

Fungos conidiais associados ao folhede de *Clusia melchiorii* Gleason e *C. nemorosa* G. Mey. (Clusiaceae) em fragmento de Mata Atlântica, BA, Brasil¹

Flávia Rodrigues Barbosa^{2,3,4}, Leonor Costa Maia² e Luís Fernando Pascholati Gusmão³

Recebido em 27/08/2007. Aceito em 25/04/2008

RESUMO – (Fungos conidiais associados ao folhede de *Clusia melchiorii* Gleason e *C. nemorosa* G. Mey (Clusiaceae) em fragmento de Mata Atlântica, Bahia, Brasil). Visando ampliar o conhecimento sobre diversidade de fungos conidiais, 10 folhas mortas de três indivíduos de *C. melchiorii* e de *C. nemorosa* foram coletadas bimestralmente na Serra da Jibóia, Bahia, no período de outubro/2005 a junho/2006. As folhas foram lavadas em água corrente e mantidas em câmara-úmida durante 30 dias. As estruturas fúngicas foram retiradas para estudo morfológico. Foram identificados 79 táxons de Ascomycota na forma anamórfica. Destes, 78 são hifomicetos e um celomiceto. Do total, 87% ocorreram sobre *C. melchiorii* e 55% sobre *C. nemorosa*. A maioria dos fungos apresentou frequência esporádica e constância accidental. As espécies mais frequentes foram: *Beltrania rhombica* Penz., *Chaetopsina fulva* Rambelli, *Dactylaria ficusicola* Paulus, Gadek & Hyde, *Verticillium theobromae* (Turconi) Mason & Hughes e *Volutella* sp. 1 (sobre *C. melchiorii*) e *Atroseptaphiale flagelliformis* Matsush., *Pseudobeltrania* sp., *Zygosporium gibbum* (Sacc., Rousseau & Bommer) Hughes, *Verticillium theobromae* (Turconi) Mason & Hughes e *Volutella* sp. 1 (sobre *C. nemorosa*). A similaridade de fungos entre as duas espécies de *Clusia* atingiu 60% e 11 táxons foram constantes nos dois hospedeiros: *Atroseptaphiale flagelliformis*, *Beltraniella portoricensis* (Stevens) Piroz. & Patil, *Chalara alabamensis* Jones & Ingram., *Cryptophiale kakombensis* Piroz., *Parasymphodiella laxa* (Subram. & Vittal), *Speiroopsis scopiformis* Kuthub. & Nawawi, *Thozetella cristata* Piroz. & Hodges, *Umbellidion radulans* Sutton & Hodges, *Verticillium theobromae*, *Volutella* sp. 2 e *Zygosporium gibbum*. Os dados mostram que o folhede produzido por *C. melchiorii* e *C. nemorosa*, na Serra da Jibóia, é rico em fungos conidiais. Esses fungos, como decompositores, são importantes para a dinâmica do ecossistema estudado.

Palavras-chave: Ascomycota, biodiversidade, frequência, fungos anamórficos, riqueza

