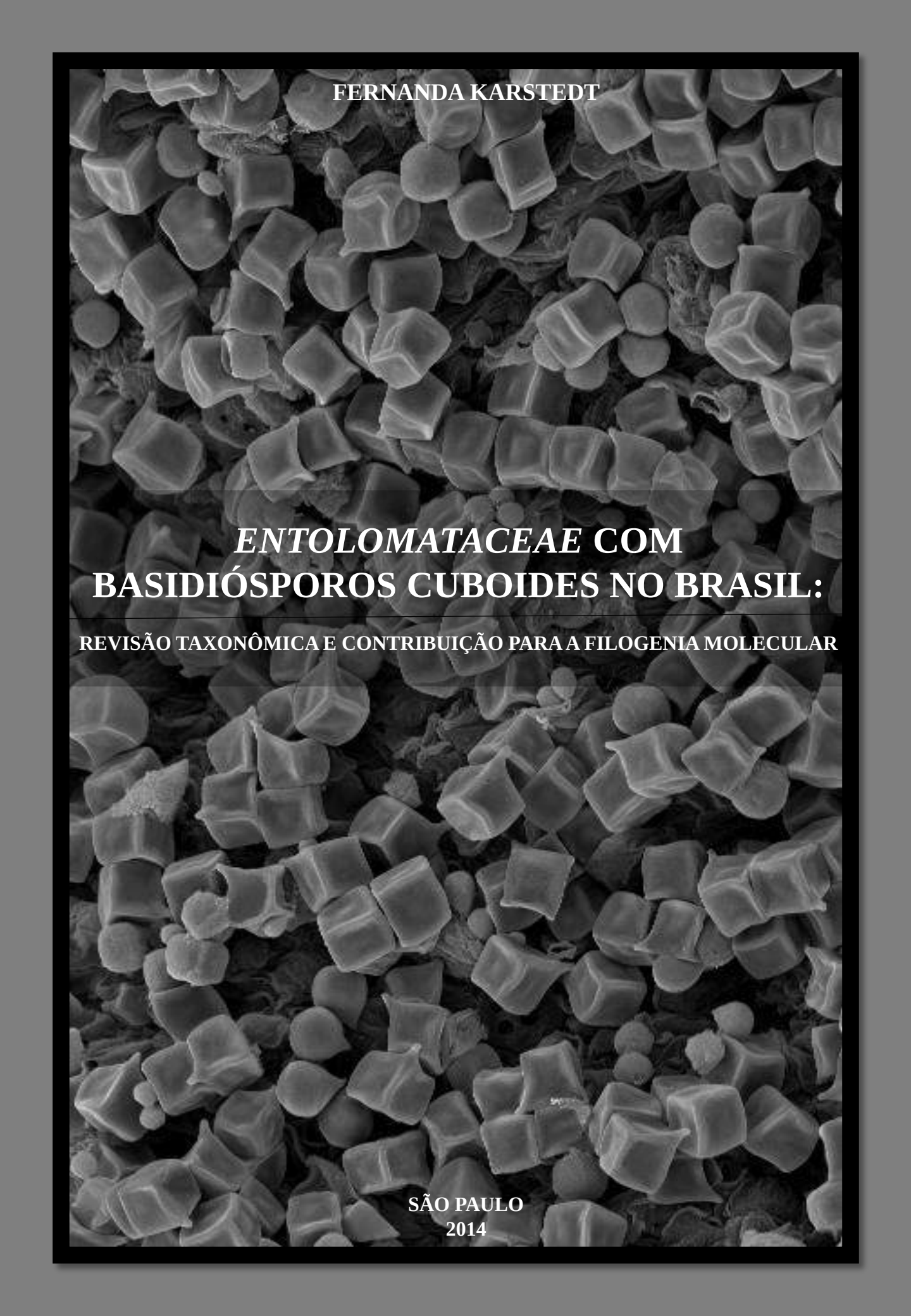




FERNANDA KARSTEDT

***ENTOLOMATACEAE* COM
BASIDIÓSPOROS CUBOIDES NO BRASIL:**

REVISÃO TAXONÔMICA E CONTRIBUIÇÃO PARA A FILOGENIA MOLECULAR

SÃO PAULO
2014

FERNANDA KARSTEDT

***ENTOLOMATACEAE* COM
BASIDIÓSPOROS CUBOIDES NO BRASIL:**

REVISÃO TAXONÔMICA E CONTRIBUIÇÃO PARA A FILOGENIA MOLECULAR

SÃO PAULO

2014

FERNANDA KARSTEDT

***ENTOLOMATACEAE* COM
BASIDIÓSPOROS CUBOIDES NO BRASIL:**

REVISÃO TAXONÔMICA E CONTRIBUIÇÃO PARA A FILOGENIA MOLECULAR

Tese apresentada ao Instituto de Botânica da Secretaria do Meio Ambiente, como parte dos requisitos exigidos para a obtenção do título de DOUTOR em BIODIVERSIDADE VEGETAL E MEIO AMBIENTE, na Área de Concentração de Plantas Avasculares e Fungos em Análises Ambientais.

SÃO PAULO

2014

FERNANDA KARSTEDT

***ENTOLOMATACEAE* COM
BASIDIÓSPOROS CUBOIDES NO BRASIL:**

REVISÃO TAXONÔMICA E CONTRIBUIÇÃO PARA A FILOGENIA MOLECULAR

Tese apresentada ao Instituto de Botânica da Secretaria do Meio Ambiente, como parte dos requisitos exigidos para a obtenção do título de DOUTOR em BIODIVERSIDADE VEGETAL E MEIO AMBIENTE, na Área de Concentração de Plantas Avasculares e Fungos em Análises Ambientais.

ORIENTADORA: DRA. MARINA CAPELARI

Ficha Catalográfica elaborada pelo **NÚCLEO DE BIBLIOTECA E MEMÓRIA**

Karstedt, Fernanda

K18en Entolomataceae com basidióporos cuboides no Brasil: revisão taxonômica e contribuição para a filogenia molecular / Fernanda Karstedt -- São Paulo, 2014. 188 p. il.

Tese (Doutorado) -- Instituto de Botânica da Secretaria de Estado do Meio Ambiente, 2014

Bibliografia.

1. Basidiomicetos. 2. Agaricales. 3. Taxonomia. I. Título

CDU: 582.284

*Ao meu noivo, Daylton Carlor Romão,
meu alicerce durante esses quatro anos.*

...dê nome a todas as coisas.

Gênesis 2.19

Agradecimentos

Ao Instituto de Botânica e ao Programa de Pós-graduação em Biodiversidade Vegetal e Meio Ambiente pela infraestrutura e suporte oferecidos.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) pela concessão de bolsa de doutorado (processo FAPESP 2010/10218-5) e pela bolsa de estágio de pesquisa no exterior (processo FAPESP 2012/21567-6), imprescindíveis para o desenvolvimento desta tese.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão de bolsa de doutorado durante os primeiros quatro meses e pelo apoio financeiro ao projeto “Mata Atlântica e Floresta Amazônica: diversidade e potencialidades de *Agaricales*, *Polyporales*, gasteromicetos e fungos zoospóricos” (CAPES/PNADB 23038.000043/2010-43).

À Dra Marina Capelari, minha orientadora, por todo apoio, disponibilidade, dedicação e perseverança para a realização deste trabalho. Sem você este trabalho não existiria. O meu muito obrigada!!!

À Dra. Sarah E. Bergemann, da Middle Tennessee State University, pela recepção e apoio durante o estágio de pesquisa no exterior.

À Dra. Helen Maria Pontes Sotão, ao Dr. Iuri Goulart Baseia e à Dra. Noemia Kazue Ishikawa, pelo apoio e suporte nas coletas em Belém/PA, Natal/RN e Manaus/AM, respectivamente.

À Dra. Maria Alice de Neves, Dra. Rosana Maziero e mestre Altieles C. Magnago pela disponibilização de coleções imprescindíveis para o enriquecimento deste trabalho.

Aos administradores, vigilantes, pessoal da manutenção e guias do Complexo Reserva Particular do Patrimônio Natural Serra Bonita (RPPN Serra Bonita, I, II, IV), da Floresta Nacional de Caxiuanã, dos Parques Estadual Dunas de Natal, Nacional do Caparaó, Nacional Serra dos Órgãos, Estadual das Fontes do Ipiranga, Nacional do Iguaçu, Nacional Serra do Itajaí, Nacional São Joaquim, Nacional Aparados da Serra e Serra Geral, das Reservas Biológica de Paranapiacaba, Particular do Patrimônio Natural Emílio F. Battistella e Particular do Patrimônio Natural Figueira Branca, Particular do Patrimônio Natural Volta Velha e Unidade de Conservação Ambiental Desterro pela recepção e por todo o apoio oferecido para as coletas.

Aos curadores dos herbários BAFC, CORT, FLOR, INPA, K, L, LE, MG, PDD, SFSU, SP, TENN, UFRN, ZT e WU pelo empréstimo dos materiais para estudo. Em especial à Dra.

Adriana de Mello Gugliotta e à Cecília Mayumi, do herbário SP, pelo grande suporte com preparo de depósito dos materiais, empréstimos e devoluções, além de envio de coleções ao estágio no exterior.

Aos membros da banca do exame de qualificação, Dra. Agostina Virgina Marano, Dra. Carmem L.A. Pires-Zotarelli e Dra. Valéria Cassiano, pelas sugestões.

Aos membros da banca da defesa de doutorado, Dr. Denilson Fernandes Peralta, Dra. Maria Alice de Neves, Dr. Marcelo Pinto Marcelli e Dra. Valéria Cassiano, pelas correções e sugestões.

À Dra. Angélica Maria Penteado Martins Dias, coordenadora do INCT dos Hymenoptera Parasitoides da Região Sudeste Brasileira (INCT Hympar Sudeste) e a Luciana Bueno dos Reis Fernandes, que possibilitaram a realização do ponto crítico das amostras para a MEV. À Dra. Luciana Benjamim Benatti do Instituto de Botânica pela paciência e cuidado na realização das fotos em MEV.

A todos os professores do Programa de Pós-graduação em Biodiversidade Vegetal e Meio Ambiente pelos conhecimentos transmitidos e à formação proporcionada.

A todos os funcionários do Instituto de Botânica, em especial aos da Biblioteca e da Secretaria da Pós-graduação, por todo o auxílio durante todos esses anos.

A todos os pesquisadores, funcionários e amigos do Núcleo de Pesquisa em Micologia pelos bons momentos e valiosas contribuições.

Ao Klei Souza, pelo carinho no preparo das ilustrações.

Ao Dr. Tarciso de Sousa Filgueiras, Reserva Ecológica do IBGE, pelo suporte na definição latina para as terminações dos epítetos.

À Soeli Weiss pela revisão do português e carinho.

À Dra. Genevieve M. Gates, Dr. David Ratkowsky, Dr. Machiel E. Noordeloos e Dr. David L. Largent, pela experiência de valor inestimável que cada um me proporcionou, pelos ensinamentos e pelo carinho.

Aos colegas de laboratório, Dr. Nelson Menolli Junior e Dr. Jadson José Souza de Oliveira, Luiz Antônio Silva Ramos, Poliana Cardoso, e aos do laboratório “vizinho”, Ana, Ana Cristina, Bianca, Larissa, Leonice, Maíra, Marcela, Marli, Mauro, Priscila, Ricardo e Viviana pelas discussões e pelas risadas. Ao Jadson, em especial, por ter rodado as análises de máxima verossimilhança.

À minha querida amiga Janaína, pelo carinho, força e correções deste trabalho.

A todos com quem tive oportunidade de conviver nestes quatro anos, aos moradores do alojamento, em especial, à Dinorah com seu jeitão de mãezona. À Antônia Santos por abrir as portas de seu apartamento e pelo carinho e amizade.

À minha família, mais do que especial, por todo amor e incentivo.

Ao Daylton Carlos Romão, amigo e companheiro, pelo apoio incondicional.

Agradeço a todos os seres especiais, muitos não nomeados acima, que fizeram parte de minha vida durante estes quatro anos. Sem vocês, em minha vida, eu não teria conseguido chegar até aqui. Obrigada, o carinho e apoio de vocês foram inestimáveis!

Fernanda Karstedt

RESUMO

As espécies de *Entolomataceae* são caracterizadas pelos basidiósporos rugoso-facetados, ou longitudinalmente sulcados ou angulados, variando de quatro a nove ângulos em perfil. A classificação da família usualmente utiliza o tipo de hábito e de superfície pilear para agrupar os gêneros, e desse modo as espécies com basidiósporos cuboides ocorrem em diferentes gêneros. O presente trabalho teve como objetivo elucidar a relação filogenética das espécies com basidiósporos cuboides. As análises filogenéticas suportaram que as espécies com basidiósporos cuboides estão agrupadas em dois clados fracamente relacionados no clado *Inocephalus*-*Cyanula* e com base nas evidências moleculares e morfológicas dois gêneros novos estão sendo propostos, *Cuboeccilia* e *Cubospora*, diferindo por *Cuboeccilia* ser caracterizada por ter hábito onfalinoide e cystídios fusoides presentes e *Cubospora* por ter hábito variando de micenoide a tricolomatoide e queilocistídios frequentemente clavados. Como resultado, um total de 28 espécies com basidiósporos cuboides foram aceitos para o Brasil, sendo uma espécie nova de *Cuboeccilia*, *C. largentiana*, e 27 espécies de *Cubospora*, das quais 15 são espécies novas para a ciência, *Cubospora amazonica*, *C. arenicola*, *C. azurea*, *C. atlantica*, *C. brasiliensis*, *C. brunneolosquamulosa*, *C. caelesta*, *C. gatesiana*, *C. luteobrunnea*, *C. noordeloosiana*, *C. membranacea*, *C. neotropicalis*, *C. papillata*, *C. rufescens* e *C. vinososquamulosa*; 12 espécies correspondem à combinações novas, das quais duas são ocorrências novas para o Brasil, *C. acutopallida* e *C. luteolamellata* e quatro são ampliações na distribuição para os estados dos quais foram amostradas, *C. caribaea*, *C. cervina*, *C. dragonospora* e *C. lycopersica*. A revisão morfológica das coleções também excluiu a espécie citada para o Brasil *Cubospora avilana* e questiona a citação de *C. kamerunensis*.

