concentrações têm sido utilizadas (Campos & Fucikovsky, 1980; Schwartz et al., 1982; Rodrigues et al., 1987).

As plantas inoculadas devem ser mantidas em câmara úmida por 48 a 72 horas (Cardona-Alvarez & Walker, 1956; Llanos, 1957; Campos & Fucikovsky, 1980; Sartorato et al., 1991a). Um mínimo de infecção

foi obtido após três horas em câmara úmida (Cardona-Alvarez & Walker, 1956). Após 48-72 horas, as plantas devem ser transferidas para casa de vegetação, onde permanecem até o momento das avaliações.

No campo, as plantas são inoculadas aos 25-30 dias após a germinação. Antes da inoculação, o campo precisa ser irrigado para que a umidade do mesmo torne-se elevada. A inoculação propriamente dita deve ser realizada no final do dia, quando o sol começa a se pôr. O método mais comumente utilizado é a aplicação do inóculo com pulverizador costal, manual ou motorizado. Normalmente, utilizam-se 300 l/ha de suspensão de conídios, na concentração de  $2 \times 10^4$ . Como inóculo, Inglis et al. (1984) têm sugerido a utilização de folhas infectadas de feijoeiro, dessecadas e moídas..

Os primeiros sintomas da doença nas plantas inoculadas podem ser observados 10 a 14 dias após a inoculação.

Os sintomas obtidos podem ser avaliados pelo grau ou tipo de infecção, o que é definido pelo tamanho da lesão. Para esta avaliação, pode-se utilizar a escala descritiva, desenvolvida pelo Centro Nacional de Pesquisa de Arroz e Feijão (CNPAP), da EMBRAPA, na qual: 1 = ausência de sintomas; 2 = lesões angulares ou não medindo até 1,0 mm; 3 = lesões angulares ou não medindo de 1,1 a 2,0 mm; 4 = lesões angulares ou não medindo de 2,1 a 3,0 mm; e 5 = lesões angulares ou não maiores que 3,0 mm.

Para a determinação de patótipos (raças), as plantas que apresentarem sintomas até o grau 2 são consideradas resistentes e as demais, suscetíveis. Para a avaliação da resistência em cultivares comerciais, consideram-se resistentes aquelas que apresentarem até o grau 3, sendo os graus 4 e 5, suscetíveis.

Os sintomas podem também ser avaliados conforme o índice de infecção. Na determinação deste índice, o CNPAP vem utilizando uma escala de nove graus, na qual: 1 = ausência de sintomas e 9 = 100% da área foliar com doença (Costa et al., 1990). Além disso, tem-se determinado a percentagem de folíolo afetado, baseando-se em escalas

de quatro a cinco categorias (Olave, 1958; Santos Filho et al., 1976a; Wang et al., 1985), e a severidade da doença, utilizando uma escala baseada na percentagem de área foliar afetada, clorose das folhas e ocorrência de desfolhamento (Moreno, 1977).

## **DETECÇÃO DO PATÓGENO NA SEMENTE**

Nas sementes, o fungo encontra-se associado à região do hilo (Orozco-Sarriá & Cardona-Alvarez, 1959; Correa, 1984; Dhingra & Kushalappa, 1980). As sementes podem se apresentar infectadas ou apenas com infestação superficial (Correa, 1984). Lotes de sementes com até 84,2% de contaminação já foram identificados (Correa, 1984), embora sejam mais comuns os lotes com 2 a 3%. Dhingra & Kushalappa (1980) constataram que as sementes se infectam com *I. griseola* apenas quando se alojam diretamente sob uma lesão localizada na região da sutura da vagem. Supõem, esses autores, que por esta razão não tenha sido encontrada correlação consistente entre a severidade de doença nas vagens e a incidência de sementes infectadas.

Os métodos mais empregados para a detecção deste patógeno em sementes de feijoeiro comum incluem a placa de Petri com BDA (Orozco-Sarriá & Cardona-Alvarez, 1959; Mello & Oliveira, 1987; Oliveira & Mello, 1988) e o “blotter test” embebido em 0,1% de 2,4D (Dhingra & Kushalappa, 1980; Ohlson, 1986). Uma variante do “blotter test” consiste em se colocar em um gerbox camadas de algodão, gaze e papel de filtro estéreis (Correa, 1984).

Menten & Moraes (1991) sugerem que, quando submetidas a análise fitopatológica, as sementes básicas e fiscalizadas não podem conter mais do que 2,0 e 5,0%, respectivamente, de *I. griseola*.