ABSTRACT – (Conidial fungi associated to leaf litter of *Clusia melchiorii* Gleason and *C. nemorosa* G. Mey (Clusiaceae) in a fragment of Atlantic rainforest, Bahia State, Brazil). In order to increase the diversity knowledge of conidial fungi, 10 dead leaves from three individuals of *C. nemorosa* and *C. melchiorii* were bimonthly collected at the “Serra da Jibóia”, State of Bahia, from October/2005 to June/2006. The leaves were washed with tap water and maintained in moist chamber during 30 days. The fungal structures were collected for morphological studies. Seventy nine taxa of Ascomycota, in the anamorphic state were registered: 78 hyphomycete and one Coelomycete. Most of the species occurred on *Clusia melchiorii* (87%) and 55% on *C. nemorosa*. The majority of the fungi presented sporadic frequency and accidental constancy. The most frequent species were: *Beltrania rhombica* Penz., *Chaetopsina fulva* Rambelli, *Dactylaria ficusicola* Paulus, Gadek & Hyde, *Verticillium theobromae* (Turconi) Mason & Hughes e *Volutella* sp. 1 (on *C. melchiorii*) and *Atroseptaphiale flagelliformis* Matsush., *Pseudobeltrania* sp., *Zygosporium gibbum* (Sacc., Rousseau & Bommer) Hughes, *Verticillium theobromae* (Turconi) Mason & Hughes and *Volutella* sp. 1 (on *C. nemorosa*). The similarity of fungi between the two species of *Clusia* reached 60% and 11 taxa were constant in both hosts: *Atroseptaphiale flagelliformis*, *Beltraniella portoricensis* (Stevens) Piroz. & Patil, *Chalara alabamensis* Jones & Ingram., *Cryptophiale kakombensis* Piroz., *Parasymphodiella laxa* (Subram. & Vittal), *Speiroopsis scopiformis* Kuthub. & Nawawi, *Thozetella cristata* Piroz. & Hodges, *Umbellidion radulans* Sutton & Hodges, *Verticillium theobromae*, *Volutella* sp. 2 and *Zygosporium gibbum*. The data show that the litter produced by *C. melchiorii* and *C. nemorosa*, at the Serra da Jibóia, is rich in conidial fungi. These fungi, as decomposers, are important for the dynamic of the studied ecosystem.

Key words: anamorphic, Ascomycota, biodiversity, fungi, frequency, richness

Introdução

A matéria orgânica acumulada na superfície do solo, constituída por restos de plantas, animais e excrementos

funciona como um reservatório de biodiversidade que promove a ciclagem de nutrientes no ecossistema. Dentre os restos vegetais, as folhas constituem a parte mais significativa (Meguro *et al.* 1979) e os fungos se

¹ Parte da Dissertação de Mestrado da primeira Autora. Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, Universidade Federal de Pernambuco

² Universidade Federal de Pernambuco, Centro de Ciências Biológicas, Departamento de Micologia. Av. Prof. Nelson Chaves s.n., Cidade Universitária, 50670-420 Recife, PE, Brasil

³ Universidade Estadual de Feira de Santana, Departamento de Ciências Biológicas, Laboratório de Micologia (LAMIC), BR 116, Km 03, 44031-460 Feira de Santana, BA, Brasil

⁴ Autor para correspondência: faurb10@yahoo.com.br

destacam por contribuir decisivamente para a sua decomposição.

O folhede tem sido objeto de estudo de micologistas também no Brasil, onde alguns trabalhos se destacam pelo detalhe com que os fungos foram estudados nas seguintes espécies vegetais: *Hortia arborea* Engl., *Licania kunthiana* Hook e *L. octandra* (Hoffm. ex R. & S.) Kuntze (Maia 1983); *Cedrela fissilis* Vell., *Calathea zebrina* Lindl., *Tibouchina pulchra* Cogn. (Grandi & Gusmão 1995; 1996; 2002; Gusmão & Grandi 1996; 1997); *Alchornea triplinervia* (Spreng.) Müll. Arg. e *Euterpe edulis* Mart. (Grandi 1998; 1999); *Miconia cabussu* Hoehne (Gusmão *et al.* 2001) e *Caesalpinia echinata* Lam. (Grandi & Silva 2003).

A Serra da Jibóia é um complexo de morros inserido na caatinga, com vegetação constituída por um mosaico de formações vegetacionais que se estende ao longo de seis municípios na região do Recôncavo Sul da Bahia. No topo da serra há presença de Campo Rupestre *latu sensu*, na porção oriental há predomínio de Floresta Ombrófila Densa e na porção ocidental Floresta Estacional Semi-decidual, Floresta Estacional Decidual e Caatinga Arbórea (M.L.C. Neves 2005, dados não publicados).