Palavras-chave: Agaricales, fungos, diversidade, filogenia, taxonomia

ABSTRACT

Entolomataceae species are characterized by spore shape, which may be bumpy, ridged, or angular with four to nine angles in profile. The generic classification is mainly based on the habit, as well as on the pileae surface. Consequently, the species with cuboidal basidiospores occur within different genera. The aim of this study was to elucidate the relationship of species with cuboidal basidiospores inside the *Entolomataceae* phylogeny. The phylogenetic analyses supported that the studied species grouped into two clades weakly related to the *Inocephalus*-*Cyanula* clade. Therefore, based upon molecular and morphological evidence, two new genera are proposed herewith: *Cuboecilia* and *Cubospora*. *Cuboecilia* is characterized by an omphalinoid habit and fusoid cystidia whereas *Cubospora* is characterized by a mycenoid to tricholomatoid habit and clavate, rarely fusoid cheilocystidia. With the molecular and morphological analysis, a total of 28 species with cuboidal basidiospores were recorded for Brazil, with a new species of *Cuboecilia*, *Cuboecilia largentiana*, and 27 species of *Cubospora*, of which 15 species are new to science, *Cubospora amazonica*, *C. arenicola*, *C. azurea*, *C. atlantica*, *C. brasiliensis*, *C. brunneolosquamulosa*, *C. caelesta*, *C. gatesiana*, *C. luteobrunnea*, *C. noordeloosiana*, *C. membranacea*, *C. neotropicalis*, *C. papillata*, *C. rufescens* and *C. vinososquamulosa*; 12 species correspond to new combinations, two of them being new records for Brazil, *C. acutopallida* and *C. luteolamellata* and four being new records for the states from which they were sampled, *C. caribaea*, *C. cervina*, *C. dragonospora* and *C. lycopersica*. The morphological review of the collections has also ruled out the species *Cubospora avilana* and actually puts to question the citation of *C. kamerunensis*.

Key words: Agaricales, fungi, diversity, phylogeny, taxonomy

SUMÁRIO

<i>Apresentação</i>	xii
INTRODUÇÃO	1
OBJETIVOS	13
MATERIAL E MÉTODOS	14
RESULTADOS E DISCUSSÃO	28
<i>Capítulo I. ESPÉCIES COM BASIDIÓSPOROS CUBOIDES NA FILOGENIA DE ENTOLOMATACEAE</i>	28
<i>Capítulo II. CUBOECCILIA E CUBOSPORA NO BRASIL</i>	54
CONSIDERAÇÕES FINAIS	156
BIBLIOGRAFIA CITADA	158
APÊNDICE	168

Apresentação

O objetivo principal deste presente trabalho foi contribuir para a compreensão das relações filogenéticas das espécies de *Entolomataceae* com basidiósporos cuboides, focando nas espécies de ocorrência no Brasil.

A tese é composta de Introdução, Material e Métodos, Resultados e Discussão e Considerações finais, Bibliografia citada e Apêndices. Os resultados estão divididos em dois capítulos, sendo que o *capítulo I*, realizado em parceria com Dra. Sarah E. Bergemann, Dr. Timothy J. Baroni e Dr. David L. Largent, abrange as análises filogenéticas com o intuito de elucidar a relação das espécies com basidiósporos cuboides com as demais espécies com basidiósporos angulados, incluindo coleções de diferentes partes do mundo e análise de diferentes coleções descritas como portadoras de basidiósporos cuboides ou com quatro ângulos em perfil, resultando na proposição de dois gêneros novos, *Cuboeccilia* e *Cubospora*. O *capítulo II*, dividido em parte 1 e 2, onde a parte 1: taxonomia, apresenta a revisão taxonômica com chave de identificação, descrições morfológicas, ilustrações e fotografias dos basidiomas e de microscopia eletrônica de varredura. A parte 2: filogenia, apresenta a análise filogenética, incluindo a maioria das espécies analisadas e uma caracterização morfológica dos clados internos à *Cubospora*.

Considerando a publicação próxima dos resultados obtidos, as espécies novas contam com epíteto específico, etimologia, descrição morfológica completa e tipo selecionado. Espécies novas com nomes provisórios de outros autores têm os epítetos entre aspas. Os epítetos estão sendo disponibilizados aqui somente para melhor apresentação dos resultados e correta organização do texto. Os novos gêneros, assim como os epítetos das espécies novas e as novas combinações aqui propostas serão validamente publicados em outro local, de modo que esta publicação não deve ser considerada para efeitos taxonômicos, conforme orientado pelos artigos 30.8 e 36.1 do Código Internacional de Nomenclatura Botânica para algas, fungos e plantas, Melbourne (McNeill *et al.* 2012).

Quando da submissão dos artigos serão também providenciados os números de registro no MycoBank e, se necessário, uma diagnose separada em latim ou inglês e as sequências de DNA obtidas serão depositadas no GenBank quando da submissão dos artigos para publicação.

A autora

INTRODUÇÃO

A prática de classificar os seres vivos é um processo mental constantemente executado pelo ser humano, seja consciente ou inconscientemente (James Duff Brown, 1906). Os registros históricos remetem o uso da classificação em seres vivos até Platão (423-348 a.C.) e Aristóteles (384-322 a.C.) que, por exemplo, propôs que as plantas fossem classificadas em árvores, arbustos, ervas e hortaliças.

Ao longo da história da humanidade, diferentes sistemas de classificação foram criados, passando por acréscimos e modificações com o uso de novos métodos e/ou tecnologias, e sendo aceitos ou rejeitados de acordo com novas descobertas e com a filosofia dos taxonomistas. Atualmente os sistemas de classificação tentam associar as características morfológicas e genéticas de modo que expliquem o processo evolutivo.

Quando os fungos macroscópicos são considerados, por exemplo, cogumelos e orelhas-de-pau, o primeiro registro do uso de um sistema de classificação reportado é o de Lineu (1753), que propôs agrupar todas as espécies com estipe, píleo orbicular e himenóforo lamelar em *Agaricus*. Posteriormente, ainda fazendo uso somente de características macroscópicas, Fries (1821, 1822, 1829) agregou à classificação de Lineu a cor do depósito dos esporos, rosado no caso da série *Hyporhodium*. As tribos da série *Hyporhodium* foram agrupadas de acordo com a consistência do basidioma, forma das lamelas e natureza da superfície do píleo e do estipe.

Com a introdução do uso do microscópio óptico, verificou-se que a cor da esporada representava a cor dos basidiósporos, que juntamente com a forma, a presença ou ausência de poro de germinação e o tipo de parede são características importantes na classificação morfológica dos fungos agaricoides.

Atualmente, todas as espécies caracterizadas pela esporada rosada e basidiósporos rugosos ou longitudinalmente sulcados (angulados em vista polar), ou facetados e angulados em todos os perfis, com os ângulos formados a partir do espessamento do episório, pertencem à *Entolomataceae* Kotl. & Pozar emend. Co-David & Noordel, independentemente de possuírem basidiomas agaricoides, cifeloides, secotioides ou gasteroides (Co-David *et al.* 2009).

Os basidiósporos são considerados de importância primária nos estudos taxonômicos de *Agaricales* e em *Entolomataceae* não é diferente (Pegler & Young 1974). As espécies com basidiósporos rugoso-angulados e hábito agaricoide são, tradicionalmente, consideradas como pertencentes ao gênero *Rhodocybe* R. Maire (Baroni 1981); já as com hábito cifeloide em

Rhodocybella T.J. Baroni & Petersen (Baroni & Petersen 1987); as com basidiósporos longitudinalmente sulcados ao gênero *Clitopilus* (Fr.: Rabenh.) P. Kumm. (Singer 1986) e as espécies com basidiósporos angulados, denominadas de entolomatoides, dependendo da classificação adotada, a um único gênero (*Entoloma s.l.*, Co-David *et al.* 2009) ou a 16 gêneros (Horak 1964, 1973, 2008, Pegler 1983, 1986, Singer 1986, Baroni 1990, Orton 1991a,b, Largent 1994, Baroni & Lodge 1998, Kirk *et al.* 2008, Baroni *et al.* 2011).

De acordo com Kirk *et al.* (2008) *Entolomataceae* compreende mais de mil espécies, no entanto no Index Fungorum existem referenciados 2113 epítetos somente para o gênero *Entoloma* (<http://www.indexfungorum.org/names/Names.asp>, consultado em 15/09/2014). Descrições morfológicas detalhadas dos gêneros e da família podem ser encontradas em Romagnesi & Gilles (1979), Noordeloos (1981, 1992, 2004), Largent (1994) e Karstedt (2010).

BASIDIÓSPOROS

Os basidiósporos são provenientes da reprodução sexuada dos fungos *Basidiomycota* e são formados em células modificadas e especializadas, os basídios. A formação dos basidiósporos inicia-se com a cariogamia, seguido de meiose e uma divisão nuclear, gerando, normalmente, quatro basidiósporos (Cléménçon 2004).

O primeiro registro de um basídio com esporos foi realizado por O.F. Müller em 1780, sendo que o termo “spora” foi proposto por J.Hedwig em 1788 e o termo “basidium” por J.H. Léveillé em 1837 (Cléménçon 2004).

Em *Entolomataceae*, os basidiósporos são inicialmente esféricos, globosos e lisos e as arestas, os ângulos e consequentemente as faces são adquiridos gradualmente durante o desenvolvimento (figura 1). A primeira face a aparecer é a apical e as demais vão sendo formadas do topo para a base (Pegler & Young 1979, Cléménçon 2004). Esta ornamentação, as arestas, são formadas pelo espessamento do epicório que parece ser contínuo com o euspório (Besson-Antoine & Kühner 1972a,b, Co-David *et al.* 2009).

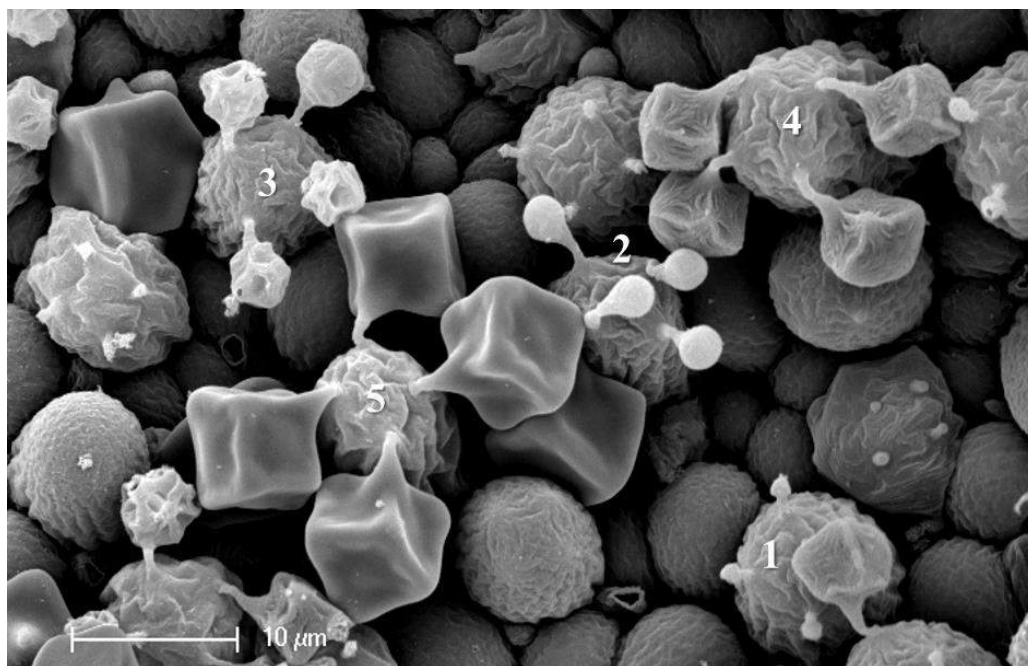


Figura 1. Fotografia em microscopia eletrônica de varredura (MEV) de fragmento de lamela de *Cubospora gatesiana* (ACM499) com as fases de desenvolvimento de um basidiósporo cuboide: inicialmente globosos (1, 2), depois formando os ângulos (3, 4) e maduros (5).

O primeiro autor a observar o formato dos basidiósporos de *Entolomataceae* em microscópio óptico foi Fayod (1889) que os caracterizou como angulados em todas as posições e ângulos de visão, com coeficiente (Q) e número de faces variáveis, afirmando ainda, que todos os basidiósporos poderiam ser reduzidos à forma geométrica básica de um prisma alongado para uma forma tetraédrica.

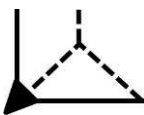
Kühner & Boursier (1929) concluíram que há dois tipos de basidiósporos angulados. O tipo 1 tem o apêndice hilar posicionado entre uma face longa, simples e basal e uma face adaxial (tabela 1), sendo dividido em três grupos dependendo do número de ângulos da face ventral (geralmente oposta ao hilo). O tipo 2 tem o apêndice hilar posicionado entre três faces com um par de faces diédricas formando a base (tabela 1), compondo dois grupos principais dependendo do número de ângulos da face ventral. Também observaram que, embora exista uma predominância do tipo de basidiósporo presente em um basidioma, era possível verificar a presença de basidiósporos anômalos, com um número diferente de faces e ângulos.

Romagnesi (1932, 1933 *apud* Pegler & Young 1979; 1937) renomeou os tipos de base proposto por Kühner & Boursier (1929), denominando o tipo 1 como assimétrico e o tipo 2 como simétrico. Observando o número e a posição dos ângulos em uma visão dorsi-ventral (atualmente denominado “em perfil”) e frontal e associando-os aos coeficientes e aos termos

simples e complexo, Romagnesi (1937) dividiu os basidiósporos de *Entolomataceae* em nove tipos diferentes, sendo quatro tipos assimétricos e cinco tipos simétricos.

Os basidiósporos de *Entolomataceae* são bilateralmente simétricos, o que torna confuso os termos assimétrico e simétrico propostos por Romagnesi (1937), sendo assim Pegler & Young (1978) propuseram a substituição por base simples e base diédrica, respectivamente.

Tabela 1. Evolução da nomenclatura adotada para a base dos basidiósporos de *Entolomataceae*

Esquema da base dos basidiósporos	Kühner & Boursier (1929)	Romagnesi (1937)	Pegler & Young (1978)
	Tipo 1 (prismático)	Assimétrico	Base simples
	Tipo 2 (cuboide)	Simétrico	Base diédrica

Visando uma melhor caracterização dos basidiósporos, Pegler & Young (1978, 1979) utilizaram microscopia eletrônica de varredura (MEV) para estudar a geometria dos basidiósporos de diferentes gêneros. Considerando o número e a organização das faces, 12 tipos de basidiósporos foram identificados, sendo sete com base simples e cinco com base diédrica, variando de cinco faces, denominado tipo prismático, a 13 faces, denominado tipo pouzaromyces. Entre os doze tipos, o basidiósporo tipo cuboide é definido como sendo formado por seis faces quadrangulares, compreendendo uma face adaxial depressa, um par diédrico de faces laterais que se encontram na região apico-adaxial, uma face abaxial grande e um par de faces laterais diédricas que formam a base do basidiósporo.

