



Árvore hospedeira do *Mycosphaerella gibsonii*

## Praga Florestal Quarentenária A1: *Mycosphaerella gibsonii*

Celso Garcia Auer<sup>1</sup>  
Albino Grigoletti Júnior<sup>2</sup>

### Introdução

O fungo *Mycosphaerella gibsonii* H. C. Evans está relacionado como uma praga quarentenária A1 pela Organização Europeia de Proteção de Plantas - EPPO (DATA..., 1980). É também de importância quarentenária para a Comunidade Andina - CAN e para o Comitê de Sanidade Vegetal do Cone Sul - COSAVE (LISTA..., 1996, COSAVE, 2002). Na região da EPPO e do COSAVE, é uma praga potencialmente perigosa aos plantios comerciais de *Pinus* spp.

A entrada desta praga exótica no Brasil poderá causar impactos significativos nos viveiros e em plantios jovens de pinheiros tropicais, principais hospedeiros para este fungo. Esta publicação foi preparada para trazer informação necessária aos produtores rurais, técnicos, silvicultores e empresas, acerca desta praga quarentenária.

### Expressão Econômica

O fungo causa uma séria queima de acículas em várias espécies de pinus, particularmente nos estádios mais avançados de idade das mudas, e pode se tornar um obstáculo à produção das mesmas (especialmente *P. pinaster*, *P. thunbergii* e *P. densiflora*) no Japão e Taiwan. Provoca o lento crescimento das mudas, uma alta taxa de descarte e, em alguns casos, a mortalidade de até 85 % (IVORY, 1987). Desaciculação severa em plantios jovens de *P. radiata* ocorreu na Tanzânia, resultando em desenvolvimento reduzido e em morte de algumas árvores (MULDER & GIBSON, 1972). O ataque deste fungo também foi relevante em mudas de *P. merkusii* e *P. caribaea* no oeste da Malásia (IVORY, 1994).

Este fungo causou severa queima de acículas principalmente em mudas de *P. caribaea*, e *P. patula* (SINGH et al., 1982). Segundo os autores, pode atacar, também, *P. elliotii*, *P. oocarpa*, *P. greggii* e *P. taeda*, continuando a incidir nas árvores jovens. Nos plantios jovens, causou impactos leves a pesados (de metade a

<sup>1</sup> Engenheiro Florestal, Doutor, Pesquisador da *Embrapa Florestas*. auer@cnpf.embrapa.br

<sup>2</sup> Engenheiro-Agrônomo, Doutor, Pesquisador da *Embrapa Florestas*. albino@cnpf.embrapa.br

mais que 2/3 da copa infectados) em *P. caribaea*; leve a moderado (de metade a menos que 2/3 da copa) em *P. elliotii* e leve a pesado em *P. oocarpa*. Essas espécies de pinus são de importância para o Brasil, e a introdução desta praga poderia causar perdas econômicas aos plantios comerciais no país.

A maioria das espécies desenvolve resistência efetiva durante segundo e terceiro ano de vida. Entretanto, as árvores severamente afetadas ficam inicialmente enfezadas e severamente danificadas por muitos anos. Tais árvores frequentemente não suportam a competição das árvores sadias e das ervas daninhas. Em poucos casos, com *P. radiata* e *P. canariensis*, a infecção surge em árvores adultas, em indivíduos altamente suscetíveis (IVORY, 1987).

## Posição Sistemática: (T) - teliomorfo; (A) - anamorfo

### Nome científico da praga:

*Mycosphaerella gibsonii* H. C. Evans (T)

*Pseudocercospora pini-densiflorae* (Hori & Nambu)

Deighton (A)

**Classe:** Ascomycetes

**Ordem:** Dothideales

**Família:**

### Sinonímia:

*Mycosphaerella pinicola* (Fautr.) Naoum (T)

*Cercoseptoria pini-densiflorae* (Hori & Nambu) Deighton (A)

*Cercospora pini-densiflorae* Hori & Nambu (A)

*Asteromella* sp. (A)

### Nomes comuns:

Brown needle blight of pine

Cercospora pine blight

Brown-needle disease

Cercospora needle-blight

Queima de acículas por *Mycosphaerella*

## Distribuição Geográfica

Este fungo está distribuído em regiões tropicais e subtropicais (IVORY, 1994). Os registros da doença em *Pinus wallichiana* e *P. roxburghii* nativos da região do Nepal sugerem que este fungo seja endêmico na região do Himalaia. De acordo com Singh (1982), o patógeno está presente na África (Malawi, Rodésia, Tanzânia, Zâmbia), na América Central (Nicarágua), na Ásia (Hong Kong, Índia, Japão, Coreia, Malásia, Filipinas, Taiwan, Vietnã do Norte e Sri Lanka).

