



Armillaria luteobubalina. Fonte: N. L. Bougher.

Armillaria luteobubalina: Praga Florestal Exótica

Celso Garcia Auer¹
Álvaro Figueredo dos Santos²

Introdução

As espécies de *Armillaria* não são oficialmente consideradas como pragas quarentenárias para o Brasil. Segundo CROP... (2005), *A. luteobubalina* Watling & Kile poderia adaptar-se na Europa Mediterrânea e ao sul dos EUA. O patógeno é uma praga exótica para a região de MERCOSUL-COSAVE. De acordo com as informações existentes sobre o patógeno, seus impactos econômicos e as dificuldades de controle, existem riscos fitossanitários potenciais para os plantios comerciais brasileiros de eucalipto e tratar-se-ia de uma praga de importância quarentenária.

A entrada deste fungo no Brasil poderá causar impactos significativos em plantios comerciais de eucalipto, principal hospedeiro desse patógeno. Assim, esta publicação foi preparada para informar o setor florestal brasileiro acerca dessa praga exótica.

Expressão econômica

As espécies de *Armillaria* são patógenos primários em algumas florestas nativas de eucalipto, em plantios comerciais e áreas paisagísticas da Austrália. Podem ser patógenos secundários em alguns complexos e declínios, em particular nas florestas nativas (KILE, 2000). Quatro espécies foram registradas em diferentes tipos florestais da Austrália: *A. fumosa* Kile & Watling, *A. himulea* Kile & Watling, *A. luteobubalina* e *A. novae-zelandiae* (G. Stev.) Henrink, mas somente *A. luteobubalina* é patógeno primário comprovado em florestas nativas (KILE, 1981). Os primeiros registros da doença em eucaliptos foram associados com *A. mellea* (Fr.) Kummer na parte central de Victoria e no sul da Tasmânia, no final da década de 1950 (MARKS et al., 1976). Posteriormente, o fungo foi classificado corretamente para *A. luteobubalina*.

Apesar de *A. luteobubalina* poder atacar orquídeas e árvores ornamentais (SMITH; KILE, 1981; KILE et al., 1983; FALK; PARBERRY, 1995), o dano mais

1 Engenheiro Florestal, Doutor, Pesquisador da *Embrapa Florestas*. E-mail: auer@cnpf.embrapa.br

2 Engenheiro Agrônomo, Doutor, Pesquisador da *Embrapa Florestas*. E-mail: alvaro@cnpf.embrapa.br

significativo é encontrado nas florestas nativas de eucaliptos onde os fungos comportam-se como patógenos primários. As florestas de terras montanhosas do ocidente central Victoria são aquelas mais severamente atacadas, onde as principais espécies florestais são *Eucalyptus obliqua*, *E. radiata* e *E. viminalis* (KILE, 1983).

Edgar et al. (1976) estimaram que 3 % da floresta desta zona foram de moderadamente a severamente atacadas. Danos importantes também foram relatados na Tasmânia, principalmente em *E. obliqua* e *E. regnans* (KILE, 1980) e no sul-ocidental da Austrália em *E. diversicolor* (PEARCE et al., 1986), *E. marginata* (SHEARER & TIPPETT, 1988) e *E. wandoo* (SHEARER et al., 1997).

Milhares de hectares de plantações de *Eucalyptus* são afetados seriamente por esta praga na Austrália. Existem estimativas em talhões de plantas adultas com perdas de crescimento de 0,3 a 2 m³/ha ano, dependendo do lugar e da severidade, representando perdas de 1,5 % a 10 % por ano. Estas perdas se observam dispersas em pequenos focos de plantas mortas. Uma vez ingressado o patógeno em uma área, a possibilidade de erradicação é extremamente difícil por tratar-se de um patógeno de solo e que sobrevive como saprófita em restos e resíduos florestais. A presença do fungo em madeira pode ocasionar problemas para a comercialização no mercado internacional (KILE, 2000).