Romagnesi (1937) foi o primeiro a propor uma classificação para as espécies entolomatoides utilizando características dos basidiósporos. Combinou os tipos dos basidiósporos com o odor e hábito dos basidiomas, higrofanía do píleo e tipo de superfície pilear na proposição de 14 seções para as espécies entolomatoides, reformulando assim a classificação de Fries (1821). Posteriormente, a classificação foi expandida para 24 seções (Romagnesi 1941); para 35 seções (Romagnesi 1974) e para 40 seções (Romagnesi & Gilles (1979), com a inclusão de espécies tropicais, uma vez que a primeira classificação proposta foi elaborada apenas com base em espécies da zona temperada e predominantemente européias. As seções e os sistemas de classificação propostos foram adotados por Singer (1943, 1975, 1986), Kühner & Romagnesi (1953 *apud* Pegler & Young 1979), Noordeloos (1992, 2004) e Largent (1994)

com alguns táxons em diferentes *status*, alguns nomes novos e, em alguns casos, com interpretações de definição diferenciadas.

Embora Pegler & Young (1979) defendessem que o arranjo das faces dos basidiósporos poderiam oferecer um guia para elucidar as relações taxonômicas do grupo, verificaram que quando considerados os gêneros (Kummer 1871 *apud* Pegler & Young 1979, Largent 1974) ou subgêneros (Romagnesi 1941, 1974, Singer 1975) entolomatoides, a forma dos basidiósporos variava dentro e entre os gêneros/subgêneros, com pouco suporte em nível de seção. A única excessão em nível genérico foi a dos basidiósporos sempre heterodiamétrico-elípticos, tipo pouzaromyces, encontrados somente nas espécies do gênero *Pouzarella* Mazzer (= *Pouzaromyces* Pilát).

A maioria dos estudos recentes utilizam somente o coeficiente (Q) e o número de ângulos em perfil (Largent 1994, Noordeloos 1992, 2004, Noordeloos & Gates 2012) para caracterizar os basidiósporos. Possivelmente, porque as características necessárias para definir exatamente qual o tipo de basidiósporo – número e organização de faces, arestas e ângulos – são de difícil visualização em microscopia óptica, na qual observa-se somente as laterais e o perfil dos basidiósporos.

ESPÉCIES COM BASIDIÓSPOROS CUBOIDES

De acordo com a classificação de Pegler & Young (1978, 1979), basidiósporos do tipo cuboide são aqueles formados por seis faces quadrangulares. Horak (1976a) definiu basidiósporos cuboides como aqueles onde é possível visualizar seis faces, unicamente movendo o foco do microscópio, e basidiósporos quadrados àqueles que em microscopia óptica é possível visualizar somente um perfil quadrado ou retangular.

Mundialmente, cerca de 120 espécies foram descritas como tendo basidiósporos cuboides (Pegler & Young 1978, 1979) ou com quatro ângulos em perfil (Horak 1976a), ou ainda denominados tetraédricos (Murrill 1911, Romagnesi 1941, 1956, Baker & Dale 1951, Dennis 1953, 1961, Stevenson 1962, Singer 1965, 1973, Hesler 1967, Horak 1973, 1976a,b, 1977, 1979, 1980, 1982, 2008, Largent 1977, 1994, Pegler 1977, 1978a,b, 1983, 1997, Romagnesi & Gilles 1979, Capelari 1989, Noordeloos 1992, Horak & Desjardim 1993, Putzke & Cavalcanti 1997, Baroni & Lodge 1998, Baroni & Halling 2000, Eyssartier *et al.* 2001, Natarajan & Ravidran 2003, Halling & Mueller 2005, Manimohan *et al.* 2006, Noordeloos &

Hausknecht 2007, Largent *et al.* 2008, Li *et al.* 2009, Aime *et al.* 2010, Largent & Abell-Davis 2011, He *et al.* 2012a, Pradeep *et al.* 2012, 2013, Coimbra *et al.* 2013, Largent *et al.* 2013a,b, Karstedt & Capelari 2013), com mais de 80% das espécies representadas somente pelo tipo nomenclatural.

Embora predominantemente tropicais e subtropicais (figura 2), apenas 14 espécies com basidiósporos cuboides foram registradas para o Brasil (tabela 2).

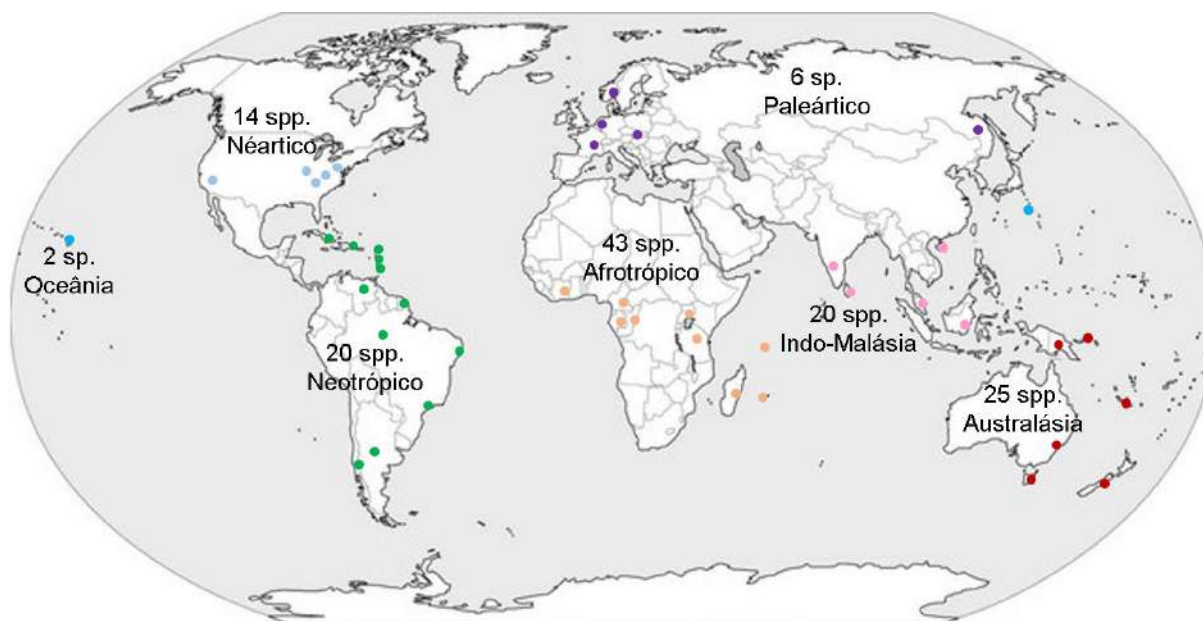


Figura 2. Mapa mundial com a localização de espécies com basidiósporos cuboides (círculos) e o número de espécies registradas por ecorregião (Olson *et al.* 2001).

Horak (1976a) foi o primeiro a compilar as espécies com basidiósporos cuboides, e com base nas 43 espécies estudadas chegou a conclusão de que não há correlação evidente entre a forma cuboide dos basidiósporos e a morfologia macroscópica dos basidiomas.

Atualmente, as mais de 120 espécies com basidiósporos cuboides são encontradas em *Alboleptonia* Largent & Benedict, *Claudopus* Gillet, *Entoloma* (Fr.) P. Kumm., *Inocephalus* (Noordel.) P.D. Orton, *Nolanea* (Fr.) P. Kumm., *Leptonia* (Fr.) P. Kumm., *Trichopilus* (Romagn.) P.D. Orton, *Richoniella* Constantin & L.M. Dufour, oito dos 19 gêneros que compreendem a família. Isto ocorre, porque as características consideradas mais significativas e utilizadas principalmente na delimitação genérica são o hábito do basidioma e a morfologia macro e microscópica da superfície do píleo, em detrimento da morfologia dos basidiósporos.

Tabela 2. Espécies de *Entolomataceae* com basidiósporos cuboides registradas no Brasil

Espécie	Estado	Referência
<i>Entoloma caribaeum</i> (Pegler) Courtec. & Fiard	PE	Coimbra <i>et al.</i> (2013)
<i>Entoloma dragonosporum</i> (Singer) E. Horak	AM, PE, PR	Singer (1965 como <i>Rhodophyllus dragonosporus</i>), Horak (1982), Singer & Aguiar (1986), Meijer (2001, 2006), Wartchow (2006), Coimbra <i>et al.</i> (2013)
<i>Entoloma lycopersicum</i> E. Horak & Singer	AM	Horak 1982
<i>Entoloma murrayi</i> (Berk. & M.A. Curtis) Sacc.	PR	Sobestiansky (2005), Meijer (2006)
<i>Entoloma pinnum</i> (Romagn.) Dennis	PE, PR	Putzke & Cavalcanti (1997), Meijer (2006 como <i>E. cf. pinnum</i>)
<i>Entoloma viscaurantium</i> E. Horak & Singer	AM	Horak (1982)
<i>Inocephalus azureoviridis</i> (E. Horak & Singer) Karstedt & Capelari	AM, PR, SP	Horak (1982 como <i>Entoloma azureoviride</i>), Souza & Aguiar (2004 como <i>E. cf. azureoviride</i>), Karstedt & Capelari (2013)
<i>Inocephalus cervinus</i> Karstedt & Capelari	SP	Karstedt & Capelari (2013)
<i>Inocephalus dennisii</i> (E. Horak) Karstedt & Capelari	SP	Capelari (1989 como <i>Inopilus cf. dennisii</i>), Karstedt & Capelari (2013)
<i>Inocephalus tenuis</i> Karstedt & Capelari	SP	Karstedt & Capelari (2013)
<i>Inocephalus virescens</i> (Berk. & M.A. Curtis) Largent & Abell-Davis	SP	Pegler (1997 como <i>Inopilus virescens</i>), Karstedt & Capelari (2013), Alves & Nascimento (2012)
<i>Inopilus kamerunensis</i> (Bres.) Pegler	SP	Pegler (1997)
<i>Nolanea avilana</i> Dennis	PE, PR, SP	Capelari (1989 como <i>cf.</i>), Meijer (2006 como <i>Entoloma aff. avilana</i>) Coimbra <i>et al.</i> (2013 como <i>Entoloma avilana</i>)
<i>Rhodophyllus fraternus</i> Singer	PE	Singer (1973), Horak (1976a, 1977)

AM = Amazonas, PE = Pernambuco, PR = Paraná, SP = São Paulo

As espécies que possuem hábito colibioide ou onfalinoide de coloração geralmente branca, com superfície do píleo adpresso-fibrilosa e glabrescente são classificadas em *Alboleptonia* (Largent & Benedict 1970, Baroni & Lodge 1998). *Inocephalus* agrupa as espécies de hábito micenoide com superfície do píleo radialmente fibrilosa ou adpresso-fibrilosa e nunca verdadeiramente glabra (Romagnesi 1974, Orton 1991a, Largent 1994, Largent *et al.* 2008), que difere de *Nolanea* que apresenta superfície verdadeiramente glabra e subcútis composta por hifas infladas (Pegler 1983, 1997, Largent 1994). *Leptonia* agrupa as espécies com píleo onde o centro é frequentemente depresso ou umbilicado e a superfície tipicamente escamulosa, tomentosa ou tomentulosa na porção central do disco (Largent 1977, 1994). As espécies com hábito robusto e superfície do píleo coberta por fibrilas sedosas de disposição radial a evidentemente escamosa pertencem à *Trichopilus* (Romagnesi & Gilles

1979, Orton 1991b, Aime *et al.* 2010). As espécies sésseis pertencem à *Claudopus* (Gillet 1876 *apud* Gillet 1878, Horak 1980) e as espécies com hábito gasteroide pertencem à *Richoniella* (Pegler 1978a). No gênero *Entoloma* (Horak 1976a,b, 1977, 1982, Noordeloos 1992, 2004), são consideradas as espécies que estão ou poderiam estar distribuídas nos gêneros acima mencionados, uma vez que alguns autores consideram todas as espécies com basidiósporos angulados em um único gênero, *Entoloma* (Noordeloos 1992, 2004, Horak 2008, Noordeloos & Gates 2012), ou em seu sinônimo *Rhodophyllus* Quél., nome supérfluo (Romagnesi 1941, Romagnesi & Gilles 1979).

Na história taxonômica de *Entolomataceae*, a forma cuboide dos basidiósporos foi utilizada como característica diacrítica para definir três seções, *Entoloma* subgênero *Inocephalus* seção *Psittacini* Romagn., *Entoloma* subgênero *Inocephalus* seção *Laeti* Romagn. e *Entoloma* subgênero *Entoloma* seção *Clitopiloides* Romagn. (Romagnesi 1941, Romagnesi & Gilles 1979, Singer 1986).

Rhodophyllus subgênero *Nolanea* seção *Psittacini* Romagn. foi proposto para abrigar as espécies com píleo cônico, fibriloso-sedoso, com cores vivas (também no estipe e lamelas), azul, verde, verde-amarelo, vermelho e que se assemelham às espécies de *Hygrocybe* seção *Hygrocybe*, com basidiósporos cuboides, margem da lamela frequentemente com elementos diferenciados, ansas e grânulos presentes (Romagnesi 1941, Romagnesi & Gilles 1979). Esta seção foi transferida para *Rhodophyllus* subgênero *Inopilus* por Romagnesi & Gilles (1979) e para *Entoloma* subgênero *Inocephalus* por Singer (1986). A espécie tipo da seção é *Entoloma holocyaneum* (Romagn.) Noordel., considerada por alguns autores como sinônimo de *Entoloma virescens* (Sacc.) E. Horak ex Courtec. (Horak 1976a, Singer 1986). Espécies como *Rhodophyllus lactifluus* Heim., *R. cubisporus* Pat., *Entoloma psittacinum* (Romagn.) E. Horak, *E. azureoviridis* E. Horak e *E. hochstetteri* (Reichardt) G. Stev. também fazem parte desta seção (Romagnesi & Gilles 1979, Singer 1986).