## **ESPECIALIZAÇÃO FISIOLÓGICA**

O fato de uma cultivar, tida como resistente em uma região, comportar-se como suscetível em outra, caracteriza a hipótese da

existência de raças fisiológicas do patógeno considerado. Isto torna-se mais evidente quanto maior for a diferença entre a resistência e a suscetibilidade manifestada pelas cultivares.

Um dos primeiros trabalhos mostrando uma possível variabilidade de *I. griseola* em feijoeiro comum foi conduzido na Colômbia (Villegas, 1959). Neste estudo, realizado com 14 cultivares diferenciadoras e 30 isolados monospóricos, foi concluído que estes poderiam ser agrupados em 13 raças patogênicas distintas. Entretanto, o autor levantou dúvidas quanto à pureza genética das cultivares diferenciadoras utilizadas. Também na Colômbia, Alvarez-Ayala & Schwartz (1979) determinaram a existência de especialização fisiológica ou raças em *I. griseola*, ao inocularem isolados puros em um conjunto de cultivares resistentes e suscetíveis, selecionadas de acordo com a literatura. Neste estudo, a cultivar Caraota 260, considerada altamente resistente no Brasil (Santos Filho et al., 1976b), foi classificada como suscetível a três dos quatro isolados colombianos empregados.

Ainda na Colômbia, no Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Buruchara (1983), utilizando seis cultivares diferenciadoras (Alabama 1, G 2858, G 2575-10P-2C, Ica Duva, Caraota 260 e G 1805-1P-1C) e 21 isolados do patógeno oriundos da Colômbia, Estados Unidos e Ilhas Canárias, observou interação diferencial entre o hospedeiro e os isolados. Baseando-se nas reações induzidas por isolado, pôde agrupá-los em sete patótipos ou raças. Correa (1987), estudando a patogenicidade de 42 isolados, oriundos da América Latina e da África, em oito cultivares diferenciadoras (Montcalm, Seafarer, BAT 332, Pompadour Checa, G 5686, Cornell 49-242, A 339 e BAT 1647) identificou 14 grupos patogênicos ou raças.

No Brasil, Sartorato & Rava (1984), depois de observarem que materiais considerados resistentes na Colômbia, quando introduzidos no país comportavam-se como suscetíveis, realizaram experimentos para a determinação da especialização fisiológica deste patógeno, utilizando 14 cultivares diferenciadoras e cinco isolados provenientes dos Estados de Goiás, Bahia, Espírito Santo, Paraná e Mato Grosso do Sul. Os autores

concluíram que os cinco isolados incitaram reações diferentes nas várias cultivares testadas, considerando-os entidades fisiológicas distintas. Sartorato et al. (1991a, 1991b), utilizando quatro cultivares diferenciadoras e 24 isolados do patógeno, oriundos de vários Estados brasileiros, identificaram seis diferentes patótipos. Lacerda et al. (1994), em Pernambuco, identificaram cinco diferentes patótipos a partir de 14 isolados testados.

Atualmente, no CNPAF, utilizam-se seis cultivares diferenciadoras, a saber: México 54, México 279, RG 1342 CH 60, Cornell 49-242, AND 277 SEL e G 5686; e, como testemunha suscetível, a cultivar Rosinha G-2. O critério adotado para a nomenclatura dos patótipos é o descrito para *Colletotrichum lindemuthianum* (Rava et al., 1993).

O conhecimento desta variabilidade é de suma importância para orientar os programas de melhoramento pois, com base nesta informação, é que são selecionados os progenitores a serem utilizados nos cruzamentos.

## CONTROLE

A mancha angular pode ser controlada através de práticas culturais, pelo emprego de fungicidas, tanto na semente como em pulverizações da parte aérea, e pela resistência genética do hospedeiro.

Entre as práticas culturais, recomenda-se a utilização de sementes livres do patógeno, produzidas em regiões de inverno ameno e seco, com irrigação por infiltração. Embora a semente infectada apresente pouca importância como agente disseminador da doença (Dhingra & Kushalappa, 1980), a utilização de sementes livres do patógeno é recomendada com o objetivo de se evitar a introdução de novos patótipos em áreas nas quais os mesmos inexistam.

A rotação de cultura é, também, recomendada pelo prazo de dois anos, uma vez que o patógeno sobrevive em restos culturais, na superfície do solo, por até 19 meses (Cardona-Alvarez & Walker, 1956; Sohi & Sharma, 1967; Sindhan & Bose, 1979).