Posição Sistemática – (T) – teliomorfo; (A) – anamorfo (CROP..., 2005)

Nome científico da praga:

Armillaria luteobubalina Watling & Kile (T)

Classe: Basidiomycetes

Ordem: Agaricales

Família: Marasmiaceae

Nome vulgar (KILE, 2000; CROP..., 2005)

Armillaríose

Armillaria root rot, Honey root rot, Armillaria root disease

Pudricion blanca de las raices

Armillaire, Pourridie-agaric

Hallimasch, Wurzelfäule

Distribuição Geográfica

O fungo encontra-se distribuído na Oceania, mais especificamente na Austrália. Existem registros de ocorrência em New South Wales (KILE & WATLING, 1988), na Tasmânia (KILE & WATLING, 1981), em Victoria (KILE, 1981) e na Austrália Ocidental (KILE et al., 1983). Está presente também em Queensland (KILE & WATLING, 1988) e no sul da Austrália (KILE & WATLING, 1988). Existem relatos também de espécies de *Eucalyptus* e *Corymbia* atacadas por *Armillaria* spp. em outras localidades como: Florida e Califórnia (EUA), Itália, França, África, Zimbábue, Tunísia, Tanzânia, Nova Zelândia, Portugal, sem que tenha havido a confirmação de ser *A. luteobubalina* (CROP..., 2005).

O fungo *A. luteobubalina* encontra-se distribuído na Austrália em ecossistemas naturais (Floresta Esclerófila Seca), em agroecossistemas de florestas plantadas e em áreas urbanizadas desse continente (KILE, 2000).

Hospedeiros

Segundo Kile (2000), as seguintes espécies de *Eucalyptus* e *Corymbia* foram registradas como hospedeiras de *A. luteobubalina* em florestas e plantações na Austrália: *C. calophylla*, *C. citriodora*, *C. ficifolia*, *C. gummifera*, *E. camaldulensis*, *E. cladocalyx*, *E. cypellocarpa*, *E. diversicolor*, *E. dives*, *E. erythrocoris*, *E. forrestiana*, *E. globulus* subsp. *bicostata*, *E. gomphocephala*, *E. leucoxydon*, *E. macrorhyncha*, *E. marginata*, *E. megacarpa*, *E. melliodora*, *E. nicholli*, *E. nitens*, *E. obliqua*, *E. ovata*, *E. patens*, *E. radiata*, *E. rubida*, *E. rudis*, *E. viminalis*, *E. wandoo*. É um fungo de solo que ataca também videiras, plantas hortícolas, árvores e arbustos ornamentais, abrangendo 81 espécies em 21 famílias incluindo monocotiledôneas e dicotiledôneas (CROP..., 2005).

Hospedeiros Primários: *Acacia dealbata*, *A. melanoxydon*, *Actinidia chinensis*, *Prunus persica*.

Hospedeiros Secundários: *Abelia grandiflora*, *Acacia cyclops*, *A. longifolia*, *A. mearnsii*, *A. saligna*, *Acer palmatum*, *Camellia*, *Canna indica*, *Citrus reticulata*, *C. sinensis*, *Cotoneaster*, *Cycas revoluta*, *Dizygotheca*, *Dodonaea viscosa*, *Elaeagnus pungens*, *Euonymus*

japonicus, Fraxinus, Fuchsia, Grevillea robusta, Hibiscus, Hydrangea macrophylla, Kalmia, Ligustrum, Magnolia, Malus, Melia azedarach, Nerium oleander, Philadelphus coronarius, Photinia glabra, Picea pungens, Pinus radiata, Prunus dulcis, Rhododendron indicum, Salix, Taxus, Viburnum, Vitis vinifera, Wisteria sinensis.

Sintomas

As plantações podem ser afetadas em qualquer idade, resultando na mortalidade das árvores e sérias perdas de árvores jovens e na rebrota de tocos. Segundo Kile (2000), dentro de uma mesma região, a epidemiologia da doença pode ser diferente no mesmo hospedeiro. Entre os sintomas da infecção em eucaliptos, pode-se incluir o desenvolvimento de placa micelial branca na região entre o lenho e a casca, o crescimento no câmbio das raízes, a formação de rizomorfias junto às raízes ou no câmbio, o desenvolvimento de cancrios basais e a formação de goma (quino) em certos períodos do ano (EDGAR et al., 1976). Segundo este autor, pode-se incluir também outros sintomas como o declínio da copa e o crescimento reduzido. As árvores doentes formam reboleiras ou focos nos talhões como consequência direta do ataque às árvores, cujo inóculo provem dos resíduos florestais infestados. O fungo pode causar podridão marrom ou branca nas raízes, de acordo com sua capacidade enzimática de colonização dos tecidos.