Clusia melchiorii Gleason e *C. nemorosa* G. Mey. constituem um dos componentes principais da vegetação da Serra da Jibóia (Carvalho Sobrinho & Queiroz 2005). A micota associada a plantas do gênero *Clusia* foi citada por Farr *et al.* (1989) que mencionaram, em *C. rosea* Jacq., seis táxons de fungos. Para as espécies aqui estudadas existem apenas dois registros: *Wentomyces clusiae* Bezerra & Poroca (Ascomycota), em *C. melchiorii* e *Stigmina clusiae* M.B. Ellis (anamorfo de *Othia*), em *C. nemorosa*. A primeira é uma espécie fitopatogênica, descrita no Brasil (Mendes *et al.* 1998), enquanto a segunda foi registrada como decompositora, em Trindade e Tobago (Ellis 1976).

Considerando a importância das espécies de *Clusia* na área estudada e diante da grande lacuna sobre estudos abordando a micota decompositora, principalmente em áreas de Mata Atlântica, este trabalho teve como objetivo registrar a diversidade de fungos conidiais na Serra da Jibóia fornecendo subsídios para estratégias de preservação ambiental da área.

Material e métodos

A Serra da Jibóia esta localizada na região do Recôncavo Sul, porção leste do Estado da Bahia, e constitui-se em um complexo de morros. A área de estudo, no Morro da Pioneira, localiza-se no município de Santa Terezinha (12°51'S e 35°28'W) com altitude variando de 700-800 m (M.L.C. Neves 2005, dados não publicados).

Expedições foram realizadas bimestralmente no período de outubro/2005 a junho/2006 para coleta de folhas em decomposição de *Clusia melchiorii* e *C. nemorosa*. Durante a primeira expedição foram marcados três indivíduos de cada espécie, tendo como critério a presença de folhede disponível na base das árvores. Todo o material coletado, nas demais excursões, foi procedente desses mesmos espécimes vegetais. Para a coleta das folhas utilizou-se um quadrado de 50 cm² o qual foi arremessado aleatoriamente sobre a serrapilheira e uma folha foi coletada por vez até perfazer 10 folhas por indivíduo de *Clusia*; essas 10 folhas foram consideradas uma amostra. O material coletado foi submetido à técnica de lavagem em água corrente por uma hora e posteriormente acondicionado em câmaras-úmidas sendo estas abertas diariamente, durante 15 minutos, para entrada de ar (R.F. Castañeda-Ruiz 2005, comunicação pessoal). Durante 30 dias as estruturas reprodutivas dos fungos foram coletadas em estereomicroscópio, com auxílio de agulha fina, e colocadas em lâminas permanentes contendo resina PVL (álcool polivinílico + ácido láctico + fenol) (Trappe & Schenck 1982). Excicatas (lâminas e folhas secas) foram depositadas nos Herbários HUEFS (Universidade Estadual de Feira de Santana) e URM (Departamento de Micologia da Universidade Federal de Pernambuco). Dados de precipitação pluviométrica foram fornecidos pela administração da Reserva Jequitibá, com sede no Município de Elísio Medrado, distando, aproximadamente, 2 km da área de coleta.

A riqueza foi calculada pelo número de espécies de fungos presentes em cada espécie vegetal. A frequência de ocorrência foi calculada para os fungos registrados no folhede de cada espécie de *Clusia* estudada, de acordo com a fórmula: $F = n.100/N$ onde, n= número de amostras em que uma espécie foi registrada; N= total de amostras em cada espécie de árvore. Foram determinadas as seguintes classes de frequência: $F \leq 10\%$ = Esporádica, $10 < F \leq 30\%$ = Pouco freqüente, $30 < F \leq 70\%$ = Freqüente e $F > 70\%$ = Muito freqüente (Dajoz 1983). Foi considerada uma amostra o conjunto de 10 folhas de cada um dos três indivíduos de cada espécie vegetal, por coleta. A constância foi calculada relacionando o número de coletas em que a espécie foi registrada em cada espécie de *Clusia* estudada, seguindo a fórmula: $C = p.100/P$ onde, p = número de excursões em que um fungo foi encontrado e P = número total de excursões. Foram definidas as seguintes classes de constância: $C \leq 25\%$ = Acidental, $25 < C \leq 50\%$ = Acessória e $C > 50\%$ = Constante (Santos & Cavalcante 1995).