A eliminação dos restos de cultura, seja através da aração profunda ou pela queima logo após a trilha, é altamente recomendada (Barros et al., 1958; Díaz et al., 1965; Crispín et al., 1976).

Um bom preparo do solo, realizado com arado de aiveca, invertendo sua camada superficial, além de beneficiar a cultura, favorece a decomposição dos restos culturais diminuindo a densidade de inóculo.

Observações pessoais têm mostrado que, no Brasil central, a doença apresenta-se com maior incidência e severidade em plantios realizados durante a época da “seca” (fevereiro-abril), diminuindo quando o feijoeiro é cultivado durante o inverno (maio-setembro), devido, possivelmente, às baixas temperaturas que ocorrem nesta época do ano. É sempre importante lembrar que a cultura deve ser mantida livre de ervas daninhas com a finalidade de se evitar a formação de microclima favorável ao desenvolvimento desta ou de outras doenças.

O preparo, a cobertura do solo e o sistema de cultivo podem influenciar a incidência e a severidade da doença. Mora-E (1978) observou menor incidência e severidade da mancha angular quando o feijoeiro foi cultivado em associação com o milho e, ainda, que o solo com cobertura morta apresentou uma quantidade menor de doença que o preparado de modo convencional. Entretanto, Moreno (1977) e Sartorato et al. (1982) verificaram que o feijoeiro comum, quando cultivado em associação com o milho, apresentou uma maior severidade da doença.

O controle químico da mancha angular tem sido pouco estudado. Embora a semente desempenhe um papel insignificante como fonte de inóculo primário (Dhingra & Kushalappa, 1980), recomenda-se o seu tratamento químico como uma das medidas de controle desta enfermidade (Araya-Fernández, 1977). Os princípios ativos mais recomendados para este controle estão relacionados na Tabela 10.

O controle químico da doença via pulverização foliar pode ser realizado tanto pelo método convencional (barra acoplada ao trator) como pela fungigação, aplicando-se o produto através da água de irrigação (Oliveira et al., 1992; Sartorato & Rava, 1994). Resultados experimentais

têm demonstrado que, entre estes dois métodos, o convencional tem sido mais eficiente no controle da enfermidade (Oliveira et al., 1992). Por outro lado, resultados obtidos no CNPAF (Sartorato & Rava, 1994) indicaram que, mesmo tendo sido observada tal diferença, o método de fungigação reduziu significativamente a severidade da doença.

A época de aplicação do fungicida para o controle da mancha angular é um fator importante. Normalmente, recomendam-se duas ou três pulverizações dependendo do histórico da área e da região. Se duas aplicações, deve-se realizar a primeira aos 30-35 dias e a segunda aos 45-50 dias; se três aplicações, realizar aos 30, 45 e 60 dias após a emergência das plantas. É importante ressaltar que o controle químico desta enfermidade deve ser sempre preventivo. Os princípios ativos mais eficientes para o controle da doença podem ser observados na Tabela 11.

A resistência genética é, sem dúvida, a forma mais econômica para o produtor controlar a doença. Infelizmente, os programas de melhoramento têm dedicado pouco esforço no intuito de se obter genótipos com alta resistência ao patógeno.

A herança da resistência de *P. vulgaris* ao patógeno tem sido atribuída a um, dois, três ou mais genes, em alguns casos dominantes, em outros recessivos (Barros et al., 1957; Cardona-Alvarez, 1962; Santos Filho et al., 1976b; Singh & Saini, 1980; Sartorato et al., 1993).

A maioria dos estudos realizados (Brock, 1951; Olave, 1958; Díaz et al., 1965; Silveira, 1967; Costa, 1972; Vieira, 1974; Singh & Sharma, 1975; Santos Filho et al., 1976b; Campos, 1979; Sartorato et al., 1987a, 1987b; Souza Filho & Andrade, 1991; Castro et al., 1993) indica a existência de diversas fontes de resistência à mancha angular, efetiva para os patótipos prevalentes nos locais de teste. Estes resultados devem ser utilizados com restrição devido a variabilidade patogênica que o fungo apresenta. Assim, o emprego apenas da resistência vertical tem-se mostrado insuficiente no controle desta enfermidade. Conseqüentemente, estudos vêm sendo realizados para a determinação de fontes com resistência mais estável. Com base na utilização de isolados provenientes de diferentes países, foram selecionados alguns genótipos



com resistência ampla (Buruchara, 1983; Correa, 1987). Sartorato & Rava (1993), trabalhando com patótipos de várias regiões do Brasil, identificaram os genótipos AND 277 SEL, G 5686, AN 512561, AN 730408 e 9115637 como aqueles que apresentaram os maiores graus de resistência parcial, e as cultivares Cornell 49-242 e AND 277 SEL como as que apresentaram resistência vertical completa a vários patótipos.