No caso de declínio lento, os principais sintomas são redução do crescimento das brotações e mudanças nas características da folhagem (clorótica e esparsa). Em eucaliptos atacados por *A. luteobubalina*, o desenvolvimento da doença resulta na morte do ponteiro de árvores adultas (PEARCE et al., 1986). O desenvolvimento da doença pode ser mais rápido, causando a murcha repentina, sem ter aparecido algum sintoma anterior.

No final do estágio da infecção do fungo, a manta micelial do mesmo coloniza as raízes, podendo atingir o nível do colo e pode crescer internamente no tronco da árvore por alguns centímetros ou mais. Algumas vezes, essas mantas miceliais são facilmente detectadas descascando-se o córtex da base da árvore. Em alguns casos, o fungo pode destruir a casca da árvore e a manta micelial ficar visível do lado de fora (CROP..., 2005).

Árvores atacadas por espécies de *Armillaria* freqüentemente apresentam cancrios ou produzem exsudação na base do tronco da árvore (MORRISON et al., 1991). Os cancrios são freqüentes em eucaliptos provavelmente em decorrência de pressões mecânicas exercidas na casca da árvore pela manta micelial colonizando o câmbio. Os cancrios basais são geralmente de forma triangular e os calos cicatriciais ocorrem em volta da margem da lesão.

Na raiz, o principal sintoma é a presença de uma manta micelial branca, grossa, como uma continuação da placa micelial. As mantas miceliais são freqüentemente perfuradas em *A. luteobubalina* (KILE & OLD, 1982). Dependendo da espécie de *Armillaria* envolvida, as raízes são rodeadas por rizomorfias subterrâneas, 1 mm a 2 mm de diâmetro, variando da cor mogno a preta (CROP..., 2005).

Etiologia

O tamanho dos cogumelos é variável, com grandes basidiomas em pequeno número ou grupos com grande quantidade de pequenos basidiomas. O fungo quando ingerido provoca um gosto ardente na boca. O píleo do cogumelo varia de 35 mm a 90 mm em diâmetro, de coloração amarelo-palha a amarelo profundo, de forma convexa e tornando-se mais largo, seco, coberto com escamas pequenas, curtas e rugosas. As lamelas são de coloração branca, tornando-se de creme a amarelas com o passar do tempo, com manchas ferrugíneas, sinuosas, fechadas, podendo ser curtas ou longas. O estipe mede entre 10 x 22 mm de largura e 90 x 170 mm de altura, de coloração branca no topo, amarela no centro e ferrugínea a marrom-esverdeada na base, consistente, com um pequeno anel próximo do topo e pequenas escamas logo abaixo. Os basidiósporos são de coloração branca. Os cogumelos são encontrados sobre eucaliptos vivos ou mortos, próximos da base da árvore (FUNGIMAP..., 2005).

Epidemiologia

As espécies de *Armillaria* são um componente natural da micoflora das florestas do mundo inteiro. Na maioria dos casos, não causam danos importantes nestas florestas. Comportam-se como os decompositores de madeira e patógenos necrotróficos fracos, infectando e matando as árvores que são suprimidas ou enfraquecidas por fatores diversos (KILE et al., 1991).

A. luteobubalina é um patógeno primário de árvores jovens que uma vez infectadas morrem repentinamente. As árvores adultas, ao contrário, apresentam um secamento progressivo da base do tronco antes de sua eventual morte. Algumas árvores doentes sobrevivem, pois na base formam-se cancrios que limitam o avanço do patógeno na entre-casca e impedem a colonização total dos tecidos e a morte.

A. luteobubalina pode formar rizomorfas, em solos de plantações de *Eucalyptus*, mas a produção de rizomorfas é muito pequena e lenta, de modo que a principal forma de dispersão entre o hospedeiro é por contato entre raízes, com uma média de 1 m a 1,5 m, por ano. O fungo pode sobreviver em tocos por um período de 15 a 20 anos.

Basidiomas em espécies de *Armillaria* aparecem geralmente ao final do processo de infecção, mais freqüentemente em árvores mortas ou em tocos. Os corpos de frutificação são encontrados no outono, nas bases das árvores infectadas que estão ainda vivas e mesmo em laboratório (CROP..., 2005).