A similaridade da população fúngica entre as duas espécies de *Clusia* foi estabelecida pelo índice de Sorensen (Krebs 1989): $S = 2c. 100/ a+b$ onde,

c = número de fungos comuns às duas espécies vegetais, a e b = número de fungos presentes sobre *C. melchiorii* e *C. nemorosa*, respectivamente.

Resultados e discussão

Foram identificados 79 táxons, pertencentes a 47 gêneros de Ascomycota na forma anamórfica. Desses, 78 foram hifomicetos e um celomiceto (Tab. 1).

O predomínio de hifomicetos no folheto foi observado em pesquisas realizadas no Brasil (Maia 1983; Schoenlein-Crusius & Milanez 1998; Wellbaum *et al.* 1999; Gusmão *et al.* 2001) e em outros países: Porto Rico (Polishook *et al.* 1996), Austrália (Parungao *et al.* 2002) e Costa Rica (Bills & Polishook 1994).

No presente estudo foram encontrados 44 táxons (55,7%) associados às folhas de *Clusia nemorosa* e 69 táxons (87,3%) sobre *C. melchiorii* (Tab. 1).

Além das diferenças entre as espécies vegetais, é provável que a maior riqueza de espécies de fungos encontrada em *C. melchiorii* seja reflexo da maior umidade no local onde o folheto foi coletado, em comparação à outra área estudada. As plantas de *C. melchiorii* estão localizadas em área de maior altitude na encosta da Serra, sujeita aos ventos litorâneos, chuvas orográficas e acúmulo de neblina. A vegetação é formada por mata ombrófila densa, que retém mais umidade, deixando o solo sempre úmido. Os indivíduos de *C. nemorosa* estão em mata aberta, com clareiras, onde o folheto e o solo apresentam-se mais secos. Vários fatores, como temperatura, pH, aeração, tempo de senescência, composição química e estrutura das folhas, etc, contribuem, isoladamente ou em conjunto, para o crescimento dos fungos no folheto (Dix & Webster 1995). Parungao *et al.* (2002) também encontraram riqueza diferenciada no material coletado: em uma folha observaram 14 fungos, enquanto em outras nenhum espécime foi encontrado. Para esses autores, a textura das folhas (finas e quebradiças) deve ter influenciado o estabelecimento de fungos.

Menor número de táxons foi observado nas duas primeiras coletas (39 e 34 táxons, respectivamente), sugerindo que o período de estiagem (quatro a seis meses) anterior às coletas, prejudicou o estabelecimento de fungos no folheto. Nas três coletas seguintes, o número de táxons aumentou (48, 46 e 48 táxons), coincidindo com o início das precipitações. Lodge & Cantrell (1995) destacam que distúrbios ambientais, como a variação na precipitação, afetam profundamente a distribuição de fungos decompositores em uma área.

A distribuição dos táxons por classe de frequência evidenciou o predomínio de táxons esporádicos e pouco frequentes, tanto em folheto de *C. melchiorii* (28 e 23

táxons, respectivamente) quanto de *C. nemorosa* (18 e 12 táxons, respectivamente). Na categoria frequente foram observados 13 táxons (18,8%) sobre *C. melchiorii* e nove (20,4%) sobre *C. nemorosa*. Apenas oito táxons foram muito frequentes nas amostras: *Beltrania rhombica*, *Chaetopsina fulva* e *Dactylaria ficusicola* em *C. melchiorii*; *Atrosetaphiale flagelliformis*, *Pseudobeltrania* sp. e *Zygosporium gibbum* em *C. nemorosa*; *Verticillium theobromae* e *Volutella* sp. 1 nas duas espécies vegetais.