O emprego de misturas de variedades resistentes foi utilizado na África como uma das formas de se controlar a doença (Pyndji & Trutmann, 1992).

Com relação a resistência de genótipos comerciais indicados pela pesquisa, existe grande falta de informações. Ademais, pelas razões expostas anteriormente, genótipos resistentes em um local podem comportar-se como suscetíveis em outro. Testes realizados em nível de campo, pelo CNPAF, na Estação Experimental de Anápolis da Empresa Goiana de Pesquisa Agropecuária (EMGOPA), indicaram que as cultivares Bagajó, Costa Rica, FT-120, FT-Tarumã, Favita, Gordo, IAPAR 31, IAPAR 44, IPA 1, IPA 6, Iraí, Jalo, Jalo EEP 558, Mineiro Precoce, Ouro Negro, Pampa, Rico 1735, Rio Negro, Rim de Porco e Varre-Sai comportaram-se como resistentes ou moderadamente resistentes à enfermidade. Observações, também em nível de campo, na região de Jussara, GO, têm apontado a cultivar Aporé como moderadamente resistente à doença.

## **SUGESTÕES PARA O CONTROLE INTEGRADO**

Para se obter o controle integrado da mancha angular, é imperativo que se utilizem as práticas a seguir relacionadas, sem exceção.

- . Utilizar sementes de cultivares resistentes, recomendadas pela pesquisa, produzidas por instituições idôneas;
- . Realizar o tratamento químico das sementes com os fungicidas recomendados, mesmo quando for utilizada semente de alta qualidade;

- . Fazer a rotação de culturas, principalmente com gramíneas, não semeando o feijoeiro sucessivamente na mesma área;
- . Realizar um bom preparo do solo, enterrando os restos de cultura logo após a colheita;
- . Manter a cultura no limpo, utilizando herbicidas recomendados ou implementos mecânicos, para evitar a formação de microclima favorável ao desenvolvimento de doenças; e
- . Realizar o tratamento químico foliar, preventivo, com os fungicidas indicados pela pesquisa.

## LITERATURA CITADA

- ALVAREZ-AYALA, G.; SCHWARTZ, H.F. Preliminary investigations of pathogenic variability expressed by *Isariopsis griseola*. **Annual Report of the Bean Improvement Cooperative**, v.22, p.86-88, 1979.
- ARAYA-FERNÁNDEZ, C.M. **Efecto de la época de producción y tratamiento de semilla en el vigor y transmisión de enfermedades fungosas en la semilla de frijol (*Phaseolus vulgaris*)**. San José: Universidad de Costa Rica, 1977. 47p. Tese Graduação.
- BARNETT, H.L.; HUNTER, B.B. **Illustrated genera of imperfect fungi**. Minneapolis: Burgess, 1972. 241p.
- BARROS, O.; CARDEÑOSA, R.; SKILES, R.L. The severity and control of angular leaf spot of beans in Colombia. **Phytopathology**, St. Paul, v.47, p.3, 1957.

- BARROS, O.; CARDONA, C.; CARDEÑOSA, R.; SKILES, R.L. Angular leaf spot of bean in Colombia. **Plant Disease Report**, Washington, v.42, p.420-424, 1958.
- BONILLA, H.A. Algunas enfermedades del frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) en el Valle del Cauca. **Acta Agronomica**, Palmira, v.7, p.19-75, 1958.
- BOUDREAU, M.A. Effects of maize intercrops on angular leaf spot (ALS) of bean (*Phaseolus vulgaris*) in Kenya. **Annual Report of the Bean Improvement Cooperative**, v.33, p.43-44, 1990.
- BROCK, R.D. Resistance to angular leaf spot among varieties of bean. **Journal of Australian Institute of Agricultural Science**, Marrickville, v.17, p.25-30, 1951.
- BURUCHARA, R.A. **Determination of pathogenic variation in *Isariopsis griseola* Sacc. and *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* (Burk., 1926) Young, Dye and Wilkie 1978.** Nairobi: Universidade de Nairobi, 1983. 188p. Tese Doutorado.
- CAMPOS, J.A. **Estudio de algunos aspectos de la mancha angular causada por *Isariopsis griseola* Sacc. en el cultivo del frijol.** Chapingo: Colegio de Postgraduados, 1979. 51p. Tese Mestrado.
- CAMPOS, J.A.; FUCIKOVSKY, L.Z. Estudio de algunas características de *Isariopsis griseola* Sacc., agente causal de la mancha angular del frijol. **Agrociencia**, Chapingo, v.39, p.41-48, 1980.
- CARDONA-ALVAREZ, C. Herencia de la resistencia a la mancha angular en frijol. **Agronomía Tropical**, Maracay, v.18, p.330-331, 1962.