Os restos e resíduos florestais são os principais fatores epidemiológicos, responsáveis pela evolução da doença em plantações. Duas são as situações de risco potencial. A primeira é quando as plantações são feitas em áreas recém-desmatadas. Mesmo se nenhum sintoma de podridão da raiz de *Armillaria* for detectado nas árvores que constituem a vegetação natural, suas raízes podem apresentar lesões latentes que podem colonizar o todo o sistema radicular, após o corte da árvore (DELATOUR & GUILLAUMIN, 1995). Na arboricultura tropical, o risco para plantações florestais depende do volume da madeira deixada no solo depois do desmatamento e dos fragmentos de florestas nativas que são importantes meios de manter o inóculo no solo (ONSANDO et al., 1997). A segunda situação é quando uma plantação nova sucede uma plantação precedente, especialmente se as duas espécies florestais envolvidas são suscetíveis à mesma espécie de *Armillaria*.

O patógeno pode ser transmitido por meio de madeira infestada ou colonizada por *A. luteobubalina*, oriunda de plantios em locais infestados com o patógeno.

Detecção/identificação

A detecção precoce da doença pode ser feita pelo monitoramento dos plantios e a visualização de árvores mortas, durante a inspeção e os trabalhos de inventário florestal. Outro método seria o uso do monitoramento aéreo, uma prática de baixo custo que detecta focos da armilariose nas florestas ou plantações, completada pelas inspeções de campo e pode detectar a presença da armilariose mais rapidamente do que o monitoramento de campo (CIESLA, 2000).

O sintoma inicial na parte aérea de plantas afetadas é o declínio ou morte. A base do tronco e o colo da árvore devem ser avaliados quanto à presença de cancro basal e quino. Cortar tangencialmente a base da árvore e as grandes raízes com uma faca ou uma machadinha. Procurar as placas miceliais brancas ao nível do câmbio. A presença de rizomorfas subterrâneas cilíndricas e/ou corpos de frutificações podem ajudar a concluir a diagnose (CROP..., 2005).

No caso da videira e em determinadas árvores de arborização urbana, o patógeno pode ser confundido com *Rosellinia necatrix*, um fungo ascomiceto causador de podridão branca da raiz. No entanto, a lista de hospedeiros das duas doenças não é exatamente a mesma. Na Europa Ocidental, *R. necatrix* é mais freqüente em macieiras e em figueiras, enquanto que as espécies de *Armillaria* (principalmente *A. mellea*) são mais freqüentes em frutas com caroço, nas nozes e nas videiras. Entretanto, as cerejas e os cítricos são atacados por ambos os parasitas em freqüências similares (CROP..., 2005).

R. necatrix é facilmente distinguida de *Armillaria* spp. pela presença do micélio e de filamentos miceliais fora da raiz e pela pequena e fina placa micelial em forma de dedo dentro da casca. As placas miceliais nas espécies de *Armillaria* são maiores, mais contínuas e localizadas principalmente no câmbio. Além disso, *R. necatrix* não causa a podridão da madeira; o alburno torna-se seco e a presença do fungo é marcada pelas pontuações pretas, que são muito diferentes das características e distintas linhas escuras produzidas por *Armillaria* (CROP..., 2005).

Em países tropicais, diversos outros basidiomicetos podem causar podridão da raiz das árvores, particularmente *Rigidoporus lignosus*, *Phellinus noxius* e espécies de *Ganoderma*. Como *R. necatrix*, *R. lignosus* é facilmente distinguida em *A. luteobubalina* pela presença de cordões miceliais e filamentos fotoreceptores na superfície da raiz. Estes órgãos são de coloração branca, creme ou amarelada. No caso de espécies de *Ganoderma*, os cordões miceliais são também observados, mas sua coloração varia de avermelhada para púrpura; a madeira apodrecida é úmida e avermelhada. *P. noxius*, agente de podridão parda, caracteristicamente faz com que as raízes sejam cobertas por uma crosta escura, na qual as partículas do solo e areia são agregadas, com as hifas marrons ou pretas que constituem às vezes os esclerócios ou os estromas (CROP..., 2005).

A presença de placas miceliais grandes, grossas no nível do câmbio, junto com as rizomorfias cilíndricas (quando são presentes) permite, na maioria dos casos, que as espécies de *Armillaria* sejam distinguidas destes outros basidiomicetos (CROP..., 2005).