Beltrania rhombica foi referida em mais de 30% das amostras de folheto examinadas por Parungao *et al.* (2002), na Austrália, enquanto espécies de *Verticillium* e *Volutella* foram frequentes em quatro amostras de folheto misto em Porto Rico (Polishook *et al.* 1996).

A maioria das espécies foi classificada como acidental tanto sobre *C. melchiorii* (43,5%) quanto sobre *C. nemorosa* (45,5%). Contudo, muitos táxons foram constantes nas duas espécies vegetais: *Atrosetaphiale flagelliformis*, *Beltraniella portoricensis*, *Chalara alabamensis*, *Cryptophiale kakombensis*, *Parasymphodiella laxa*, *Speiropsis scopiformis*, *Thozetella cristata*, *Umbellidion radulans*, *Verticillium theobromae*, *Volutella* sp. 2 e *Zygosporium gibbum*. Os dados confirmam que certas espécies de fungos conidiais se estabelecem sobre o folheto em condições específicas (temperatura, umidade, tempo de decomposição do folheto, etc.), enquanto outras suportam condições mais variadas. Com constância acessória foram registrados 12 táxons sobre folheto de *C. melchiorii* e seis táxons sobre *C. nemorosa*.

Os poucos registros da micota sobre *Clusia* (Farr *et al.* 1989) não comparam as populações encontradas. A similaridade de espécies de fungos entre *C. melchiorii* e *C. nemorosa* atingiu 60%. Outros registros de similaridade são referentes a estudos realizados com *Guarea guidonea* Sleumer e *Malnilkara bidentata* Chev., onde a similaridade chegou a 32% e 26%, respectivamente (Polishook *et al.* 1996) e com populações de fungos presentes em folhas de *Licania octandra*, *L. kunthiana* e *Hortia arborea*. Neste caso, as espécies de fungos presentes em *L. octandra* e *L. kunthiana* foram mais semelhantes entre si (70%) do que com a população em *Hortia arborea* (64% e 63,5%, respectivamente) (Maia 1983). Espécies do mesmo gênero podem ter características que contribuem para a “seleção” de populações de fungos mais similares nos seus respectivos folhetos, porém estudos suplementares são necessários para confirmar essa possibilidade.

Os resultados revelam que o folheto, produzido por *Clusia melchiorii* e *C. nemorosa* na Serra da Jibóia, é rico em fungos conidiais, porém cada táxon, em geral,

Tabela 1. Fungos conidiais identificados em folheto de *C. melchiorii* Gleason e *C. nemorosa* G. Mey. na Serra da Jibóia, BA, Brasil, no período de outubro/2005 a junho/2006.