## Hospedeiros

A lista de hospedeiros inclui *P. ayacahuite*, *P. canariensis*, *P. caribaea*, *P. clausa*, *P. densiflora*, *P. elliotii*, *P. greggii*, *P. halepensis*, *P. kesiya*, *P. luchensis*, *P. massoniana*, *P. merkusii*, *P. muricata*, *P. oocarpa*, *P. patula*, *P. pinaster*, *P. pseudostrobus*, *P. radiata*, *P. roxburghii*, *P. rudis*, *P. sylvestris*, *P. taeda*, *P. thunbergii* e *P. wallichiana* (IVORY, 1994). Levantamentos de campo feitos por esse autor, na África, Ásia, América Central e Oceania, verificaram significativa queima de acículas sobre árvores adultas (acima de 40 anos de idade) de *P. radiata*, *P. roxburghii* and *P. canariensis*.

## Sintomas

Os sintomas surgem como lesões de cor verde-palha, depois marrom-amarelada a cinza, como em direção à parte distal das acículas. Estes sintomas estão presentes em mudas passadas ou em árvores jovens com 1 a 2 anos de idade. As lesões coalescem, resultando em uma necrose completa da acícula e subsequente crestamento da acícula. Segundo Ivory (1987), a porção distal das acículas doentes morre rapidamente e torna-se colonizada por vários fungos saprofiticos, enquanto que a porção anterior permanece viva por algum tempo. Finalmente, as mudas apresentam um crescimento mais lento e ocorrem mortes, em casos mais graves. Árvores jovens podem passar por uma queda acentuada de acículas.

O fungo também pode ser comum em árvores adultas de espécies consideradas altamente suscetíveis, como *P. radiata* e *P. roxburghii*. Ocorre, também, sobre acículas senescentes e na serapilheira de muitas espécies em um nível de incidência bem mais baixo (IVORY, 1994).

Estromas de coloração marrom-escura preenchem as cavidades estomatais, e numerosos corpos de frutificação emergem como mofos escuros sobre as lesões. Sob clima úmido, alguns pequenos tufo de conídios de coloração cinza podem ser bem visíveis sobre os estromas erupcentes. Espermiócios também podem ser liberados em minúsculas gotas claras, a partir do espermogônio (IVORY, 1987).

## Etiologia

Estromas são marrom-escuros, tuberculados, preenchem as aberturas estomatais com diâmetro medindo entre 60-96 mm. Conidióforos densos, marrom-escuros, retos ou levemente curvos, raramente septados e sem ramificação, medindo 2,5 x 10-45 mm. Locus conidiogênicos não espessados. Conídios de coloração palha-amarelados a

oliváceos, longo obclavados, retos ou levemente curvos, com três a sete septos, possuindo uma base não espessada, truncada ou arredondada e ponta obtusa, medindo 20-68 (em sua maioria 40-50) x 2,5-4,5 mm (ITO, 1972). Ascos bitunicados, clavados a cilíndricos 35-38 x 5,5-7 mm, com ápice arredondado em forma de agulha grossa, raramente em forma de saco, medindo 32-36 x 6-8 mm, com oito ascósporos, obliquamente bisseriados. Tecido intersticial presente ou ausente (EVANS, 1984). Ascósporos hialinos, unisseptados, elipsoidais a forma de cunha, medindo 8,5-11 x 2,2-2,8 mm, gutulados (EVANS, 1984).

Espermogônios são formados em discretos, estromas uniloculares ou como lóculos nas partes superiores do grande estroma, conhecidos como *Asteromella* sp. (IVORY, 1987). Consistem de uma parede fina marrom-escura preenchida com uma massa esbranquiçada. Os espermácios são formados sobre células conidiogênicas ao longo da parede interna dos lóculos, hialinos, em forma de bastonete e medindo 2-3 x 1 mm, freqüentemente exsudados em minúsculas gotas hialinas.

O fungo forma colônias compactas, de coloração cinza a cinza-esverdeada ou escura, as quais freqüentemente tornam-se pulvinadas e estromáticas. Normalmente, as colônias não são esporulantes, a não ser em alguns isolados asiáticos que produzem espermogônios marrons, de parede fina, contendo espermácios e uma massa de coloração palha-acinzentada, quando cultivado sob luz negra. Estes, isolados muito ocasionalmente, produzem conídios em pequenas manchas férteis, sobre as colônias estromáticas, quando expostas à luz negra.