Os isolamentos podem ser feitos em meios contendo fungicidas (GUILLAUMIN, 1977). Na maioria das vezes, os isolados obtidos são diplóides, seus aspectos macroscópicos em meio malte ágar ou batata dextrose ágar são a presença de rizomorfias, micélio crostoso, típicos de espécies de *Armillaria*, sem que haja confusão com outros gêneros de fungos. A distinção entre as diferentes espécies de *Armillaria* é mais difícil.

O teste de interfertilidade ou de pareamento tornou-se um método comum para identificações rotineiras de culturas ou isolados desconhecidos de *Armillaria* (KORHONEN, 1978; GUILLAUMIN et al., 1991). O teste consiste em parear uma cultura desconhecida com um isolado-teste haplóide, a qual representa uma espécie de *Armillaria* conhecida. O pareamento é conduzido em placas de Petri contendo meio malte-ágar. Quando o isolado em dúvida e o isolado-teste são da mesma espécie, o haplóide é diploidizado e a morfologia da colônia passa de cotonosa para uma crustosa. Quando os isolados pertencem a diferentes espécies, o haplóide não é modificado e uma linha pigmentada aparece no meio, entre os dois isolados. O método de estudo com isolados haplóide e diplóide baseia-se no fenômeno Buller.

Outras diferenças entre as espécies podem ser usadas como instrumento na identificação, como a morfologia de basidioma *in natura*; a morfologia das rizomorfias subterrâneas *in natura*; a capacidade de frutificação *in vitro* e a temperatura de crescimento (MORRISON, 1982).

Desde 1980, vários métodos bioquímicos, imunológicos e moleculares de diagnoses têm sido desenvolvidos. O método bioquímico inclui eletroforese (SDS PAGE) (LUNG-ESCAARMANT et al., 1985c) e as análises de isoenzimas (MORRISON et al., 1985b; LIN et al., 1989; AGUSTIAN et al., 1994; BRAGALONI et al., 1997). Embora estes métodos serem satisfatórios, as análises isoenzimáticas não são um método de rotina para a identificação de espécies de *Armillaria*.

O uso de métodos moleculares foi desenvolvido para grupos de *Armillaria* desde 1987 (SCHULZE & BAHNWEIG, 1998). O primeiro método prioriza os métodos de PCR usados na restrição mitocôndrial DNA (mt-DNA) ou a não-transcrição de partes do ribossomo do DNA (ANDERSON et al., 1989; SMITH & ANDERSON, 1989). Estes métodos revelaram uma variabilidade interespecífica maior que a variabilidade intraespecífica e contribuíram para a distinção entre as espécies de *Armillaria*. Essas metodologias são trabalhosas, consumindo tempo e recursos e não gerou métodos práticos de identificação de rotina. Outro método usado foi o do RADP, o qual usa arbitrariamente primers decaméricos, o qual foi bem adaptado para a análise de variabilidade intraespecífica (GUILLAUMIN et al., 1996), e apresenta-se também para a identificação de espécies.

O método que parece mais adequado para a diagnose é o PCR com amplificação de partes do DNA do ribossomo não-transcrito, ITS (Internal Transcribed Spacer) e IGS (Inter Genic Spacer region) seguido por RFLP com restrição de enzimas. Este método é adequado como método de rotina para a identificação de espécies de *Armillaria*, substituindo o método de pareamento de culturas. A principal vantagem do método é que este não requer o isolamento dos fungos, nem mesmo pode requerer a extração do DNA. IGS pode ser feito diretamente com madeira deteriorada ou da massa micelial (CROP..., 2005). Recomenda-se que os testes moleculares sejam usados em paralelo com os métodos tradicionais de identificação baseados em taxonomia clássica, nos pareamentos e na morfologia do manto micelial em cultura.

Medidas de controle

Controle químico

A fumigação do solo foi muito usada no passado para destruir o inóculo de *Armillaria* no solo, usando-se bissulfito de carbono (BLISS, 1951) e brometo de metila (MUNNECKE et al., 1969, 1970; OHR et al. 1973). Outros fumigantes relatados foram isotiocianato de metila, metam sodium, nabam, dazomet e tetratilcarbonato também mostrando alguma eficácia (CROP..., 2005). Em geral, os tratamentos reduzem o potencial de inóculo do solo, mas não erradicam o patógeno e outras medidas como a subsolagem profunda e a remoção das raízes deverão ser empregadas para controle completo. Seja qual for o fumigante usado, três fatores são necessários para um maior sucesso do tratamento: (1) número, tamanho e profundidade de fragmentos de raízes colonizadas por fungos; (2) a temperatura durante e depois do tratamento; e (3) a natureza do solo (leve e arenoso). A presença de solos pesados ou com camadas compactadas de solo próximas da superfície desfavorecem o tratamento.