- CARDONA-ALVAREZ, C.; WALKER, J.C. Angular leaf spot of bean. **Phytopathology**, St. Paul, v.46, p.610-615, 1956.
- CASTRO, J.L.; ITO, M.F.; DUDIENAS, C. Avaliação de genótipos de feijão quanto à antracnose, mancha angular e ferrugem, em condições de campo. In: REUNIÃO NACIONAL DE PESQUISA DE FEIJÃO, 4., 1993, Londrina. **Resumos**. Londrina: IAPAR, 1993. Resumo 42.
- CHUPP, C. **Manual of vegetables garden diseases**. New York: MacMillan, 1925. 646p.
- CORREA, F.J. **Angular leaf spot (*Isariopsis griseola* Sacc.) of red kidney beans in Michigan**. [s.l.]: Michigan State University, 1984. 82p. Tese Mestrado.
- CORREA, F.J. **Pathogenic variation, production of toxic metabolites, and isoenzyme analysis in (*Phaeoisariopsis griseola* Sacc.) Ferr.** [s.l.]: Michigan State University, 1987. 154p. Tese Doutorado.
- CORREA, F.J.; PASTOR-CORRALES, M.A.; SAETTLER, A.W. Angular leaf spot. In: SCHWARTZ, H.F.; PASTOR-CORRALES, M.A. (Eds). **Bean production problems in the tropics**. Cali: CIAT, 1989. p.59-75.
- COSTA, A.S. Investigações sobre moléstias do feijoeiro no Brasil. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE FEIJÃO, 1., 1971, Campinas. **Anais**. Viçosa: UFV, 1972. v.2, p.303-384.
- COSTA, J.G.C.; RAVA, C.A.; SARTORATO, A.; PURISSIMO, J.D. **Catálogo de linhagens de feijoeiro comum (*Phaseolus vulgaris* L.) do CNPAF: reação às principais doenças e avaliação de características agronômicas**. Goiânia: EMBRAPA-CNPAF, 1990. 31p. (EMBRAPA-CNPAF. Documentos, 32).

- CRISPÍN, M.A.; SIFUENTES, J.A.; AVILA, J.C. **Enfermedades y plagas del fríjol en México**. México: INIA, 1976. 42p. (INIA. Folleto de Divulgación, 39).
- DIÁZ, P.C.; ARMAS, E. Relaciones entre exudados de cuatro variedades de caraota y el crecimiento de *Phytophthora parasitica*, *Pythium aphanidermatum* e *Isariopsis griseola*. **Agronomía Tropical**, Maracay, v.14, p.261-267, 1965.
- DIÁZ, P.C.; ARMAS, E.; BARRIOS, A. La mancha angular de la caraota producida por *Isariopsis griseola* Sacc. en la cuenca del lago de Valencia. **Agronomía Tropical**, Maracay, v.14, p.261-267, 1965.
- DHINGRA, O.D.; KUSHALAPPA, A.C. No correlation between angular leaf spot intensity and seed infection in bean by *I. griseola*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.5, p.149-152, 1980.
- FERRAZ, S. La mancha foliar angular. In: SCHWARTZ, H.P.; GÁLVEZ, G.E. (Eds). **Problemas de producción del fríjol: enfermedades, insectos, limitaciones edáficas y climáticas de *Phaseolus vulgaris***. Cali: CIAT, 1980. p.55-64.
- FIGUEIREDO, M.B. Aplicação do método de Castellani para conservação de fungos fitopatogênicos. In: REUNIÃO ANUAL DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE FITOPATOLOGIA, 1., 1967, Piracicaba. **Resumos. Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.1, p.79-81, 1967.
- GOLATO, C.; MEOSSI, E. Una grave infezione fogliare del fagiolo (*Phaseolus vulgaris* L., Papilionaceae) in Etiopia. **Rivista di Agricoltura Subtropicale e Tropicale**, Florence, v.66, p.135-138, 1972.