Rhodophyllus subgênero *Nolanea* seção *Laeti* Romagn., na descrição de Romagnesi (1941), é caracterizado como tendo espécies com píleo radialmente e finamente fibriloso, de coloração suave ou vibrante, amarela, vermelha, castanha ou avermelhada, com superfície pilear nunca do tipo paliçada e basidiósporos isodiamétricos, descritos por Romagnesi & Gilles (1979) e Singer (1986) como cuboides somente. Esta seção foi transferida para *Rhodophyllus* subgênero *Inopilus* por Romagnesi & Gilles (1979) e para *Entoloma* subgênero *Inocephalus* por Singer (1986). A espécie tipo da seção, *Entoloma rhodellum* (Romagn.) Noordel. & Co-David, é descrita como tendo basidiósporos cuboides e na ilustração os basidiósporos foram

representados com quatro a seis ângulos (Romagneis 1941, como *Rhodophyllus*). Pertencem a esta seção espécies como *Entoloma chloroides* (Romagn. & Gilles) Noordel. & Co-David, *E. pallidoflavum* (Henn. & E. Nyman) E. Horak e *E. rufum* (Romagn. & Gilles) Noordel. & Co-David (Romagnesi & Gilles 1979 como *Rhodophyllus*), além de *E. kamerunense* (Bres.) E. Horak e *E. lycopersicum* E. Horak & Singer (Singer 1986).

São poucos os trabalhos que adotaram as seções *Psittacini* e *Laeti* (por ex. Romagnesi 1941, Romagnesi & Gilles 1979, Singer 1986). No entanto, as espécies pertencentes a estas duas seções são aceitas em *Inocephalus*, tanto em nível genérico (Largent 1994, Largent *et al.* 2008, Karstedt & Capelari 2013) como subgênero em *Entoloma* (Singer 1986, Noordeloos & Hausknecht 2007, Pradeep *et al.* 2013).

Rhodophyllus subgênero *Entoloma* seção *Clitopiloides* Romagn. abriga espécies com píleo higrófono, geralmente marrom, com centro depresso, ciatiforme ou infundibuliforme, com estipe curto e robusto se comparado com o píleo, com lamelas decurrentes, além de basidiósporos cuboides ou subglobosos, com pigmento vacuolar presente e ansas ausentes (Romagnesi & Gilles 1979). A espécie tipo definida no protólogo foi *Entoloma cyathus* (Romagn. & Gilles) Noordel. & Co-David. Esta seção foi elevada a *Entoloma* subgênero *Clitopiloides* por Noordeloos (1992) e em nível genérico, *Clitopiloides* por Largent (1994). A seção foi proposta para abrigar *E. cyathus* e *E. cuboidosporum* (Beeli) E. Horak; posteriormente *E. costatum* (Fr.) P. Kumm. foi incluída por Noordeloos (1992) no momento em que propôs o novo *status*, sendo que a primeira e a última espécie possuem basidiósporos com quatro a seis ângulos e *E. cuboidosporum* é a única que possui basidiósporos cuboides.

ANÁLISES FILOGENÉTICAS E A FORMA DOS BASIDIÓSPOROS

Entolomataceae é tradicionalmente aceita como uma família monofilética (Pegler & Young 1979, Singer 1986) pela morfologia característica dos basidiósporos. Por esta mesma morfologia, Jülich (1981) propôs a ordem *Entolomatales* Jülich, para agrupar tanto as espécies agaricoides (*Entolomataceae*) como as espécies gasteroides (*Richoniellaceae* Jülich). Embora esta ordem não tenha sido aceita ou mesmo adotada, os estudos moleculares confirmaram a monofilia das espécies com basidiósporos angulados com as espécies gasteroides, cifeloides e secotioides em meio às agaricoides (Co-David *et al.* 2009, Baroni & Matheny 2011, Kinoshita *et al.* 2012). Com base nesses resultados, Co-David *et al.* (2009) propuseram uma emenda na

circunscrição da família *Entolomataceae* que passou a incluir as espécies agaricoides, gasteroides, cifeloides e secotioides.

As espécies de *Entolomataceae* formam dois grandes grupos, diferenciados pela forma dos basidiósporos. O clado rodociboide compreende espécies de *Rhodocybe* e *Clitopilus*, com basidiósporos rugoso-angulados e longitudinalmente sulcados e o clado entolomatoide compreende *Entoloma s.l.*, agrupando as espécies com basidiósporos angulados (Moncalvo *et al.* 2002, Matheny *et al.* 2006, Co-David *et al.* 2009, Baroni & Matheny 2011, Kinoshita *et al.* 2012).

Dentro do clado entolomatoide, as espécies colapsaram em quatro clados: *Inocephalus-Cyanula*, *Nolanea-Claudopus*, *Rodopolioide* e *Prunuloides* (Co-David *et al.* 2009, Kinoshita *et al.* 2012) ou em seis clados: *Inocephalus-Cyanula*, *Nolanea-Claudopus*, *Pouzarella*, *Rodopolioide*, *Entoloma* basal e *Prunuloides* (Baroni & Matheny 2011). O último clado foi posteriormente dividido em *Prunuloides* e *Entociboide* (Baroni *et al.* 2011). Os clados formados e a posição das espécies de diversos gêneros/subgêneros nos distintos clados, sugerem que as classificações genéricas e infragenéricas atualmente utilizadas, como a de Largent (1994) e a de Noordeloos (2004), são artificiais, ou seja, de modo geral os gêneros/subgêneros como propostos, em sua maioria, são parafiléticos ou mesmo polifiléticos.

Pouzarella foi o único gênero/subgênero consistentemente monofilético (Co-David *et al.* 2009, Baroni & Matheny 2011, He *et al.* 2013) tendo como característica diacrítica os basidiósporos heterodiamétrico-elípticos, tipo *pouzaromyces*, com 13 faces (Pegler & Young 1979).

Estudos mais recentes têm oferecido exemplos nos quais os clados formados nas análises filogenéticas podem ser associados às características morfológicas, principalmente aos basidiósporos. O clado *Entociboide* foi caracterizado pelos basidiósporos isodiamétricos formados por seis a dez ângulos e menores que 9 µm, com superfície ornamentada por pústulas onduladas ou arredondadas ou em linhas fragmentadas, não formando faces propriamente ditas (Baroni *et al.* 2011, Bergemann *et al.* 2013, Morgado *et al.* 2013). O clado *Prunuloides* (*sensu stricto*) pode ser reconhecido por basidiósporos irregulares com pelo menos uma face não delimitada por arestas (Morgado *et al.* 2013) e o clado *Rodopolioide* pode ser caracterizado por basidiósporos entolomatoides regulares, que são formados por arestas conectados formando faces (Morgado *et al.* 2013).

No clado *Nolanea-Claudopus* são encontradas espécies de *Alboleptonia*, *Claudopus*, *Entoloma s.l.*, *Leptonia* e *Nolanea* e no clado *Inocephalus-Cyanula* espécies de *Alboleptonia*,

Calliderma, *Entoloma s.l.*, *Leptonia*, *Inocephalus* e *Trichopilus* (Co-David *et al.* 2009, Baroni & Matheny 2011), que compreendem ampla variação micro e macroscópica. Os dados moleculares corroboram Pegler & Young (1978, 1979) que também não encontraram um padrão na forma dos basidiósporos das espécies relacionadas a estes gêneros.

Ainda são poucos os estudos filogenéticos em *Entolomataceae*, e nenhum deles abordou as relações entre as espécies que agregaram nos clados *Nolanea*-*Claudopus* ou *Inocephalus*-*Cyanula* ou testou a importância taxonômica da forma dos basidiósporos. No presente trabalho, a relação filogenética das espécies com basidiósporos cuboides foram estudadas com o intuito de auxiliar na elucidação das relações entre as espécies de *Entolomataceae* e na compreensão de quais características morfológicas são taxonomicamente importantes e úteis na classificação interna da família.

Nas análises moleculares publicadas, embora nenhum trabalho explore as poucas espécies com basidiósporos cuboides incluídas nos estudos, VERIFICOU-SE que as espécies com basidiósporos cuboides agregaram-se em um único clado interno ao clado *Inocephalus*-*Cyanula* (quando este clado está definido). Moncalvo *et al.* (2002) analisaram a região nLSU de 43 espécies, sendo três com basidiósporos cuboides [*Inocephalus quadratus* (Berk. & M.A. Curtis) T.J. Baroni, *I. murrayi* (Berk. & M.A. Curtis) Rutter & Watling e *Rodophyllus lactifluus* R. Heim] que se agruparam em um mesmo clado com espécies de basidiósporos não cuboides com baixo suporte estatístico. Co-David *et al.* (2009) analisaram as regiões nLSU, mtSSU e RPB2 combinadas e as duas espécies com basidiósporos cuboides presentes (*Entoloma procerum* G. Stev. e *E. albidoquadratum* Manim. & Noordel.) formaram um clado que colapsou com espécies portadoras de basidiósporos não cuboides. Baroni *et al.* (2011) e Baroni & Matheny (2011) também estudaram as regiões nLSU, mtSSU e RPB2 combinadas e, pelas análises apresentadas, foi possível observar que as cinco espécies do gênero *Inocephalus* (*I. murrayi* e quatro *Inocephalus* sp.) e onze outras coleções (*E. albidoquadratum*, *E. procerum*, *I. murrayi*, *I. quadratus*, *R. lactifluus* e quatro *Inocephalus* sp.) formaram um clado monofilético com 100% (Baroni *et al.* 2011) e com 69% (Baroni & Matheny 2011) de probabilidade posterior, respectivamente. He *et al.* (2013) utilizaram parte das espécies mencionadas acima e acrescentaram às análises quatro outras coleções com basidiósporos cuboides (*E. aff. luteum*, *E. luteum*, *E. murrayi* e *E. petchii*) que formaram um clado com bom suporte na análise combinada dos três genes, 100% de bootstrap e 1 de probabilidade posterior bayesiana, e quando a análise foi efetuada somente com nLSU, obtiveram suporte somente para probabilidade posterior bayesiana.

He *et al.* (2012b) utilizaram o gene ITS nas análises e incluíram duas espécies com basidiósporos cuboides (*Entoloma luteum* e *E. petchii*) obtendo um clado com bootstrap de 78% e de 68% com *E. flavidum*, estes fracamente relacionados com espécies de *Leptonia*. Kinoshita *et al.* (2012) incluíram nas análises dos genes ITS, nLSU e RPB2 combinados quatro espécies com basidiósporos cuboides, sendo que *E. albidoquadratum*, *E. procerum* e *E. quadratum* formaram um clado com bom suporte estatístico e *E. infundibuliforme* ficou em um ramo próximo, mas independente das demais espécies.

Os trabalhos acima mencionados sugerem que as espécies com basidiósporos cuboides tradicionalmente pertencentes a *Inocephalus* podem formar um grupo monofilético, no entanto não são conclusivos. Uma amostragem maior e incluindo espécies com basidiósporos cuboides identificados como pertencentes a diferentes gêneros se faz necessária para elucidar a relação filogenética destas espécies com as espécies com outros tipos de basidiósporos. A classificação interna de *Entolomataceae* é artificial, com vários gêneros/subgêneros polifiléticos e o reconhecimento de uma característica morfológica que seja filogeneticamente informativa, neste caso a forma cuboide dos basidiósporos, é importante pois poderá dar novas direções aos estudos filogenéticos dentro da família, podendo ser incorporado na definição dos grupos taxômicos e contribuindo para a elaboração de uma classificação mais natural.

OBJETIVOS

O principal objetivo deste trabalho foi contribuir para a compreensão das relações filogenéticas das espécies de *Entolomataceae* com basidiósporos cuboides de ocorrência tropical, especialmente, das espécies ocorrentes no Brasil, com estudos morfológicos e moleculares, e com os seguintes objetivos específicos:

- Revisar as espécies de *Entolomataceae* com basidiósporos cuboides registradas para o Brasil;
 - Efetuar o levantamento de espécies em áreas florestais brasileiras, com descrição e documentação detalhadas;
 - Obter sequências de DNA para melhorar a compreensão das relações filogenéticas entre estas espécies;
 - Estabelecer características de valor taxonômico para a identificação e, possivelmente, para a circunscrição de gêneros.
-

MATERIAL E MÉTODOS

RECUPERAÇÃO E COLETA DE MATERIAL

RECUPERAÇÃO DOS MATERIAIS DAS ESPÉCIES CITADAS PARA O BRASIL

O levantamento foi realizado com base na literatura, em bancos de dados digitais do Herbário Virtual da Flora e dos Fungos do Instituto Nacional de Ciência e Tecnologia e pela consulta aos herbários por mensagem eletrônica ou por visitas.

Todos os materiais levantados e os respectivos tipos foram solicitados para estudo. No entanto, os materiais pertencentes ao Herbário da Universidade de Santa Cruz do Sul (HCB) e ao Herbário do Museu Botânico Municipal (MBM) não estão incluídos nas análises, pois as solicitações de empréstimo não foram atendidas.

COLETA DE MATERIAL

As coletas foram realizadas nos biomas da Floresta Amazônica e da Floresta Atlântica. A escolha dos biomas deu-se pela alta umidade presente nestes biomas que favorecem o crescimento de fungos agaricoides. As áreas de coleta são apresentadas na tabela 3.

COLETA

Os basidiomas encontrados foram coletados inteiros, com o auxílio de um canivete, tomando-se cuidado para não danificar a base do estipe; foram, então, envoltos em folhas de vegetais e acondicionados em sacos de papel com o cuidado de manter bastante ar no interior ou em caixas de plástico com divisórias para evitar danos.