Espécies	<i>Clusia melchiorii</i>					<i>Clusia nemorosa</i>					Total
	Coletas					Coletas					
	01	02	03	04	05	01	02	03	04	05	
<i>Anungitea globosa</i> Sutton & Hodges					X						1
<i>Ardhachandra cristaspora</i> (Matsush.) Subram. & Sudha	X	X	X	X	X						5
<i>A. selenoides</i> (de Hoog) Subram. & Sudha	X		X	X							3
<i>Atrosetaphiale flagelliformis</i> Matsush.	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	10
<i>Beltrania querna</i> Harkn.	X		X	X	X	X		X			6
<i>B. rhombica</i> Penz.	X	X	X	X	X		X				6
<i>Beltrania</i> sp. 1			X		X						2
<i>Beltrania</i> sp. 2			X	X							2
<i>Beltraniella amoena</i> Castañeda, Cano & Guarro				X	X						2
<i>B. portoricensis</i> (Stevens) Piroz. & Patil	X	X	X		X	X	X	X	X	X	9
<i>Beltraniopsis</i> sp.	X		X								2
<i>Chaetendophragma triangularis</i> Matsush.				X							1
<i>Chaetopsina fulva</i> Rambelli	X	X	X	X	X					X	6
<i>Chalara alabamensis</i> Jones & Ingram.	X	X			X	X	X	X		X	7
<i>Circinotrichum falcatisporum</i> Piroz.										X	1
<i>C. olivaceum</i> (Speg.) Piroz.			X			X	X	X	X	X	6
<i>C. papakurae</i> Hughes & Piroz.			X	X						X	3
<i>Cladosporium cladosporioides</i> (Fresen.) de Vries					X						1
<i>C. oxysporum</i> Berk. & Curtis						X					1
<i>Clonostachys compactiuscula</i> (Sacc.) Hawksworth & Gams		X	X	X	X		X				5
<i>Cryptophiale guadalcanalensis</i> Matsush.					X					X	2
<i>C. kakombensis</i> Piroz.	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	10
<i>C. udagawae</i> Piroz. & Ichinoe	X					X	X	X	X	X	6
<i>Cryptophialoidea fasciculata</i> Kuthub. & Nawawi						X		X			2
<i>Curvularia senegalensis</i> (Speg.) Subram.			X								1
<i>Cylindrocladium candelabrum</i> Viégas			X								1
<i>C. naviculatum</i> Crous & Wingf.	X										1
<i>Dactylaria belliana</i> Paulus, Gadek & Hyde						X					1
<i>D. ficusicola</i> Paulus, Gadek & Hyde	X	X	X	X	X						5
<i>D. fusiformis</i> Shearer & Crane		X	X	X	X						4
<i>Dictyochaeta</i> sp. 1			X								1
<i>Dictyochaeta</i> sp. 2			X								1
<i>Dictyochaeta</i> sp. 3				X							1
<i>Dictyosporium bulbosum</i> Tzean & Chen					X						1
<i>D. digitatum</i> Chen, Hwang & Tzean				X							1
<i>D. elegans</i> Corda		X	X	X						X	4
<i>Diplocладиella cornutumida</i> Barbosa, Gusmão & Castañeda				X							1
<i>Flosculomyces floridaensis</i> Sutton							X	X	X	X	4
<i>Guedea novae-zelandiae</i> Hughes										X	1
<i>Gyrothrix circinata</i> (Berk. & Curtis) Hughes							X	X			2
<i>G. magica</i> Lunghini & Onofri		X	X	X	X						4
<i>G. microsperma</i> (Höhn.) Piroz.			X	X						X	3
<i>G. verticiclada</i> (Goid.) Hughes & Piroz.		X		X	X			X		X	5
<i>Gyrothrix</i> sp. 1					X						1
<i>Henicospora coronata</i> Sutton & Kirk	X										1
<i>H. minor</i> Kirk & Sutton						X					1
<i>Idriella ramosa</i> Matsush.			X			X				X	3
<i>I. setiformis</i> Castañeda & Arnold			X	X		X	X	X		X	6
<i>Kylindria pluriseptata</i> Castañeda	X	X		X							3
<i>Kionochaeta ramifera</i> (Matsush.) Kirk & Sutton	X	X	X								3
<i>Paliphora intermedia</i> Alcorn	X										1
<i>Paraceratocladium polysetosum</i> Castañeda	X					X					2
<i>P. silvestre</i> Castañeda			X	X							2
<i>Parasympodiella laxa</i> (Subram. & Vittal) Ponnappa		X	X	X	X		X	X		X	7
<i>Pleurophragmium varieseptatum</i> Matsush.								X			1
<i>Pseudobeltrania</i> sp.	X					X	X	X	X	X	6

continua

Tabela 1 (continuação)