- INGLIS, D.A.; HAGEDORN, D.J.; RAND, R.E. Using dry inoculum in the field for testing beans for resistance to angular leaf spot. **Phytopathology**, St. Paul, v.74, p.884, 1984.
- LACERDA, J.T.; COELHO, R.S.B.; MARIANO, R.L.R.; MENEZES, M. Variabilidade patogênica de *Isariopsis griseola* em feijoeiro no estado de Pernambuco. **Summa Phytopathologica**, Jaguariúna, v.20, p.93-96, 1994.
- LLANOS, C.M. Patogenicidad del *Isariopsis griseola* Sacc. en frijol (*Phaseolus vulgaris* L.). **Acta Agronomica**, Palmira, v.7, p.165-190, 1957.
- MELLO, S.C.M.; OLIVEIRA, M.Z.A. Microorganismos associados ao feijoeiro (*Phaseolus vulgaris*) cultivar EPABA 1. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 20., 1987, Londrina. **Resumos. Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.12, p.153, 1987.
- MENTEN, J.O.M.; MORAES, M.H.D. Estabelecimento de padrões de sanidade de sementes de feijoeiro comum. In: SEMINÁRIO SOBRE PRAGAS E DOENÇAS DO FEIJOEIRO, 4., 1991, Campinas. **Anais**. Campinas: Secretaria da Agricultura e Abastecimento, 1991. p.2.
- MILES, L.E. Some diseases of economic plants in Porto Rico. **Phytopathology**, St. Paul, v.7, p.345-351, 1917.
- MORA-BRENES, B.; CHAVES, G.M.; ZAMBOLIM, L. Estimativas de perdas no rendimento do feijoeiro comum (*P. vulgaris* L.) causadas pela mancha angular (*Isariopsis griseola* Sacc.). **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.8, p.599, 1983.

- MORA-E., L.E. **Efecto de labranzas de suelo en la incidencia y severidad de enfermedades foliares del maíz (*Zea mays*) y frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.) en diferentes sistemas de cultivo.** Turrialba: Universidad de Costa Rica, 1978. 168p. Tese Mestrado.
- MORENO, R.A. Efecto de diferentes sistemas de cultivo sobre la severidad de la mancha angular del frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), causada por *Isariopsis griseola* Sacc. **Agronomía Costarricense**, San José, v.1, p.39-42, 1977.
- OHLSON, O.C. Microorganismos associados às sementes de feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) produzidas e comercializadas no estado do Paraná safra 84/85. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 19., 1986, Brasília. **Resumos. Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.11, p.388-389, 1986.
- OLAVE, C.A.L. Resistencia de algunas variedades y líneas de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) al *Isariopsis griseola* Sacc. **Acta Agronomica**, Palmira, v.8, p.197-219, 1958.
- OLIVEIRA, M.Z.A.; MELLO, S.C.M. Fungos associados a sementes de feijão no estado da Bahia. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 21., 1988, Salvador. **Resumos. Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.13, p.150, 1988.
- OLIVEIRA, S.H.F.; RECCO, C.A.V.; OLIVEIRA, D.A. Efeito comparativo da aplicação de fungicidas por pivô central e método convencional para controle de doenças e produtividade do feijoeiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.17, p.191, 1992.
- OROZCO-SARRIA, S.H.; CARDONA-ALVAREZ, C. Evidence of seed transmission of angular leaf spot of bean. **Phytopathology**, St. Paul, v.49, p.159, 1959.