Determinados reguladores de crescimento tais como o paclobutrazol (JACOBS & BERG, 2000) ou o herbicidas tais como glifosato (ZOLCIAK, 1998) mostram também um efeito inibitório em *Armillaria in vitro* e no campo. Substâncias fenólicas originadas da destilação do carvão também foram testadas com baixa eficiência.

Os fungicidas sistêmicos foram estudados por alguns autores. A localização do patógeno nas raízes dificulta a ação dos fungicidas sistêmicos, que são transportados essencialmente pelo xilema. Na Austrália, Heaton & Dullahide (1990) obtiveram algum sucesso com ácido fosforoso em pessegueiros atacados por *A. luteobubalina*, entretanto, o método não foi prático. Existem, também, relatos da eficácia de morpholine, fenpropimorph, cyproconazole e propiconazole (CROP..., 2005).

Controle biológico

O mais completo estudo de antagonistas de espécies de *Armillaria* foi feito com espécies do gênero *Trichoderma*. O efeito do antagonismo *Trichoderma* em *Armillaria in vitro* é espetacular (AYTOUN, 1953; DUBOS et al., 1978). Todavia, as tentativas para o

controle de *Armillaria* pela introdução massal de *Trichoderma*, em vários substratos, foram mal sucedidos, porque a população do antagonista no solo tende a diminuir com o tempo. Igualmente, quando quantidades significativas de matéria orgânica foram trazidas com o fungo antagonista, a aplicação de *Trichoderma* no campo pode conduzir a resultados desapontadores (OTIENO, 1998). Espécies de *Trichoderma* são satisfatoriamente resistentes aos fumigantes do solo, sugerindo o uso de inóculo natural de *Trichoderma* com doses subletais de bissulfito de carbono e brometo de metila. *Armillaria* pode ser morta parcialmente por fumigação tóxica direta e parcialmente pela ação subsequente de *Trichoderma* (MUNNECKE et al., 1973; OHR et al., 1973).

Uma outra estratégia de controle baseia-se na competição direta pela colonização dos resíduos florestais. Muitas espécies de basidiomicetos decompositores de madeira (*Hypholoma fasciculare*, *Coriolus versicolor*, *Megacollybia platyphylla*, *Stereum hirsutum*, *Gymnopilus spectabilis*) foram utilizados para esta finalidade (RAZIQ, 2000). Entretanto, este método permaneceu experimental. Estudos feitos por Burrill et al, (1999) tentaram usar os competidores da deterioração da madeira, durante as operações de desbaste e corte raso dos talhões, como forma de controle biológico de *Armillaria*.

Armillaria é um componente do ecossistema florestal natural. Conseqüentemente, a mera presença do fungo em uma floresta não é motivo suficiente para se iniciar o controle. Danos significativos são observados somente se os talhões estão enfraquecidos por causas diversas e/ou se o potencial do inóculo estiver elevado. O manejo florestal correto pode evitar essas duas possibilidades (HAGLE e SHAW, 1991; LUNG-ESCHARMANT et al., 1995), encurtando-se a idade da rotação dos talhões e diminuindo-se a densidade de plantio dos talhões (CROP..., 2005).

Referências

- Agustian A, Mohammed C, Guillaumin JJ, Botton B, 1994. Discrimination of African *Armillaria* species based on isoenzyme electrophoresis analysis. *New Phytologist*, 128:135-143.
- Anderson JB, Bailey SS, Pukkila PJ, 1989. Variation in ribosomal DNA among biological species of *Armillaria*, a genus of root-infecting fungi. *Evolution*, 43(8):1652-1662.