Espécies	<i>Clusia melchiorii</i>					<i>Clusia nemorosa</i>					Total
	Coletas					Coletas					
	01	02	03	04	05	01	02	03	04	05	
<i>Pseudobotrytis terrestris</i> (Timonin) Subramanian		X					X				2
<i>Satchmopsis brasiliensis</i> Sutton & Hodges				X	X					X	3
<i>Selenodriella fertilis</i> (Piroz. & Hodges) Castañeda & Kendr.				X							1
<i>S. peramosa</i> Kendr. & Castañeda		X	X	X	X	X			X		6
<i>Selenosporella curvispora</i> Arnaud		X				X					2
<i>Speiropsis scopiformis</i> Kuthub. & Nawawi	X	X	X	X	X	X	X			X	8
<i>Sporendocladia bactrospora</i> (Kendrick) Wingf.					X	X			X	X	4
<i>Stachybotrys kampalensis</i> Hansf.			X								1
<i>S. longispora</i> Matsush.			X	X	X						3
<i>S. parvispora</i> Hughes		X				X					2
<i>Subulispora longirostrata</i> Nawawi & Kuthub.			X								1
<i>Thozetella cristata</i> Piroz. & Hodges	X	X	X	X	X	X	X			X	8
<i>T. cubensis</i> Castañeda & Arnold				X							1
<i>Umbellidion radulans</i> Sutton & Hodges		X		X	X	X	X			X	6
<i>Vermiculariopsiella cornuta</i> (Rao & de Hoog) Nawawi, Kuthub. & Sutton	X		X		X						3
<i>Verticillium theobromae</i> (Turconi) Mason & Hughes	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	10
<i>Volutella minima</i> Höhn.				X	X	X					3
<i>Volutella</i> sp. 1	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	10
<i>Volutella</i> sp. 2				X	X						2
<i>Wiesneriomyces laurinus</i> (Tassi) Kirk					X						1
<i>Zygosporium echinosporum</i> Bunting & Mason						X	X	X	X	X	5
<i>Z. gibbum</i> (Sacc., Rousseau & Bommer) Hughes		X	X	X	X	X	X	X	X	X	9
<i>Z. masonii</i> Hughes			X	X	X			X			4
Total	24	26	39	39	36	27	21	20	13	28	273

tem baixa frequência e constância no substrato. Esses dados preliminares e pioneiros devem subsidiar estudos de natureza mais ampla, contribuindo para melhor entendimento da importância dos fungos conidiais na decomposição do folhedo.

Agradecimentos

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela bolsa de Mestrado (Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos/UFPE), concedida ao primeiro autor; ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), pelos auxílios concedidos ao segundo (Bolsa PQ) e terceiro autores, no Edital Universal (proc. 471619/04-3).

Referências bibliográficas

Bills, G.F. & Polishook, J.D. 1994. Abundance and diversity of microfungi in leaf litter of a lowland rainforest in Costa Rica. *Mycologia* **86**: 187-198.

Carvalho Sobrinho, J.G. & Queiroz, L.P. 2005. Composição florística de um fragmento de Mata Atlântica na Serra da Jibóia, Santa Terezinha, Bahia Brasil. *Sitientibus* **5**: 20-27.

Dajoz, R. 1983. *Ecologia Geral*. Rio de Janeiro, Ed. Vozes.

Dix, N.I. & Webster, J. 1995. *Fungal Ecology*. Cambridge, University Press.

Ellis, M.B. 1976. *More Dematiaceous Hyphomycetes*. Kew, Commonwealth Mycological Institute.

Farr, D.F.; Bills, G.F.; Chamuris, G.P. & Rossman, A.Y. 1989. *Fungi on Plants and Plant Products in the United States*. St. Paul, The American Phytopathological Society, APS Press.

Grandi, R.A.P. 1998. Hyphomycetes decompositores do folhedo de *Alchornea triplinervea* (Spreng.) Mull. Arg. *Hoehnea* **25**: 133-148.

Grandi, R.A.P. 1999. Hifomicetes decompositores do folhedo de *Euterpe edulis* Mart. *Hoehnea* **26**: 87-101.

Grandi, R.A.P. & Gusmão, L.F.P. 1995. Espécies de *Gyrothrix* (Hyphomycetes) no folhedo de *Cedrela fissilis* Vell. em Maringá, PR, Brasil. *Hoehnea* **22**: 191-196.

Grandi, R.A.P. & Gusmão, L.F.P. 1996. Hyphomycetes decompositores de raízes de *Calathea zebрина* (Sims) Lindl. (Matantaceae), provenientes da Reserva Biológica do Alto da Serra de Paranapiacava, Santo André, SP, Brasil. *Revista Brasileira de Botânica* **19**: 165-172.