- PASTOR-CORRALES, M.A. Técnicas, materiales e métodos utilizados en la evaluación de frijol por sua reacción a las enfermedades. In: LÓPEZ, M.; FERNÁNDEZ, F.; SCHOONHOVEN, A. Van (Eds). **Frijol: investigación y producción**. Cali: CIAT, 1985. p.157-168.
- PYNDJI, M.M.; TRUTMANN, P. Managing angular leaf spot on common bean in Africa by supplementing farmer mixtures with resistant varieties. **Plant Disease**, St. Paul, v.76, p.1144-1147, 1992.
- RAVA, C.A.; MOLINA, J.; KAUFFMANN, M.; BRIONES, I. Determinación de razas fisiológicas de *Colletotrichum lindemuthianum* en Nicaragua. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.18, p.388-391, 1993.
- RAVA-SEIJAS, C.A.; SARTORATO, A.; CARVALHO, J.R.P. Yield losses in dry bean (*Phaseolus vulgaris* L.) caused by angular leaf spot (*Isariopsis griseola* Sacc.). **Annual Report of the Bean Improvement Cooperative**, v.28, p.5-6, 1985.
- RHEENEN, H.A. Van; HASSELBACH, O.E.; MUIGAI, S.G.S. The effect of growing beans together with maize on the incidence of bean diseases and pests. **Netherlands Journal of Plant Pathology**, Wageningen, v.87, p.193-199, 1981.
- RIBEIRO, M.J. **Caracteres morfofisiológicos de *Isariopsis griseola* e fontes de resistência em feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.)**. Recife: UFRPe, 1991. 100p. Tese Mestrado.
- RODRIGUES, C.H.; ZAMBOLIM, L.; MARTINS, M.C. Del P. Eficiência de fungicidas no controle da mancha angular (*Isariopsis griseola*) do feijoeiro (*Phaseolus vulgaris*). **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.12, p.40-45, 1987.



- SANTOS FILHO, H.P.; FERRAZ, S.; SEDIYAMA, C.S. Isolamento e esporulação "in vitro" de *Isariopsis griseola* Sacc. **Experientiae**, Viçosa, v.22, p.175-193, 1976a.
- SANTOS FILHO, H.P.; FERRAZ, S.; VIEIRA, C. Resistência à mancha angular (*Isariopsis griseola* Sacc.) no feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.). **Revista Ceres**, Viçosa, v.23, p.226-230, 1976b.
- SARTORATO, A. **Resistência vertical e horizontal do feijoeiro comum (*Phaseolus vulgaris* L.) a *Isariopsis griseola* Sacc.** Piracicaba: ESALQ, 1989. 131p. Tese Doutorado.
- SARTORATO, A.; RAVA, C.A. Especialização fisiológica de *Isariopsis griseola* Sacc. em *Phaseolus vulgaris* L. **Summa Phytopathologica**, Piracicaba, v.10, p.58-59, 1984.
- SARTORATO, A.; RAVA, C.A. Influência da cultivar e do número de inoculações na severidade da mancha angular (*Isariopsis griseola*) e nas perdas na produção do feijoeiro comum (*Phaseolus vulgaris*). **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.17, p.247-251, 1992.
- SARTORATO, A.; RAVA, C.A. Determinação da resistência parcial do feijoeiro comum a *Isariopsis griseola*. In: REUNIÃO NACIONAL DE PESQUISA DE FEIJÃO, 4., 1993, Londrina. **Resumos**. Londrina: IAPAR, 1993. Resumo 43.
- SARTORATO, A.; RAVA, C.A. Eficiência de fungicidas aplicados pelo método de fungigação no controle da mancha angular (*Isariopsis griseola* Sacc.) do feijoeiro comum. **Summa Phytopathologica**, Jaguariúna, v.20, p.51, 1994.

- SARTORATO, A.; RAVA, C.A.; COSTA, J.G.C. Procura de fontes de resistência à mancha angular do feijoeiro comum. In: REUNIÃO NACIONAL DE PESQUISA DE FEIJÃO, 2., 1987, Goiânia. **Resumos**. Goiânia: EMBRAPA-CNPAP, 1987a. Resumo 89 (EMBRAPA-CNPAP. Documentos, 20).
- SARTORATO, A.; COSTA, J.G.C.; RAVA, C.A. Obtenção de linhagens resistentes à mancha angular do feijoeiro comum. In: REUNIÃO NACIONAL DE PESQUISA DE FEIJÃO, 2., 1987, Goiânia. **Resumos**. Goiânia: EMBRAPA-CNPAP, 1987b. Resumo 90 (EMBRAPA-CNPAP. Documentos, 20).
- SARTORATO, A.; RAVA, C.A.; MENTEN, J.O.M.; BERGAMIN FILHO, A. Resistência vertical do feijoeiro comum (*Phaseolus vulgaris*) a *Isariopsis griseola*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.16, p.43-46, 1991a.
- SARTORATO, A.; MENTEN, J.O.M.; BERGAMIN FILHO, A. Resistência do feijoeiro à mancha angular. In: SEMINÁRIO SOBRE PRAGAS E DOENÇAS DO FEIJOEIRO, 4., 1991, Campinas. **Anais**. Campinas: Secretaria de Agricultura e Abastecimento, 1991b. p.3.
- SARTORATO, A.; TEIXEIRA, M.G.; ANTUNES, I.F. Incidência de mancha angular (*Isariopsis griseola* Sacc.) em dois sistemas e duas épocas de cultivo do feijoeiro comum. In: REUNIÃO NACIONAL DE PESQUISA DE FEIJÃO, 1., 1982, Goiânia. **Anais**. Goiânia: EMBRAPA-CNPAP, 1982. p.304-306. (EMBRAPA-CNPAP. Documentos, 1).
- SARTORATO, A.; ZIMMERMANN, M.J.O.; RAVA, C.A.; CARNEIRO, J.E.S. Inheritance of dry bean resistance to *Isariopsis griseola*. **Summa Phytopathologica**, Jaguariúna, v.19, p.30, 1993.