Tabela 3. Local, período e data das coletas

Estado/Município	Local de coleta	Período de coleta
AM/Manaus	Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Bosque da Ciência e V8	04-XII-2010, 11-XII-2010, 23 e 27-VI-2011
AM/Manaus	Reserva Biológica de Campina	10-XII-2010, 30-VI-2011
AM/Manaus	Reserva Florestal Adolfo Ducke	09-XII-2010, 28 e 29-VI-2011
AM/Presidente Figueiredo	Área de Preservação Permanente	10-XII-2010
PA/Belém	Área de Preservação Ambiental Ilha do Combu	20-II-2011
PA/Belém	Área de Pesquisas Ecológicas do Guamá, Reserva do Mocambo	22-II-2011
PA/Barcarena	Terreno de André Cardoso (Alça Viária km 62-63)	18-II-2011
PA/Caxiuana	Floresta Nacional de Caxiuana	10 a 15-II-2011
RN/Natal	Parque Estadual Dunas de Natal	21 a 26-VII-2011
BA/Camacan e Maria Augusta	Complexo Reserva Particular do Patrimônio Natural Serra Bonita (RPPN Serra Bonita, I, II, IV)	24 a 28-III-2011
MG/Alto Caparaó e ES/Pedra Menina	Parque Nacional do Caparaó	15 a 20-III-2011
RJ/Guaramirim, Teresópolis e Petrópolis	Parque Nacional Serra dos Órgãos	05 a 10-I-2011
SP/São Paulo	Parque Estadual das Fontes do Ipiranga	18-XII-2010, 01 e 03-III-2011
SP/Santo André	Reserva Biológica de Paranapiacaba	11-VIII-2010
PR/Foz do Iguaçu	Parque Nacional do Iguaçu	04 a 08-XI-2010
SC/Blumenau	Parque Nacional Serra do Itajaí	26-I-2011
SC/Corupá	Reserva Particular do Patrimônio Natural Emílio F. Battistella	12-XI-2011
SC/Gaspar	Reserva Particular do Patrimônio Natural Figueira Branca	30-VII-2010, 03-VIII-2010, 04 e 07-X-2010, 25-I-2011, 06-I-2012
SC/Florianópolis	Unidade de Conservação Ambiental Desterro	02-X-2010
SC/Itapoá	Reserva Particular do Patrimônio Natural Volta Velha	10 e 11-XI-2011
SC/Urubici	Parque Nacional São Joaquim	03 a 05-I-2012
RS/Cambará do Sul e SC/Praia Grande	Parque Nacional Aparados da Serra e Serra Geral	19 a 22-I-2011

AM: Amazônia, BA: Bahia, ES: Espírito Santo, MG: Minas Gerais, SC: Santa Catarina, PR: Paraná, SP: São Paulo, RJ: Rio de Janeiro, RN: Rio Grande do Norte, RS: Rio Grande do Sul

DESCRIÇÃO MACROSCÓPICA

Os basidiomas foram descritos ainda no campo, pois a maioria das características macroscópicas, extremamente importantes para a identificação, são perdidas quando o material é desidratado. As características observadas e anotadas foram hábito e habitat; tamanho, forma, coloração, superfície e consistência do píleo e do estipe; fixação das lamelas ao estipe, coloração, margem, espaçamento e número de lamélulas. A nomenclatura morfológica foi baseada, principalmente, nos trabalhos de Fidalgo & Fidalgo (1967) e Largent (1986) e as cores, em cartas de cores (Küppers 2002, Edinburgh Royal Botanic Garden 1969).

ILUSTRAÇÃO MACROSCÓPICA

Os basidiomas foram fotografados no campo como uma ferramenta adicional para a descrição macroscópica e documentação, juntamente com escala de cor e de medida.

MATERIAL PARA EXTRAÇÃO DE DNA

Todo o material com mais de um basidioma ou basidioma maior que dois centímetros de diâmetro teve fragmento separado para extração de DNA. Os fragmentos foram acondicionados em vidro de penicilina com sílica gel, congelados, liofilizados e armazenados em geladeira, para posterior extração de DNA.

HERBORIZAÇÃO E CONSERVAÇÃO

Após a descrição macroscópica, os basidiomas foram secos em desidratador portátil com temperatura de aproximadamente 50°C. No laboratório do Núcleo de Pesquisa em Micologia, os materiais foram novamente desidratados em estufa com circulação de ar, sob temperatura de aproximadamente 40/50 °C. Depois de desidratado, o material foi acondicionado em saco plástico de polipropileno e selado e os materiais de tamanho reduzido

foram guardados em placas de petri de polipropileno herméticas, de cinco centímetros de diâmetro. A escolha do polipropileno ocorre pelo fato deste tipo de plástico apresentar poros de menor diâmetro que dificultam a entrada de umidade, favorecendo a conservação do espécime. Os materiais, junto com a descrição macroscópica e demais informações foram acondicionados em envelopes ou em caixas de papelão.

Os exemplares identificados foram incorporados no Herbário do Instituto de Botânica (SP) ou nos herbários vinculados aos locais de coleta. Os acrônimos dos herbários estão mencionados junto aos materiais examinados e seguem o Index Herbariorum (Thiers 2014).

MICROSCOPIA

MICROSCOPIA ÓPTICA

Para a análise em microscopia óptica, cortes a mão livre foram realizados em seções transversais às lamelas, para observação das estruturas do himênio e da trama da lamela (Largent *et al.* 1977), em seções radiais ao píleo, para observação da superfície pilear e longitudinais ao estipe, para observação da superfície do estipe. Os cortes foram hidratados com solução de KOH 5% ou NH₄OH 5%, que favorece a visualização dos pigmentos, e corados com Vermelho Congo. Os cortes, entre lâmina e lamínula, foram analisados em microscópio Olympus BX 50.

Para os materiais em que a reidratação do material não foi bem sucedida adotou-se uma técnica alternativa com imersão em álcool etílico 70% por cinco minutos ou por 24 horas. Embora ocorrendo resultados positivos, ainda houve casos em que as microestruturas permaneceram colapsadas após as tentativas de reidratação.

As seguintes estruturas foram analisadas: tamanho, coloração, simetria, número de ângulos e hilo evidente ou não dos basidiósporos; tamanho, forma, coloração, parede e número de esterigmas dos basídios; tamanho, forma, coloração, parede e tipo de cistídio; arranjo, coloração e hifas da trama da lamela e do contexto; tipo, coloração e hifas da superfície pilear e do estipe. Nas hifas foram observados diâmetro, forma, coloração, incrustação, septação e parede. Para cada estrutura foram realizadas no mínimo 10 mensurações, tomando as medidas de comprimento e largura dos basídios (sem esterigmas) e cistídios; nas medidas das hifas não diferenciadas foi considerado somente o diâmetro. A nomenclatura foi baseada, principalmente,

nos trabalhos de Fidalgo & Fidalgo (1967), Largent *et al.* (1977), Largent (1994), Noordeloos (1981, 1992) e Clemençon (2004).

Usualmente os basidiósporos de *Entolomataceae* são medidos considerando o comprimento tendo como base o apêndice hilar e a largura. Para os basidiósporos cuboide a medida é realizada utilizando as quatro faces como referência (figura 3.a).

Neste trabalho foi verificado que os basidiósporos cuboide apresentam variações de um cubo regular a um cubo com as faces depressas ou um cubo com os ângulos levemente a extremamente proeminentes. Para diferenciar os tipos de basidiósporos cuboide, medidas adicionais àquelas tradicionalmente utilizadas foram realizadas:

- medida sem as projeções: o basidiósporo é medido sem os ângulos proeminentes, nas depressões (figura 3.b);
- medida com as projeções: o basidiósporo é medido a partir da extremidade de um dos ângulos proeminentes a outro levando-se em conta a forma cuboide (figura 3.c);
- medida em diagonal: o basidiósporo é medido a partir da extremidade de um dos ângulos proeminentes a outro, em diagonal (figura 3.d).

Para os basidiósporos, a média aritmética (x_m), o desvio padrão ($\pm$), o índice Q, que representa a variação do quociente entre o comprimento e a largura de cada basidiósporo, além da média (Q_m) e o desvio padrão ($\pm$) de Q foram calculados.

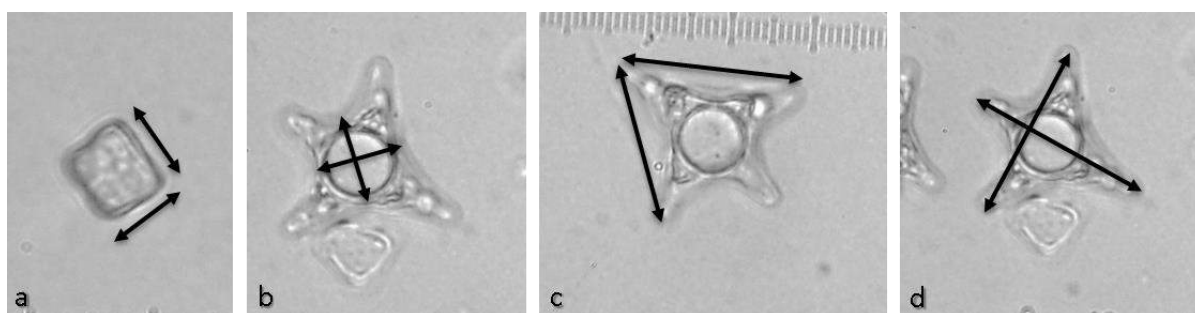


Figura 3. Esquema das formas de obtenção das medidas de basidiósporos cuboide. **a.** Basidiósporos cuboide regulares, comprimento e largura. **b-d.** Basidiósporos com ângulos proeminentes: **b.** medidas sem as projeções, **c.** medidas com as projeções e **d.** medida em diagonal.

O total de microestruturas medido é apresentado pela fórmula $n = x/y$, onde x é o número de microestruturas medidas e y o número de basidiomas aos quais as microestruturas pertencem.

Durante as análises os basidiósporos, basídios, cistídios e, quando possível, a superfície pilear foram ilustrados utilizando câmara clara acoplada ao microscópio.

MICROSCOPIA ELETRÔNICA DE VARREDURA

A microscopia eletrônica de varredura (MEV) é necessária para uma melhor visualização do número de ângulos dos basidiósporos, uma vez que, em microscopia óptica, pode haver dúvida se os basidiósporos são verdadeiramente cuboide. A técnica utilizada foi a de Baroni (1981, Karstedt 2010) com modificação das etapas finais, sendo adicionado imersão final em álcool etílico absoluto a -20 °C e imediatamente secagem até o ponto crítico com CO₂. As amostras então foram metalizadas com ouro, visualizadas e fotomicrografadas em 10kV em microscópio eletrônico de varredura Philips, modelo XL20, do Instituto de Botânica.

A terminologia proposta por Pegler & Young (1979) foi a adotada para definição e/ou caracterização dos basidiósporos observados em MEV, onde o hilo foi utilizado como eixo e a partir do qual o basidiósporo é simétrico (figura 4). São formados por uma face adaxial (D) que compreende uma face geralmente maior que as demais e depressa (também denominada de dorsal), a face apical (A) que fica na posição oposta ao hilo, geralmente pequena e ausente nos basidiósporos denominados cuboide. As faces entre a face adaxial e a face apical são denominadas faces apico-adaxial (apico-dorsal - AD). A base do basidiósporo pode ser formada por uma face simples, abaxial (Ba), ou por um par de faces diédricas (Ld, adaptado), oposta (s) e lateralmente conectada a face adaxial. A face central da superfície abaxial é denominada face abaxial (B) e as faces adicionais são denominadas laterais (L).

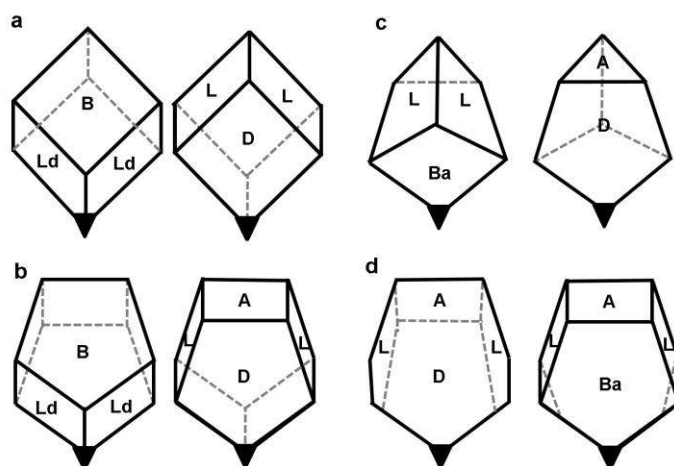


Figura 4. Esquema representando as faces dos basidiósporos como proposto e adaptado de Pegler & Young (1979). Basidiósporos com base diédrica: **a.** cuboide. **b.** pentagonal com base diédrica. Basidiósporos com base simples: **c.** tipo prismático, **d.** pentagonal com base simples. A: face apical; B: face abaxial; Ba: face basal simples; D: face adaxial; L: face lateral; Ld: face lateral parte da base diédrica.

BIOLOGIA MOLECULAR

EXTRAÇÃO DE DNA

Para os fragmentos maiores, com cerca de 30 mg de material liofilizado, foi utilizado o protocolo de extração descrito em Justo *et al.* (2011) e para os menores de 30 mg, a extração foi realizada com o kit forênsico *EZNA Forensic DNA Kit* ou com o kit *EZNA High Performance Fungal DNA Kit* da Omega, em ambos adotando o protocolo do fabricante.

Os materiais em que os protocolos acima não foram bem sucedidos e materiais procedentes de herbário foram extraídos no laboratório da Dra. Sarah E. Bergemann, no departamento de Biologia da Middle Tennessee State University (MTSU) e de acordo com o protocolo de Baumgartner *et al.* (2010).

Concluída a extração, parte do DNA genômico foi utilizada para a amplificação e a parte remanescente, quando houve, foi armazenada em -20°C no laboratório de biologia molecular de Basidiomycota no Instituto de Botânica ou no laboratório da Dra. Sarah E. Bergemann, na Middle Tennessee State University.

AMPLIFICAÇÃO

Os genes escolhidos para verificar as relações das espécies com basidiósporos cuboides com as demais espécies de *Entolomataceae* foram o *nuclear large subunit rDNA* (nLSU - Moncalvo *et al.* 2002, Co-David *et al.* 2009), *DNA-directed RNA polymerase II subunit 2* (RPB2 – Matheny 2005, Matheny *et al.* 2006, Co-David *et al.* 2009), *mitochondrial small subunit rDNA* (mtSSU - Co-David *et al.* 2009) e *translation elongation factor 1 α* (TEF1 - Rehner & Buckley 2005, Kluting *et al.* 2014). Os esquemas representando a posição dos oligonucleotídeos iniciadores nos genes são apresentados na figura 5 e as combinações dos iniciadores utilizados constam na tabela 4.

A amplificação dos genes específicos foi feita por meio do método de reação de polimerase em cadeia (PCR). No Instituto de Botânica, para cada amostra foram realizadas duas reações de 25 μ L, uma com DNA genômico diluído em 1:100 e outra em 1:500, e dependendo dos resultados obtidos, alterando para 1:10 e 1:50 ou 1:1000. Na MTSU as reações foram realizadas em um volume total de 25 μ L, utilizando o DNA genômico íntegro ou diluído,

considerando a adição de 50 a 200 ng de DNA por reação, quando a PCR foi negativa, optou-se por aumentar a concentração de DNA na reação. A concentração de DNA foi estimada utilizando nanoespectrofotômetro ND-1000 (NanoDrop Technologies).

As concentrações e volumes de cada componente são apresentados na tabela 5 e os protocolos dos termociclos, utilizados nos laboratórios do Instituto de Botânica e na MTSU são apresentados nas tabelas 6 e 7.