- Grandi, R.A.P. & Gusmão, L.F.P. 2002. Hyphomycetes decompositores do folheto de *Tibouchina pulchra* Cogn. **Revista Brasileira de Botânica** 25: 79-87.
- Grandi, R.A.P. & Silva, T.V. 2003. Hyphomycetes sobre folhas de *Caesalpinia echinata* Lam.: ocorrências novas para o Brasil. **Revista Brasileira de Botânica** 26: 489-493.
- Gusmão, L.F.P. & Grandi, R.A.P. 1996. Espécies do grupo *Beltrania* (Hyphomycetes) associadas à folhas de *Cedrela fissilis* Vell. (Meliaceae) em Maringá, PR, Brasil. **Hoehnea** 23: 91-102.
- Gusmão, L.F.P. & Grandi, R.A.P. 1997. Hyphomycetes com conidioma dos tipos esporodóquio e sinema associados à folhas de *Cedrela fissilis* (Meliaceae), em Maringá, PR, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica** 11: 123-133.
- Gusmão, L.F.P.; Grandi, R.A.P. & Milanez, A.I. 2001. Hyphomycetes from leaf litter of *Miconia cabussu* in the Brazilian Atlantic rain forest. **Mycotaxon** 79: 201-213.
- Krebs, C.J. 1989. **Ecological Methodology**. New York, Harper & Row Publishers.
- Lodge, D.J. & Cantrell, S. 1995. Fungal communities in wet tropical forests: variation on time and space. **Canadian Journal of Botany** 73: 1391-1398.
- Maia, L.C. 1983. **Sucessão de fungos em folheto de Floresta Tropical Úmida**. Recife, Ed. Universitária, UFPE.
- Meguro, M.; Vinuesa, G.N. & Delitti, W.B.C. 1979. Ciclagem de nutrientes minerais na mata mesófila secundária - São Paulo. I - Produção e conteúdo de nutrientes minerais no folheto. **Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo** 7: 11-31.
- Mendes, M.A.S.; Silva, V.L.; Dianese, J.C.; Ferreira, M.A.S.V.; Santos, C.E.N.; Gomes Neto, E.; Urban, A.F. & Castro, C. 1998. **Fungos em Plantas no Brasil**. Brasília, Embrapa-SPI/Embrapa-Cenargen.
- Parungao, M.M.; Fryar, S.C. & Hyde K.D. 2002. Diversity of fungi on rainforest litter in North Queensland, Austrália. **Biodiversity and Conservation** 11: 1185-1194.
- Polishook, J.D.; Bills, G.F. & Lodge, D.J. 1996. Microfungi from decaying leaves of two rain forest trees in Puerto Rico. **Journal of Industrial Microbiology** 17: 284-294.
- Santos, E.J. & Cavalcanti, L.H. 1995. Myxomycetes ocorrentes em bagaço de cana armazenado em indústria. **Revista Brasileira de Plantas Medicináveis** 67: 05-22.
- Schoenlein-Crusius, I.H. & Milanez, A.I. 1998. Fungal succession on leaves of *Alchornea triplinervia* (Spreng.) Muell. Arg. submerged in a stream of an Atlantic Rainforest in the State of São Paulo, Brazil. **Revista Brasileira de Botânica** 21: 253-259.
- Trappe, J.M. & Schenck, N.C. 1982. Taxonomy of the fungi forming Endomycorrhizae. Pp. 1-9. In: N.C. Schenck (ed.). **Methods and Principles of Mycorrhizae Research**. St Paul, The American Phytopathological Society.
- Wellbaum, L.; Schoenlein-Crusius I.H. & Santos, V.B. 1999. Fungos filamentosos em folhas de ambiente terrestre e aquático da Ilha dos Eucaliptos, Represa do Guarapiranga, São Paulo, SP. **Revista Brasileira de Botânica** 22: 69-74