- Aytoun RSC, 1953. The genus *Trichoderma*: its relationship with *Armillaria mellea* and *Phaeolus schweinitzii*, together with preliminary observations on its ecology in woodland soils. *Transactions and Proceedings of the Botanical Society of Edinburgh*, 36:99-114.
- BLISS, D.E. The destruction of *Armillaria mellea* in citrus soils. *Phytopathology*, Saint Paul, v.41, p. 665-683. 1951.
- Bragaloni M, Anselmi N, Cellerino GP, 1997. Identification of European *Armillaria* species by analysis of isozyme profiles. *European Journal of Forest Pathology*, 27(3):147-157.
- Burrill EA, Worrall JJ, Wargo PM, Stehman SV, 1999. Effects of defoliation and cutting in eastern oak forests on *Armillaria* spp. and a competitor, *Megacollybia platyphylla*. *Canadian Journal of Forest Research*, 29(3):347-355.
- BYLER, E.J. The pest damage inventory in California. In: SCHARPF, R.F.; PARMETER J.R. (eds.) **Proceedings of the Symposium on Dwarf Mistletoe Control through Forest Management**. Berkeley, USA: US Department of Agriculture, Forest Service, Pacific Southwest Forest and Range Experiment Station, 162-171. 1978.
- CIESLA, W.M. **Remote sensing in forest health protection**. Salt Lake City: USDA Forest Service Remote Sensing Applications Center. 266 p., 2000. (FHTET Report n. 00-03).
- CROP protection compendium: datasheet: ***Armillaria luteobubalina***. Disponível em: <<http://www.cabicompedium.org/cpc/datasheet.asp?CCODE=ARMILB&COUNTRY=0>>. Acesso em 25 maio 2005.
- DELATOUR, C.; GUILLAUMIN, J.J. Importance of root and butt rots in temperate regions. **European Journal of Forest Pathology**, Berlin, v.15, n.5/6, p.258-263. 1985.
- Dubos B, Guillaumin JJ, Schubert M, 1978. Effect of *Trichoderma viride* Pers., applied with different organic substrates, on the initiation of growth of rhizomorphs of *Armillariella mellea* (Vahl.) Karst in two types of soil. *Annales de Phytopathologie*, 10(2):187-196.
- EDGAR, J.G.; KILE, G.A.; ALMOND, C.A. Tree decline and mortality in selectively logged eucalypt forests in central Victoria. **Australian Forestry**, 39:288-303, 1976.
- Falk SP, Parbery DG, 1995. *Armillaria luteobubalina* population structure in horticultural plantings in Victoria, Australia. *Mycological Research*, 99(2):216-220;
- FUNGIMAP: ***Armillaria luteobubalina***. Disponível em: <<http://fungimap.rbq.vic.gov.au/fsp/sp012.html>> Acesso em: 25 maio 2005.
- Guillaumin JJ, 1977. Apricot root rot, *Armillariella mellea* (Vahl.) Karst. *EPPO Bulletin*, 7(1):125-135.
- Guillaumin JJ, Pierson J, Grassely C, 1991. The susceptibility to *Armillaria mellea* of different *Prunus* species used as stone fruit rootstocks. *Scientia Horticulturae*, 46(1-2):43-54;
- Guillaumin JJ, Anderson JB, Legrand P, Ghahari S, Berthelays S, 1996. A comparison of different methods for the identification of genets of *Armillaria* spp. *New Phytologist*, 133(2):333-343.
- Kile GA, 1980. Behaviour of an *Armillaria* in some *Eucalyptus obliqua*-*Eucalyptus regnans* forests in Tasmania and its role in their decline. *European Journal of Forest Pathology*, 10(5):278-296.
- KILE, G. A. *Armillaria luteobubalina*: a primary cause of decline and death of trees in mixed species eucalypt forests in central Victoria. **Australian Forest Research**, n.11, p. 63-77, 1981.
- KILE, G. A. Woody root rots of eucalyptus. In: **Diseases and pathogens of eucalyptus**. In: KEANE, P. J; KILE, G. A; PODGER, F. D; BROWN, B. N. (Ed.). Austrália: CSIRO Publishing, p. 293-306, 2000.
- Kile GA, Old KM, 1982. Formation of pseudoparenchyma-like zones in mycelial sheets of Australian *Armillaria* species. *Transactions of the British Mycological Society*, 79(2):366-370.
- Kile GA, 1983. *Armillaria* root rot in eucalypt forests: aggravated endemic disease. *Pacific Science*, 37(4):459-464.
- Kile GA, Watling R, Malajczuk N, Shearer BL, 1983. Occurrence of *Armillaria luteobubalina* Watling and Kile in Western Australia. *Australasian Plant Pathology*, 12(2):18-20;
- Kile GA, Macdonald GI, Byler JW, 1991. Ecology and Disease in Natural Forests. In: Shaw CG, Kile GA, eds. **Armillaria Root Disease**. Agriculture Handbook No. 691. Washington, USA: USDA, Forest Service, 102-121.
- KILE, G.A.; WATLING, R. Identification and occurrence of Australian *Armillaria* species, including *A. pallidula* sp.nov. and comparative studies between them and non-Australian tropical and Indian *Armillaria*. **Transactions of the British Mycological Society**, London, v.91, n.2, p.305-315, 1988.
- Korhonen K, 1978. Infertility and clonal size in the *Armillariella mellea* complex. *Karstenia*, 18(2):31-42.
- MARKS, G. C. ; ALMOND, A. ; EDGAR, J. G.; KILE, G. A. Spread of *Armillaria* spp. in the bark of *Eucalyptus obliqua* and *bicostata*. **Australian Forest Research**, n.7, p.115-119, 1976.
- Morrison DJ, 1982. Variation among British isolates of *Armillaria mellea*. *Transactions of the British Mycological Society*, 78(3):459-464.
- Morrison DJ, Williams RE, Whitney RD, 1991. Infection, Disease Development, Diagnosis and Detection. In: Shaw CG, Kile GA, eds. **Armillaria Root Disease**. Agriculture Handbook No. 691. Washington, USA: USDA, Forest Service, 62-75.
- Onsando JM, Wargo PM, Waudu SW, 1997. Distribution, severity, and spread of *Armillaria* root disease in Kenya tea plantations. *Plant Disease*, 81(2):133-137.
- Pearce MH, Malajczuk N, Kile GA, 1986. The occurrence and effects of *Armillaria luteobubalina* in the karri (*Eucalyptus diversicolor* F. Muell.) forests of Western Australia. *Australian Forest Research*, 16(3):243-259;
- RAZIQ, F. Biological and integrated control of *Armillaria* root rot. In: **Armillaria Root Rot: biology and control of honey fungus**. FOX, R.T.V. (ed). Andover: Intercept Limited. p.183-201, 2000.