Existe diferenciação morfológica de culturas africanas, jamaicanas e das Filipinas, essas últimas similares às culturas de *M. dearnessii*, outro patógeno de acículas de pinus. Os isolados africanos produzem colônias menores, de crescimento mais lento, e são mais inibidos pela luz negra do que os isolados asiáticos (IVORY, 1987). Por estas diferenças e pela morfologia dos conídios, deve haver três ecótipos: Ásia, África/América Central e Filipinas (IVORY, 1994).

## EPIDEMIOLOGIA

O patógeno sobrevive na forma de massas miceliais ou estromas imaturos nos tecidos das acículas doentes. A fonte de inóculo primária consiste de conídios levados pelo vento ou gotas/respingos de chuva, que ocorrem na primavera, sobre as acículas doentes. Mudanças transplantadas com acículas doentes também servem como fonte de inóculo.

Os conídios germinam entre 10 e 35 °C, considerando-se 25 °C como temperatura ótima. O período de incubação

varia com o ambiente, mas aproxima-se de seis semanas. Após a infecção, os estromas são formados nas cavidades estomatais, e surgem densos conidióforos (CHUPP, 1953; ITO, 1972; MULDER & GIBSON, 1972; DEIGHTON, 1987). Pode ser facilmente cultivado em suco V8 mais infuso de acículas de pinus agarizado, mas produz somente espermácios (IVORY, 1994), cuja fase é conhecida como *Asteromella* sp. O fungo deve ser cultivado sob luz natural a 25 °C; à noite, a temperatura deve estar entre 0 °C e 10 °C. Temperaturas noturnas próximas de 15 °C induzem à formação de conídios anormais (SUTO, 1971).

A disseminação de esporos por meio de correntes aéreas continentais não está clara, de modo a explicar como pôde se disseminar nos continentes africano e asiático. Fragmentos de acículas doentes junto com sementes ou inóculo de fungos ectomicorrízicos (amostras de serapilheira) provavelmente facilitaram o acesso do patógeno em vários países tropicais (IVORY, 1987).

A doença pode ser transmitida por meio de mudas doentes e ramos retirados para enxertia e, devido ao período de incubação, as infecções latentes podem representar um grande risco de introdução.

## Detecção/Identificação

Esta doença pode ser confundida com queima de acículas por *Dothistroma* (*Mycosphaerella pini*), mas o patógeno pode ser distinguido ao se examinarem os conídios (SUTO, 1971). No caso de *M. gibsonii*, não existe a coloração avermelhada nos tecidos necróticos, como ocorre com outras doenças em acículas.

## Medidas de Controle

### *Controle cultural e medidas sanitárias*

De acordo com Ivory (1987), as medidas de controle indicadas contra esta doença envolvem o uso de regras gerais de profilaxia para minimizar o risco de infestação como: a remoção de todos os pinheiros adultos dentro e ao redor do viveiro; a limpeza do viveiro entre os ciclos anuais de produção de mudas; a separação física de mudas jovens das mudas mais velhas, quando se pretende produzir mudas altas ou bonsais; não fazer transferência de mudas entre viveiros e tomar cuidado com as inoculações micorrízicas com serapilheira infestada com *M. gibsonii* (IVORY, 1987).

Existe alguma evidência de que os fatores edáficos, como pH, o teor de matéria orgânica e de nutrientes do solo, podem afetar a incidência da queima de acículas (CRUZ et al., 1984).

## Controle químico

O controle pode ser feito utilizando-se maneb, mancozeb ou fungicidas cúpricos, aplicados em mudas do ano corrente ou naquelas com um ano de idade, em intervalos quinzenais, durante a estação de crescimento (REDDY & PANDEY, 1973). Todas as mudas doentes devem ser removidas e incineradas no início da estação, quando a doença ocorre. Pulverizações de fungicidas em intervalos quinzenais ou mensais devem ser feitas no período mais favorável à disseminação do fungo.

Os fungicidas recomendados são daconil, mancozeb, zineb, tridemorph e thiofanato metílico, aplicados com espalhantes adesivos (IVORY, 1987; SINGH et al., 1983). Os fungicidas cúpricos foram relatados como eficientes somente em viveiros japoneses (IVORY, 1987).

## Resistência genética

As espécies de *Pinus* resistentes apresentam uma pequena parte da copa afetada e pouca redução no desenvolvimento e nenhuma mortalidade. A substituição de uma espécie altamente suscetível por uma resistente, mas igualmente produtiva, pode ser feita como no caso de plantar *P. elliottii* ao invés de *P. massoniana* (IVORY, 1987).