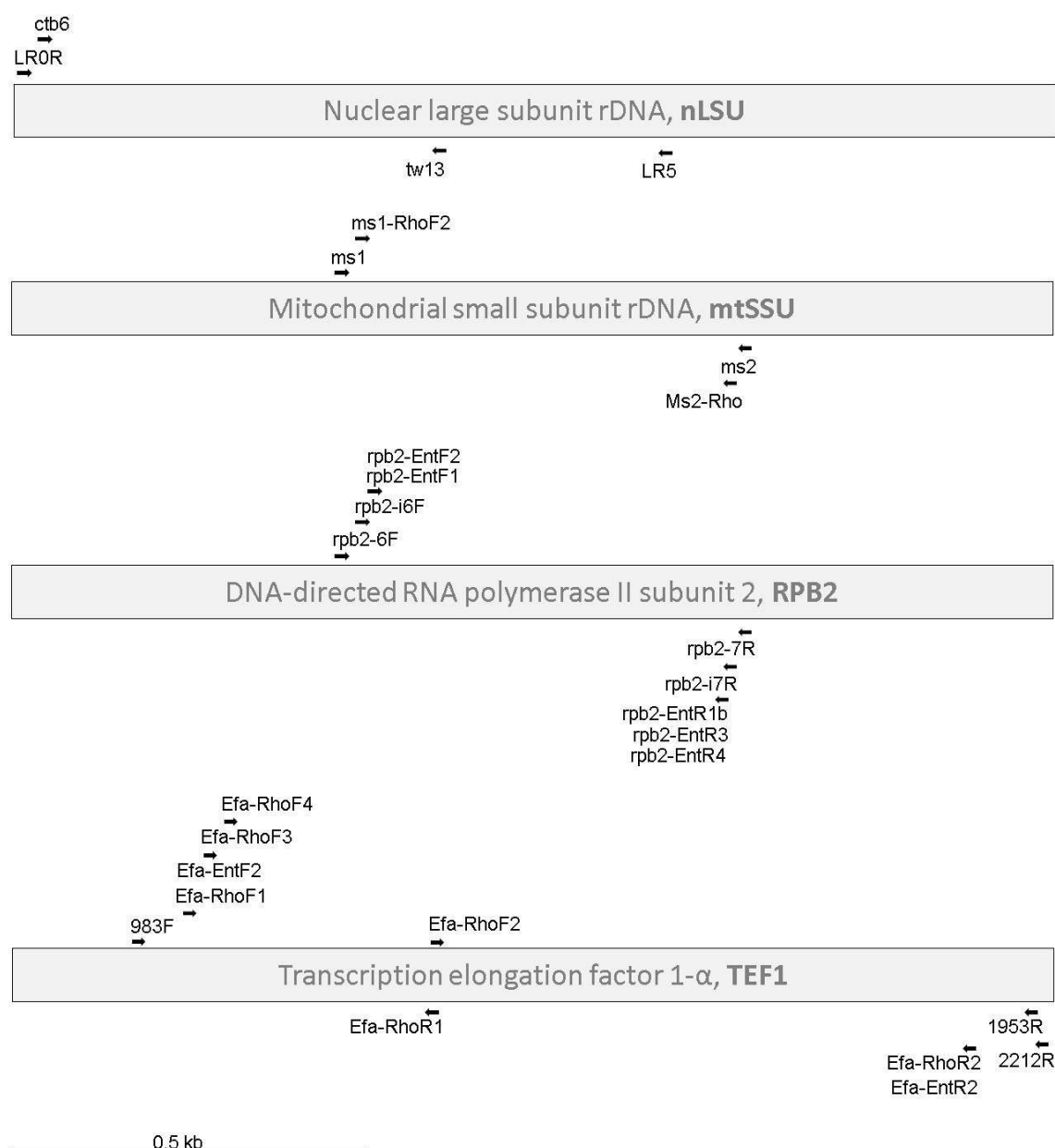


Figura 5. Mapa com a posição dos oligonucleotídeos iniciadores nos diferentes genes. Fonte: Manfred Binder & David Hibbet (21/03/2014), disponibilizado em: http://www.clarku.edu/faculty/dhibbett/Protocols_Folder/Primers/Primers.pdf, modificado

Tabela 4. Genes, combinações de oligonucleotídeos iniciadores e temperatura de anelamento utilizados para cada combinação

Gene	Iniciadores 5'–3'	Iniciadores 3'–5'	Temperatura de anelamento	Referência da combinação de iniciadores
nLSU	LR0R	LR5	59 °C	White <i>et al.</i> 1990
	ctb6	tw13	59 °C	White <i>et al.</i> 1990
mtSSU	ms1	ms2	50 °C	White <i>et al.</i> 1990
	ms1-RhoF2	ms2-RhoR1	56 °C	Kluting <i>et al.</i> 2014
RPB2	rpb2-i6F	rpb2-i7R	54 or 58 °C	Co-David <i>et al.</i> 2009
	rpb2-6F	rpb2-7R	54 °C	Matheny 2005
	rpb2-EntF2	rpb2-EntR3	54 °C	Largent <i>et al.</i> 2013b
	rpb2-EntF2	rpb2-EntR1b	54 °C	Largent <i>et al.</i> 2013a
	rpb2-EntF1	rpb2-EntR1b	54 °C	Largent <i>et al.</i> 2013a,b
	rpb2-EntF2	rpb2-EntR4	54 °C	Largent <i>et al.</i> 2013a,b
TEF1	Efa-983F	Efa-2212R	58 or 60 °C	Rehner & Buckley 2005
	Efa-983F	Efa-1953R	54 °C	Rehner & Buckley 2005
	Efa-EntF2* ^a	Efa-EntR2* ^b	58 or 60 °C	este estudo
	Efa-EntF2* ^a	Efa-EntR3* ^c	58 °C	este estudo
	Efa-EntF2* ^a	Efa-RhoR2	56 °C	este estudo
	Efa-EntF2* ^a	Efa-RhoR1 'i	56 °C	este estudo
	Efa-RhoF2 'i'	Efa-RhoR2	54 or 56 °C	Kluting <i>et al.</i> 2014
	Efa-RhoF2 'i'	Efa-EntR2* ^b	54 °C	Kluting <i>et al.</i> 2014
	Efa-EntF2* ^a	Efa-1953R	56 °C	este estudo
	Efa-EntF2* ^a	Efa-2212R	56 °C	este estudo
	Efa-983F	Efa-EntR2* ^b	56 or 58 °C	este estudo
	Efa-983F	Efa-RhoR2	56 °C	este estudo

*Oligonucleotídeos iniciadores desenvolvidos durante este trabalho, ^aGGYACYGGYGARTTYGARGC, ^bACCRACACMCATNGGYTTG, ^cACCRACACMCATNGGYTTA.

Tabela 5. Concentração dos componentes para a amplificação do DNA por PCR

Componentes	Concentração dos componentes nas reações	
	IBt	MTSU
Tampão	1 x	1 x
MgCl ₂	1,5 mM	2 mM
Mix de dNTP	1 mM (0,2 mM de cada base)	1 mM (0,2 mM de cada base)
Iniciador 5'–3'	0,5 µM	1–4 µM
Iniciador 3'–5'	0,5 µM	1–4 µM
BSA	-	0,2 U/µL
Taq DNA polimerase	0,025 U/µL	0,025 U/µL
DNA	5 µL de DNA diluído	50–200 ng de DNA
H ₂ O ultrapura	Completar até 25 µL	Completar até 25 µL

Tabela 6. Protocolo do termociclo utilizado nas reações de PCR realizadas no Instituto de Botânica

Ciclos	Temperatura	Tempo
34 x	95 °C	2 min
	94 °C	45 s
	50 °C	1 min 10 s
	72 °C	2 min
	72 °C	10 min

Tabela 7. Protocolo dos termociclos utilizados nas reações de PCR realizadas na MTSU para cada gene

Gene	Ciclos	Temperatura	Tempo	Gene	Ciclos	Temperatura	Tempo
nLSU	30 x	95°C	1 min 25 s	mtSSU	40 x	94°C	1 min
		95°C	35 s			94°C	1 min
		58°C	55 s			50°ou 56 C	1 min
		72°C	50 s			72°C	1 min 30 s
		+1 s/ciclo					
RPB2	35 x [40x]	72°C	10 min	TEF1	35 x	72°C	7 min
		95°C	2 min			95°C	3 min
		95°C	30 s			95°C	1 min
		54 ou 58°C	1 min			54, 56 ou 58°C	1 min 30 s
		72°C	1 min			72°C	1 min
		72°C	10 min			72°C	10 min

A amplificação foi verificada para todos os produtos de PCR em gel de agarose 1% no Instituto de Botânica e 1,2% na MTSU, com 2 uL de brometo de etídio e 4 uL de produto de amplificação.

PURIFICAÇÃO

Após a amplificação, as amostras obtidas no Instituto de Botânica foram purificadas com o kit *Axyprep PCR Clean-up Kit* (Thermo Fisher Scientific Inc.) ou com o kit *PureLink PCR Purification Kit* (Life Technologies Corporation). As amplificações obtidas na MTSU foram com o kit *ExoSAP-IT* (Thermo Fisher Scientific Inc.) com protocolo do fabricante modificado. Neste caso, cada reação foi composta de 2 µL de ExoSAP-IT (diluído 1:1 com dH₂O) e 7 µL de produto do PCR. A incubação foi realizada por 15 min a 37 °C seguida de 45 min a 80 °C, temperaturas de ativação para cada enzima.

SEQUENCIAMENTO

Os produtos obtidos no laboratório do Instituto de Botânica foram padronizados de acordo com as instruções do Centro de Estudos do Genoma Humano, Setor de Sequenciamento de DNA – USP, onde o sequenciamento foi realizado e que utiliza o sequenciador ABI 3730 DNA Analyser. As reações foram realizadas com *BigDye® Terminator v3.1 Cycle Sequencing Kit* (Applied Biosystems). As sequências foram geradas com o software *Sequencing Analysis 5.3.1* utilizando o Base Caller KB, alcançando em média 600 a 700 pares de bases (Fonte: http://genoma.ib.usp.br/?page_id=56).

As reações de sequenciamento na MTSU também foram realizadas com *BigDye Terminator v3.1 Cycle Sequencing Kit* (Applied Biosystems), com protocolo modificado, no qual, foi utilizado um volume de 10 µL composto por 3,5 µL do tampão de sequenciamento diluído [2.5x], 1 µL de *BigDye Terminator v3.1*, 1 µL de nucleotídeo iniciador [4 µM] e 1 µL de dH₂O ultrapura. No termociclador, a reação seguiu a recomendada pelo protocolo do fornecedor. Após a reação de sequenciamento, o processo de purificação e precipitação do DNA foi realizado utilizando o mesmo protocolo apresentado em Oliveira (2014). O DNA precipitado foi ressuspensionado em 10 µL de formamida, e iniciada a desnaturação a 95 °C por 2 min. Após essa fase, a placa com as amostras foram levadas ao sequenciador *Applied Biosystems 3130xl Genetic Analyzer* (Life Technologies Corporation).

EDIÇÃO E ANÁLISE DAS SEQUÊNCIAS

As sequências, 5'–3' e 3'–5', foram avaliadas e editadas quanto à qualidade verificando a resolução dos picos no cromatograma. Após edição e corte das regiões com baixa resolução, as sequências foram unidas pela ferramenta *contig* ou *assemble* gerando uma sequência consenso. Estas etapas foram realizadas no programa BioEdit (Hall 1999 *apud* Schneider 2007) ou no programa CodonCode Aligner (CodonCode Corp.) no Instituto de Botânica e pelo Sequencher 4.8 (GeneCodes Corp.) na MTSU.

Todas as sequências codificadoras de proteínas foram verificadas com a ferramenta *translate* na página *Expasy* (<http://web.expasy.org/translate/>), que realiza a tradução de sequências de nucleotídeos (DNA/RNA) para uma sequência de proteínas. Os genes RPB2 e

TEF1 apresentam regiões íntrons, que foram reconhecidas utilizando o conteúdo da página *Augustus* (<http://bioinf.uni-greifswald.de/augustus/submission>).

ANÁLISES FILOGENÉTICAS

ALINHAMENTO

O alinhamento foi feito manualmente, utilizando inicialmente o programa SE-AL versão 2.0a11 (Rambaut 2002) e depois no Mesquite versão 2.75 (Wayne P. Maddison & David R. Maddison 1999-2011, Maddison & Maddison 2011), com os quatro genes em um único arquivo.

O alinhamento incluiu as sequências obtidas, sequências provenientes do GenBank e sequências provenientes do laboratório da Dra. Sarah E. Bergemann. Também fazem parte do alinhamento espécies pertencentes a diferentes gêneros de *Entolomataceae* com basidiósporos com números variados de ângulos e faces, para verificar se as espécies com basidiósporos cuboides formariam um grupo monofilético.

Cathatelasma ventricosum (Peck) Singer, *Lepista nuda* (Bull.) Cooke e *Tricholoma flavovirens* (Pers.) S. Lundell foram selecionados como grupo externo com base nas análises filogenéticas realizadas por Baroni *et al.* (2011) e Kluting *et al.* (2014).

O alinhamento inicial foi composto pelos quatro genes em um único arquivo, incluindo *gaps* e partes iniciais e finais das sequências. Os íntrons, os sítios ambíguos e as posições não informativas foram reconhecidos utilizando a ferramenta *Gblocks* (http://www.phylogeny.fr/version2 CGI/one_task.cgi?task_type=gblocks, Castresana 2000, Talavera & Castresana 2007) e então omitidas do alinhamento final utilizado para as análises.

SELEÇÃO DO MODELO EVOLUTIVO

Todos os métodos de análise filogenética fazem suposições específicas sobre o processo de substituição de DNA (Felsenstein 1988) e o modelo evolutivo mais apropriado para cada gene é identificado utilizando comparação estatística. Os modelos evolutivos utilizados foram selecionados com o programa jModeltest (Guindon & Gascuel 2003, Darriba *et al.* 2012).

Os modelos foram estimados utilizando como base 88 tipos de modelos, com 11 tipos de substituições, incluindo modelos com frequências iguais e desiguais (+F), modelos com e sem uma proporção de posições invariáveis (+I), modelos com ou sem variação entre as posições (+G), otimização dos parâmetros de substituição, comprimento dos ramos, e topologia. A árvore foi baseada em cálculos de probabilidade e a topologia por busca em *next-neighbor interaction* (NNI). O critério de informação escolhido foi o de Akaike (AIC, Akaike 1974), pois realiza a comparação de vários candidatos simultaneamente e integrados. O alinhamento foi dividido de acordo com os genes e as estimativas dos modelos foram realizadas individualmente. Os modelos obtidos foram TVM+I+G para nLSU e RPB2, TIM2+I+G para mtSSU, e TIM3+I+G para TEF1, todos na família GTR.