SHAW, C. G; KILE, G. A. **Armillaria root disease**. Washington: USDA Forest Service, 1991. 233p. (Agriculture Handbook n. 691).

Shearer BL, Tippett JT, 1988. Distribution and impact of *Armillaria luteobubalina* in the *Eucalyptus marginata* forest of south-western Australia. *Australian Journal of Botany*, 36(4):433-445.

Smith L, Kile GA, 1981. Distribution and hosts of *Armillaria* root rot in Melbourne suburban gardens. *Australasian Plant Pathology*, 10(3):41-42

SWIFT, M.J. The ecology of *Armillaria mellea* in the indigenous and exotic woodlands of Rhodesia. *Forestry*, v.45, p.67-86. 1972.

WARGO, P.M.; HARRINGTON, T.C. Host stress and susceptibility. In: SHAW, C.G. KILE, G.A. (eds.) **Armillaria root disease**. Washington: USDA Forest Service, p.88-101. 1991.

Comunicado Técnico, 195

Exemplares desta edição podem ser adquiridos na:
Embrapa Florestas

Endereço: Estrada da Ribeira Km 111, CP 319

Fone / Fax: (0**) 41 3675-5600

E-mail: sac@cnpf.embrapa.br

1ª edição

1ª impressão (2007): conforme demanda

Ministério da Agricultura,
Pecuária e Abastecimento



Comitê de Publicações

Presidente: *Luiz Roberto Graça*

Secretária-Executiva: *Elisabete Marques Oaida*

Membros: *Álvaro Figueredo dos Santos, Edilson Batista de Oliveira, Honorino R. Rodigheri, Ivar Wendling, Maria Augusta Doetzer Rosot, Patrícia Póvoa de Mattos, Sandra Bos Mikich, Sérgio Ahrens*

Expediente

Supervisão editorial: *Luiz Roberto Graça*

Revisão de texto: *Mauro Marcelo Berté*

Normalização bibliográfica: *responsabilidade do autor*

Editoração eletrônica: *Mauro Marcelo Berté*