## Referências Bibliográficas

- CHUPP, C. **A monograph of the fungus genus *Cercospora***. Ithaca: Publ. by the author, 1953. 667 p.
- COSAVE. **A1 and A2 lists of quarantine pests for the COSAVE Region**. Disponível em: < <http://www.cosave.org.py/lpccosave.htm> >. Acesso em: 27 fev. 2002.
- CRUZ, R. E.; LLANTO, S. L.; TEODORO, L. M. Relationship between nutrient content in soils and tissues and the incidence of needle blight and shoot moth in Benguet pine. **Sylvatrop**, Laguna, v. 9, p. 1-20, 1984.
- DATA sheets on quarantine organisms 7: *Cercospora pini-densiflorae*. **Bulletin OEPP/EPPO Bulletin**, Paris, v. 10, n. 1, 1980.
- DEIGHTON, F. C. New species of *Pseudocercospora* and *Mycovellosiella*, and new combinations into *Pseudocercospora* and *Phaeoramularia*. **Transactions of the British Mycological Society**, Cambridge, v. 88, n. 3, p. 365-391, 1987.
- EVANS, H. C. **The genus *Mycosphaerella* and its anamorphs *Cercoseptoria*, *Dothistroma* and *Lecanosticta* on pines**. Kew: Commonwealth Mycological Institute, 1984. 102 p. (CMI. Mycological papers, n. 153).
- ITO, K. *Cercospora* needle blight of pines in Japan. **Bulletin of the Government Forestry Experimental Station**, Tokyo, v. 246, p. 21-33, 1972.
- IVORY, M. H. **Diseases and disorders of pines in the tropics; a field and laboratory manual**. Oxford: Oxford Forest Institute, 1987. 92 p.
- IVORY, M. H. Records of foliage pathogens of *Pinus* species in tropical countries. **Plant Pathology**, London, v. 43, p. 511-518, 1994.
- LISTA de pragas de importância quarentenária. **Diário Oficial da União**, Brasília, n. 58, p. 12-23, 25 mar. 1996. Suplemento.
- MULDER, J. L.; GIBSON, I. A. S. ***Cercospora pini-densiflorae***. Wallingford: CAB International, 1972. 2 p. (CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, n. 329).
- REDDY, M. A. R.; PANDEY, P. C. *Cercospora* needle blight of radiata pine in India. **Indian Forester**, Dehra Dun, v. 99, p. 308-309, 1973.
- SINGH, S. *Cercospora* needle blight: a potential threat to indigenous pines in India. **Indian Forester**, Dehra Dun, v. 108, n. 4, p. 314-318, 1982.
- SINGH, S.; KHAN, S. N.; MISRA, B. M.; UNIYAL, K. Some important diseases of hard pines in India. **Indian Forester**, Dehra Dun, v. 108, p. 86-92, 1982.
- SINGH, S.; KHAN, S. N.; MISRA, B. M.; RAWAT, D. S. Control of *Cercoseptoria* needle blight of pines in nurseries by fungicides. **Indian Forester**, Dehra Dun, v. 109, p. 578-586, 1983.
- SUTO, Y. Sporulation of *Cercospora gibsonii* on culture media. **Journal of the Japanese Forestry Society**, Tokyo, v. 33, p. 319-326, 1971.

### Comunicado Técnico, 118

Exemplares desta edição podem ser adquiridos na: **Embrapa Florestas**  
 Endereço: Estrada da Ribeira Km 111 - CP 319  
 Fone / Fax: (0\*\*) 41 675-5600  
 E-mail: [sac@cnpf.embrapa.br](mailto:sac@cnpf.embrapa.br)  
 Para reclamações e sugestões *Fale com o Ouvidor*: [www.embrapa.br/ouvidoria](http://www.embrapa.br/ouvidoria)



1ª edição

1ª impressão (2004): conforme demanda

### Comitê de publicações

**Presidente:** Luciano Javier Montoya Vilcahuaman  
**Secretária-Executiva:** Cleide da S.N.F. de Oliveira  
**Membros:** Antonio Maciel Botelho Machado / Edilson Batista de Oliveira / Jarbas Yukio Shimizu / José Alfredo Sturion / Patrícia Póvoa de Mattos / Susete do Rocio Chiarello Penteado  
**Supervisor editorial:** Sérgio Galad  
**Revisão texto:** Mauro Marcelo Berté  
**Fotos:** Emerson Gonçalves Martins  
 Normalização bibliográfica: Elizabeth Câmara Trevisan / Lidia Woronkoff  
**Editoração eletrônica:** Cleide Fernandes de Oliveira

### Expediente