ANÁLISES: INFERÊNCIA BAYESIANA

As análises filogenéticas de Inferência Bayesiana (IB) foram realizadas com o programa MrBayes 3.2.2 (Ronquist *et al.* 2012). Análises uni-*locus* foram realizadas para cada gene, com o modelo reversível, GTR, além de taxa de heterogeneidade (+G) e proposição de posições invariáveis (+I). Nas análises de nLSU, mtSSU, RPB2 e TEF1, as frequências de bases foram estimadas.

Para atingir a convergência das corridas, o número de gerações foi aumentado até que o desvio médio das frequências segregadas alcançassem um valor próximo a 0,01 indicando que ambas as corridas, provavelmente, convergiram. As análises multi-*loci* apresentadas na figura 6 (Capítulo I) e a análise uni-*locus* de nLSU (figura 7 do Capítulo I) necessitaram de 10.000.000 gerações para convergirem, as análises uni-*locus* de mtSSU e RPB2 (figuras 8 e 9 do Capítulo I) de 2.000.000 gerações e TEF1 (figura 10 do capítulo I) de 1.000.000 gerações, e a análise multi-*loci* apresentada na figura 53 (Capítulo II) precisaram de 2.000.000 gerações.

A amostragem das árvores foi realizada a cada 1.000 gerações e o *burn-in* foi estimado com base na estabilização da verossimilhança por cada corrida e cada gene e, então, utilizando a posição desta estabilização para calcular a porcentagem. Todos os genes tiveram *burn-in* de 0,1, significando que os primeiros 10% das árvores e das probabilidades amostradas foram descartadas.

Após convergência, considerando os ramos com suporte superior 50% foi determinada a probabilidade posterior Bayesiana (PPB).

ANÁLISES: MÁXIMA VEROSSIMILHANÇA

A análise de Máxima Verossimilhança (MV) foi realizada com o programa RAxML versão 8 com modelo reversível (GTR), otimização de substituição e modelo GAMMA de heterogeneidade e com parâmetro alfa (Stamatakis 2006, Stamatakis *et al.* 2008, Stamatakis 2014). Os suportes para cada nó foram estimados com base em 1.000 análises de *bootstrap* (BS) e busca pela melhor árvore em uma única corrida (Stamatakis *et al.* 2007).

ANÁLISES DOS DADOS

Os resultados das análises filogenéticas são apresentados em árvores provenientes das análises de IB, juntamente com os valores de PPB. Os valores de BS provenientes da análise de MV foram adicionados à esta árvore. Os clados foram considerados satisfatórios quando o valor de suporte foi igual ou superior que 0,95 para PPB e 70% para BS.

Os clados com bom suporte estatístico foram relacionados com características macro e microscópicas das espécies incluídas nas análises para verificar a relação entre as características morfológicas e os clados.

Capítulo I:

ESPÉCIES COM BASIDIÓSPOROS CUBOIDES
NA FILOGENIA DE *ENTOLOMATACEAE*

O alinhamento multi-*loci* consistiu de 179 táxons, parte obtido para este trabalho e parte proveniente do GenBank (tabela 8), sendo 41 coleções caracterizadas pelos basidiósporos cuboides com um total de 4.662 pares de base. Após a omissão dos íntrons, dos sítios ambíguos e das posições não informativas, o alinhamento ficou composto por 610 pares de bases para o gene RPB2 (de 1.219), 856 para TEF1 (de 1.100), 962 para nLSU (de 1.506) e 604 para mtSSU (de 835).

Tabela 8. Lista das coleções utilizadas nas análises, identificando as sequências geradas para este trabalho (x) e as sequências obtidas do GenBank (indicadas com o número de acesso)

Espécie	Voucher (Herbário)	Localidade	RPB2	TEF1	nLSU	mtSSU
<i>Alboleptonia angustospora</i> Largent, Aime & T.W. Henkel	MCA1978 (BRG, LSUM)	Guiana Francesa, Potaro-Siparuni	GU384632	x	GU384609	GU384583
<i>Alboleptonia cystidiosa</i> Largent & Aime	MCA2395 ! (BRG, LSUM)	Guiana Francesa, Potaro-Siparuni	x	x	x	x
<i>Alboleptonia sericella</i> (Fr.) Largent & R.G. Benedict	DLL9524 (HSU)	Estados Unidos, Califórnia	x	x	x	x
<i>Alboleptonia stylophora</i> (Berk. & Broome) Pegler	DLL9805 (CNS)	Austrália, Queensland	x	x	x	x
<i>Calliderma fibulatum</i> Karstedt & Capelari	FK0956 ! (SP)	Brasil, São Paulo			FJ973677	
<i>Calliderma pruinatocutis</i> (E. Horak) Karstedt & Capelari	FK1025 (SP)	Brasil, São Paulo			FJ973681	
<i>Calliderma rimosum</i> Karstedt & Capelari	FK0954 ! (SP)	Brasil, São Paulo	x		FJ973678	x
<i>Catathelasma ventricosum</i> (Peck) Singer	AFTOL1488 (WTU)	Estados Unidos, Oregon	DQ089012		DQ470830	
<i>Claudopus</i> sp.	FK2004 (SP)	Brasil, Minas Gerais			x	x
<i>Claudopus viscosus</i> Largent & Abell-Davis	DLL9788 ! (BRI, CNS)	Austrália, Queensland	HQ731518	x	HQ731516	HQ731513
<i>Clitopilopsis hirneola</i> (Fr.) Kühner ex Konrad & Maubl.	REH8490 (CORT)	Rússia, Novgorod Region	GU384646	KC816820	GU384611	GU384587
<i>Clitopilus apalus</i> (Berk. & Broome) Petch	WAT26394 (CORT)	Malásia	KC816906	KC816822	x	x
<i>Cuboecilia</i> sp.	MC4450 (SP)	Brasil, São Paulo			x	
<i>Entocybe haastii</i> (G. Stev.) Largent	DLL10087 (DAR)	Austrália, New South Wales	JQ793659	x	JQ793652	JQ793645
<i>Entocybe trachyospora</i> (Largent) Largent, T.J. Baroni & V. Hofstetter	TJB5856		GU384658		GU384629	GU384605
<i>Entoloma acuticystidiosum</i> E. Horak (Herbário como: <i>Entoloma procerum</i> G. Stev.)	ZTMyc42823 (ZT)	Nova Zelândia, Gisborne (E. & A. Horak ZT9377)	x	x	x	
<i>Entoloma acutopallidum</i> E. Horak & Cheype	FK1893 (SP)	Brasil, Pará	x	x	x	x
<i>Entoloma</i> aff. <i>luteum</i> Peck	GDGM28991 (GDGM)	China	JQ993075		JQ993093	
<i>Entoloma albidoquadratum</i> Manim. & Noordel.	PM667 ! (L)	Índia, Kerala	GQ289223		GQ289151	GQ289291

Espécie	Voucher (Herbário)	Localidade	RPB2	TEF1	nLSU	mtSSU
<i>Entoloma albogracile</i> E. Horak	ZTMyc42855 ! (ZT)	Papua Nova Guiné, Popondetta (E. Horak ZT 72/388)			x	
<i>Entoloma alboubonatum</i> Hesler	TJB5761 (CORT)	Estados Unidos, Carolina do Norte	x	x	x	x
<i>Entoloma alboubonatum</i> Hesler	TJB8218	Estados Unidos		x	x	x
<i>Entoloma araneosum</i> (Quél.) M.M. Moser	MEN200314	Bélgica	GQ289225		GQ289153	GQ289293
<i>Entoloma belouense</i> Noordel. & Hauskn.	FK0935 (SP)	Brasil, São Paulo	KF771344		KF738936	KF738924
<i>Entoloma belouense</i> Noordel. & Hauskn.	FK1732 (SP)	Brasil, Rio de Janeiro	KF771345		KF738938	KF738926
<i>Entoloma bicolor</i> Murrill	TJB4967		x	x	AF261298/ AF261297	x
<i>Entoloma borbonicum</i> Noordel. & Hauskn.	WU21097 ! (WU)	La Reunião, Saint-Pierre	x	x	x	x
<i>Entoloma brunneocarnosum</i> C.K.Pradeep & K.B. Vrinda	TBGT5666 (CORT)	Índia, Kerala	x	x	x	x
<i>Entoloma caespitosum</i> W.M. Zhang	GDGM27564 (GDGM)	China	JQ993078		JQ320130	JQ993070
<i>Entoloma carneum</i> Z.S. Bi	LE262912 (LE)	Vietnã, Lam Dong Prov.	x	x	x	x
<i>Entoloma carneum</i> Z.S. Bi	LE262954 (LE)	Vietnã, Lam Dong Prov.	x		x	x
<i>Entoloma</i> cf. <i>pileofibrosus</i> E. Horak & Cheype	FK2071 (INPA)	Brasil, Amazonas	x		x	x
<i>Entoloma cocles</i> (Fr.) Noordel.	JV9770	Finlândia	GQ289230		GQ289159	GQ289299
<i>Entoloma conferendum</i> (Britzelm.) Noordel.	MEN200313	Bélgica	GQ289231		GQ289160	GQ289300
<i>Entoloma costatum</i> (Fr.) P. Kumm.	GI20001010	Holanda	GQ289232		GQ289161	GQ289301
<i>Entoloma excentricum</i> Bres.	MME1705	Alemanha	GQ289234		GQ289163	GQ289303
<i>Entoloma fragilum</i> Largent & Aime	MCA2415 ! (BRG, LSUM)	Guiana Francesa, Potaro-Siparuni	x	x	x	x
<i>Entoloma gasteromycetoides</i> Co-David & Noordel.	G Gates E2031	Austrália, Tasmânia	GQ289235		GQ289164	GQ289304
<i>Entoloma gelatinosum</i> E. Horak	G. Gates E792	Austrália, Tasmânia	GQ289236		GQ289165	GQ289305
<i>Entoloma grave</i> E. Horak	ZTMyc42843 ! (ZT)	Papua Nova Guiné, Morobe (E. Horak ZT72/444)			x	x
<i>Entoloma griseolazulinum</i> Manim. & Noordel.	PM738 ! (L)	Índia, Kerala	GQ289237		GQ289166	GQ289306
<i>Entoloma hebes</i> (Romagn.) Trimbach	CH19921028	Holanda	GQ289241		GQ289170	GQ289310
<i>Entoloma henricii</i> E. Horak & Aeberh.	HKAS63414	China	JQ993076		JQ410332	JQ993069
<i>Entoloma illinitum</i> Largent & Aime	MCA2488 ! (BRG, HSU)	Guiana Francesa, Potaro-Siparuni	x	x	x	
<i>Entoloma indoviolaceum</i> Manim. & Noordel.	PM700 ! (L)	Índia, Kerala	GQ289243		GQ289172	GQ289312
<i>Entoloma infundibuliforme</i> Petch	ZTMyc42836 (ZT)	Papua Nova Guiné, Morobe Distric (E. Horak ZT72/487)			x	
<i>Entoloma inocephalum</i> (Romagn.) Dennis	LE262921 (LE)	Vietnã, Lam Dong Prov.	x	x	x	x
<i>Entoloma inocephalum</i> (Romagn.) Dennis	LE262922 (LE)	Vietnã, Lam Dong Prov.	x	x	x	x
<i>Entoloma kipukae</i> E. Horak & Desjardin	DED5514 ! (SFSU)	Estados Unidos, Havai			x	x
<i>Entoloma lividum</i> (Bull.) Quél.	TJB6807		x	x	AF261295	x
<i>Entoloma luteum</i> Peck	GDGM 27698 (GDGM)	China			JQ320121	
<i>Entoloma murrayi</i> (Berk. & M.A. Curtis) Rutter & Watling	QI 1001	China	JQ993081		JQ993090	JQ993064
<i>Entoloma murrayi</i> (Berk. & M.A. Curtis) Rutter & Watling	QI 1002	China	JQ993082		JQ993089	JQ993063
<i>Entoloma myrmecophilum</i> (Romagn.) M.M. Moser	GTB19811030	Holanda	GQ289245		GQ289174	GQ289314
<i>Entoloma nothofagi</i> G. Stev.	PDD72574 (PDD)	Nova Zelândia, Giborne		x	x	x
<i>Entoloma nothofagi</i> G. Stev.	ZTMyc42828 (ZT)	Nova Zelândia, Buller (E. & A. Horak ZT9324)	x	x	x	x
<i>Entoloma nothofagi</i> G. Stev.	ZTMyc42830 (ZT)	Nova Zelândia, Westland (E. & A. Horak ZT8700)			x	