- SATO, E.T.; PIZA, S.M.T. Crescimento micelial e esporulação de *Isariopsis griseola* em diferentes meios de cultura. In: REUNIÃO NACIONAL DE PESQUISA DE FEIJÃO, 4., 1993, Londrina. **Resumos**. Londrina: IAPAR, 1993. Resumo 50.
- SCHWARTZ, H.F.; CORREA, F.J.; PENEDA-D., P.A.; OTOYA, M.M.; KATHERMAN, M.J. Dry bean yield losses caused by *Ascochyta*, angular and white leaf spots in Colombia. **Plant Disease**, St. Paul, v.65, p.494-496, 1981.
- SCHWARTZ, H.F.; PASTOR-CORRALES, M.A.; SINGH, S.P. New sources of resistance to anthracnose and angular leaf spot of beans (*Phaseolus vulgaris* L.). **Euphytica**, Wageningen, v.31, p.741-754, 1982.
- SILVEIRA, G.A. **Evaluación de la resistencia de fríjol a la mancha angular**: algunos aspectos fisiológicos de *Isariopsis griseola* Sacc. y patogenicidad de algunas cepas colectadas en Costa Rica. Turrialba: Universidad de Costa Rica, 1967. 59p. Tese Mestrado.
- SINDHAN, G.S.; BOSE, S.K. Perpetuation of *Phaeoisariopsis griseola* causing angular leaf spot of french bean. **Indian Phytopathology**, New Delhi, v.32, p.252-254, 1979.
- SINGH, A.K.; SAINI, S.S. Inheritance of resistance to angular leaf spot (*Isariopsis griseola* Sacc.) in french bean (*Phaseolus vulgaris* L.). **Euphytica**, Wageningen, v.29, p.175-176, 1980.
- SINGH, B.M.; SHARMA, Y.R. Screening of bean lines for resistance to angular leaf spot caused by *Isariopsis griseola*. **Indian Phytopathology**, New Delhi, v.28, p.435-436, 1975.

- SOHI, H.S.; SHARMA, R.D. Mode of survival of *Isariopsis griseola* Sacc. the causal agent of angular leaf spot of beans. **Indian Journal of Horticulture**, Bangalore, v.31, p.110-113, 1967.
- SOUZA FILHO, B.F.; ANDRADE, M.J.B. Tolerância de cultivares de feijão à mancha angular no Rio de Janeiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.16, p.29, 1991.
- VIEIRA, C. Melhoramento do feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) no Estado de Minas Gerais, IV: estudos realizados no período de 1970 à 1973. **Revista Ceres**, Viçosa, v.21, p.470-485, 1974.
- VILLEGAS, J.M. **Variabilidad del *Isariopsis griseola* Sacc. agente causal de la mancha angular del frijol (*Phaseolus vulgaris* L.)**. Manizales: Universidad de Caldas, 1959. 61p. Tese Graduação.
- WANG, A.; VARGAS, E.; MORA, B. Evaluación de la resistencia de cultivares de frijol común a la mancha angular (*Isariopsis griseola* Sacc.) mediante tres métodos y estimación de las pérdidas en rendimiento. **Phytopathology**, St. Paul, v.75, p.1180, 1985.
- ZAUMEYER, W.J.; THOMAS, H.R. **A monographic study of bean diseases and methods for their control**. Washington: USDA, 1957. 255p. (USDA. Technical Bulletin, 868).