Espécie	Voucher (Herbário)	Localidade	RPB2	TEF1	nLSU	mtSSU
<i>Entoloma omiense</i> (Hongo) E. Horak	GDGM 27563 (GDGM)	China	JQ993079		JQ410330	JQ993067
<i>Entoloma pallideradicatum</i> Hauskn. & Noordel.	WU189010 ! (L, WU)	Áustria, Áustria inferior	GQ289247		GQ289176	GQ289316
<i>Entoloma pallidocarpum</i> Noordel. & O. Morozova	GDGM28828 (GDGM)	China	JQ993080		JQ410331	JQ993074
<i>Entoloma pallidoflavum</i> (Henn. & E. Nyman) E. Horak	LE262934 (LE)	Vietnã, Lam Dong Prov.	x	x	x	x
<i>Entoloma perbloxamii</i> Noordel., D.L.V. Co, G. Gates & Morgado	MEN2004071	Austrália, Tasmânia	GQ289249		GQ289178	GQ289318
<i>Entoloma percuboideum</i> Noordel. & Hauskn.	WU7051 ! (L, WU)	Áustria, Áustria inferior			x	x
<i>Entoloma petchii</i> E. Horak	HKAS 56716	China			JQ320120	
<i>Entoloma phaeomarginatum</i> E. Horak	MEN2004127	Austrália, Tasmânia	GQ289250		GQ289179	GQ289319
<i>Entoloma porphyrescens</i> E. Horak	MEN2004113	Austrália, Tasmânia	GQ289253		GQ289182	GQ289322
<i>Entoloma praegracile</i> Xiao Lan He & T.H. Li	GDGM29251 (GDGM)	China	JQ993077		JQ320129	JQ993072
<i>Entoloma praestans</i> Corner & E. Horak	ZTMyc42859 ! (ZT)	Ilhas Salomão, San Cristobal (E. Horak ZT80/115)			x	
<i>Entoloma prismaticum</i> Sasaki, Kinoshita & Nara	K381 ! (TNS)	Japão, Chiyoda-ku	AB692016		AB692006	
<i>Entoloma procerum</i> G. Stev.	MEN2004070	Austrália, Tasmânia	GQ289254		GQ289183	GQ289323
<i>Entoloma procerum</i> G. Stev.	PDD75517 (PDD)	Nova Zelândia, Westland			x	x
<i>Entoloma procerum</i> G. Stev.	ZTMyc42821 (ZT)	Nova Zelândia, Gisborne (E. & A. Horak ZT8754)		x	x	
<i>Entoloma prunuloides</i> (Fr.) Quél.	MEN200340	Eslováquia	GQ289255		GQ289184	GQ289324
<i>Entoloma pygmaeopapillatum</i> Arnolds & Winterh.	MEN200364	Eslováquia	GQ289256		GQ289185	GQ289325
<i>Entoloma quadratum</i> (Berk. & M.A. Curtis) E. Horak	LE253781 (LE)	Rússia, Primorsky Territory	x		x	x
<i>Entoloma readiae</i> G. Stev.	MEN2004050	Austrália, Tasmânia	GQ289257		GQ289186	GQ289326
<i>Entoloma sericellum</i> (Fr.) P. Kumm.	MEN200315	Bélgica	GQ289261		GQ289190	GQ289330
<i>Entoloma sericeum</i> Quél.	MEN200329	Eslováquia	GQ289262		GQ289191	GQ289331
<i>Entoloma serrulatum</i> (Fr.) Hesler	MEN2004062	Austrália, Tasmânia	GQ289263		GQ289192	GQ289332
<i>Entoloma sinuatum</i> (Fr.) Quél.	JW20030919	Holanda	GQ289264		GQ289193	GQ289333
<i>Entoloma</i> sp.	ACM488 (FLOR)	Brasil, Espírito Santo	x		x	x
<i>Entoloma</i> sp.	FK1154 (SP)	Brasil, São Paulo	x	x	x	x
<i>Entoloma</i> sp.	FK2011 (SP)	Brasil, São Paulo	x	x	x	x
<i>Entoloma squamiferum</i> E. Horak	PDD72722 (PDD)	Nova Zelândia, Gisborne		x	x	
<i>Entoloma squamiferum</i> E. Horak (Herbário como: <i>Entoloma acuticystidiosum</i>)	ZTMyc42866 (ZT)	Nova Zelândia, Gisborne (E. & A. Horak ZT9640)			x	
<i>Entoloma strictius</i> var. <i>isabellinus</i> Peck	TJB7710		GU384641	x	GU384618	GU384594
<i>Entoloma tectonicola</i> Manim. & Noordel.	PM741 ! (L)	Índia, Kerala	GQ289266		GQ289196	GQ289336
<i>Entoloma tenuissimum</i> T.H. Li & Xiao Lan He	GDGM28814 ! (GDGM)	China, Jilin Province	JQ993087		JQ993096	JQ993060
<i>Entoloma tjallingiorum</i> Noordel.	JV14318F	Finlândia	GQ289267		GQ289197	GQ289337
<i>Entoloma transmutans</i> G. Gates & Noordel.	MEN2004155	Austrália, Tasmânia	GQ289268		GQ289200	GQ289340
<i>Entoloma umbraphilum</i> Noordel. & Hauskn.	WU27124 ! (WU)	Seicheles, Mahé	x		x	x
<i>Entoloma undatum</i> (Gillet) M.M. Moser	MEN200327	Bélgica	GQ289270		GQ289202	GQ289342
<i>Entoloma valdeumbonatum</i> Noordel. & Meusers	MME4565 ! (L)	Alemanha, Rheinland-Westphalen	GQ289271		GQ289203	GQ289343
<i>Entoloma vezzenaense</i> Noordel. & Hauskn.	WU14588 ! (L, WU)	Itália, Trento	GQ289272		GQ289204	GQ289344
<i>Entoloma violaceovillosum</i> Manim. & Noordel.	PM645 ! (L)	Índia, Kerala	GQ289273		GQ289205	GQ289345
<i>Entoloma virescens</i> (Berk. & M.A. Curtis)	WU21096 (WU)	La Reunião, Saint-Pierre			x	x

Espécie	Voucher (Herbário)	Localidade	RPB2	TEF1	nLSU	mtSSU
<i>Inocephalus</i> aff. <i>cystidiophorus</i> (Dennis) Karstedt & Capelari	FK1735 (SP)	Brasil, Rio Grande do Sul	x		x	x
<i>Inocephalus cervinus</i> Karstedt & Capelari	FK0940 ! (SP)	Brasil, São Paulo	x	x		x
<i>Inocephalus cystidiophorus</i> (Dennis) Karstedt & Capelari	FK1023 (SP)	Brasil, São Paulo	x	x	x	x
<i>Inocephalus cystidiophorus</i> (Dennis) Karstedt & Capelari	FK1747 (SP)	Brasil, Rio Grande do Sul	x	x	x	x
<i>Inocephalus dennisii</i> (E. Horak) Karstedt & Capelari	CP47/04 (SP)	Brasil, São Paulo			x	x
<i>Inocephalus dennisii</i> (E. Horak) Karstedt & Capelari	TJB8263 (CORT)	Porto Rico, Cerro Doña Juana	x	x	x	
<i>Inocephalus dragonosporus</i> (Singer) T.J. Baroni & Largent	FK2019 (SP)	Brasil, Bahia	x	x	x	
<i>Inocephalus dragonosporus</i> (Singer) T.J. Baroni & Largent	MC4600 (SP)	Brasil, Rio Grande do Norte	x	x	x	x
<i>Inocephalus flavotinctus</i> (E. Horak & Corner) Karstedt & Capelari	FK0834 (SP)	Brasil, São Paulo	x		x	x
<i>Inocephalus glycosmus</i> (Pegler) Karstedt & Capelari	FK1113 (SP)	Brasil, São Paulo		x	x	x
<i>Inocephalus hypipamee</i> Largent	DLL10071 (BRI, CNS)	Austrália, Queensland	JQ624616		JQ624609	JQ624604
<i>Inocephalus hypipamee</i> Largent	DLL9981 (BRI, CNS)	Austrália, Queensland	x		JQ624608	JQ624603
<i>Inocephalus lagenicystis</i> (Hesler) T.J. Baroni	TJB6565 (CORT)	Estados Unidos, New York			x	x
<i>Inocephalus luteus</i> (Peck) T.J. Baroni	TJB6562 (CORT)	Estados Unidos, New York			x	
<i>Inocephalus luteus</i> (Peck) T.J. Baroni	TJB7771 (CORT)	Estados Unidos, New York	x	x	x	x
<i>Inocephalus mucronatus</i> Karstedt & Capelari	FK1033 ! (SP)	Brasil, São Paulo	x	x	x	x
<i>Inocephalus mucronatus</i> Karstedt & Capelari	FK2035 (SP)	Brasil, Bahia	x		x	x
<i>Inocephalus murrayi</i> (Berk. & M.A. Curtis) Rutter & Watling	TJB8210 (CORT)	Estados Unidos, Texas	x		x	x
<i>Inocephalus plicatus</i> Largent	DLL10083 (DAR)	Austrália, New South Wales	JQ624619	x	JQ624612	
<i>Inocephalus plicatus</i> Largent	DLL10091 (DAR)	Austrália, New South Wales	JQ624620	x	JQ624613	
<i>Inocephalus quadratus</i> (Berk. & M.A. Curtis) T.J. Baroni	TJB7794 (CORT)	Estados Unidos, New York	x		x	x
<i>Inocephalus quadratus</i> (Berk. & M.A. Curtis) T.J. Baroni	TJB8214 (CORT)	Estados Unidos, New York	x	x	x	
<i>Inocephalus</i> sp.	FK1710 (SP)	Brasil, Rio de Janeiro			x	
<i>Inocephalus</i> sp.	FK1734 (SP)	Brasil, Rio Grande do Sul				x
<i>Inocephalus</i> sp.	FK1740 (SP)	Brasil, Rio Grande do Sul	x	x	x	x
<i>Inocephalus</i> sp.	FK1924 (SP)	Brasil, São Paulo	x	x	x	x
<i>Inocephalus</i> sp.	FK2005 (SP)	Brasil, Minas Gerais	x		x	x
<i>Inocephalus</i> sp.	FK2021 (SP)	Brasil, Bahia	x		x	x
<i>Inocephalus</i> sp.	FK2107 (FLOR)	Brasil, Santa Catarina	x	x	x	x
<i>Inocephalus</i> sp.	FK2110 (FLOR)	Brasil, Santa Catarina	x		x	x
<i>Inocephalus tenuis</i> Karstedt & Capelari	FK1922 (SP)	Brasil, São Paulo	x		x	
<i>Inocephalus virescens</i> (Berk. & M.A. Curtis) Largent & Abell-Davis	DLL9972 (DAR)	Austrália, New South Wales	x	x	x	
<i>Inocephalus</i> aff. <i>virescens</i> (Berk. & M.A. Curtis) Largent & Abell-Davis	MCA2479	Guiana Francesa	GU384640	x	GU384622	GU384593
<i>Lepista nuda</i> (Bull.) Cooke	11CA041 (CORT)	Estados Unidos, Califórnia	KJ136110	x	KJ021705	KJ021692
<i>Leptonia</i> aff. <i>sodalis</i> (Kühner & Romagn.) P.D. Orton	FK1150 (SP, K)	Brasil, São Paulo			x	

Espécie	Voucher (Herbário)	Localidade	RPB2	TEF1	nLSU	mtSSU
<i>Leptonia</i> aff. <i>sodalis</i> (Kühner & Romagn.) P.D. Orton	FK1153 (SP, K)	Brasil, São Paulo			x	
<i>Leptonia ambigua</i> Largent	DLL10130 ! (DAR)	Austrália, New South Wales	JQ756430		JQ756415	
<i>Leptonia argyropellis</i> Pegler	FK0900 (SP)	Brasil, São Paulo	x		x	x
<i>Leptonia boardinghousensis</i> Largent	DLL10086 ! (DAR)	Austrália, New South Wales	JQ756428	x	JQ756413	JQ756398
<i>Leptonia boardinghousensis</i> Largent	DLL9926 (DAR)	Austrália, New South Wales	JQ756426	x	JQ756411	JQ756397
<i>Leptonia exilis</i> (Fr.) P.D. Orton	DLL9530 (HSU)	Estados Unidos, Califórnia	x	x	x	x
<i>Leptonia fragilis</i> (R.E.D. Baker & W.T. Dale) Dennis	FK0937 (SP)	Brasil, São Paulo			x	x
<i>Leptonia fragilis</i> (R.E.D. Baker & W.T. Dale) Dennis	FK0946 (SP)	Brasil, São Paulo	x	x	x	x
<i>Leptonia odorifera</i> (Hesler) Largent	TJB6534	Estados Unidos	x	x	x	x
<i>Leptonia omphalinoides</i> Largent	DLL9673 (CNS, BRI)	Austrália, Queensland	JQ756431		JQ756416	JQ756400
<i>Leptonia omphalinoides</i> Largent	DLL9800 ! (BRI, CNS)	Austrália, Queensland	JQ756432	x	JQ756417	JQ756401
<i>Leptonia poliopus</i> (Romagn.) P.D. Orton	DLL10209a (DAR)	Austrália, New South Wales	JQ756433	x	JQ756418	JQ756402
<i>Leptonia</i> sp.	FK0766 (SP)	Brasil, São Paulo	x		x	
<i>Leptonia 'subdecurrentiba'</i> Largent & Aime sp. nov. prov.	MCA1486	Guiana Francesa	GU384635		GU384623	GU384589
<i>Leptonia trichomata</i> Largent	11CA006 (CORT)	Estados Unidos, Califórnia	x		x	x
<i>Leptonia umbraphila</i> (Noordel. & Hauskn.) Largent	DLL9630 (BRI, CNS)	Austrália, Queensland	JQ756437		JQ756421	JQ756406
<i>Leptonia umbraphila</i> (Noordel. & Hauskn.) Largent	DLL9640 (BRI, CNS)	Austrália, Queensland	JQ756438	x	JQ756422	JQ756407
<i>Leptonia umbraphila</i> (Noordel. & Hauskn.) Largent	DLL9766 (BRI, CNS)	Austrália, Queensland	JQ756439	x	JQ756423	JQ756408
<i>Nolanea 'atropapillata'</i> Karstedt & Capelari	FK0898 (SP)	Brasil, São Paulo	x	x	KF738940	KF738929
<i>Nolanea caribaea</i> Pegler	FK1790 (SP)	Brasil, Santa Catarina	x	x	x	x
<i>Nolanea cetrata</i> (Fr.) P. Kumm.	DLL9531 (CORT)	Estados Unidos, Califórnia	KF771346	x	KF738942	KF738927
<i>Nolanea conferenda</i> (Britzelm.) Sacc.	11CA014 (CORT)	Estados Unidos, Califórnia	KF771351	x	KF738946	KF738935
<i>Nolanea 'pallidosalmonea'</i> Karstedt & Capelari	FK0891 (SP)	Brasil, São Paulo			KF738941	KF738930
<i>Nolanea 'parvispora'</i> Karstedt & Capelari, sp. nov. prov.	FK1140 (SP)	Brasil, Santa Catarina	KF771348	x	KF738943	KF738931
<i>Nolanea sericea</i> (Qué.) P.D. Orton	11CA056 (CORT)	Estados Unidos, Califórnia	KF771350		KF738945	KF738934
<i>Nolanea 'tricholomatoidea'</i> Karstedt & Capelari, sp. nov. prov.	FK1049 (SP)	Brasil, São Paulo	KF771347		KF738939	KF738928
<i>Pouzarella</i> cf. <i>olivacea</i> T. J. Baroni, Albertó, Niveiro & B. E. Lechner	FK1721 (SP)	Brasil, Rio de Janeiro			x	
<i>Pouzarella ferrerii</i> T.J. Baroni, Perd.-Sánchez & S.A. Cantrell	CAC02 (SP)	Brasil, São Paulo			x	x
<i>Pouzarella lasia</i> (Berk. & Broome) Largent & Abell-Davis	DLL9811 (BRI, CNS)	Austrália, Queensland	HQ876512	x	HQ876534	HQ876556
<i>Pouzarella pilocystidiata</i> Largent & Skye Moore	DLL9949 (DAR)	Austrália, New South Wales	HQ876501	x	HQ876522	HQ876544
<i>Rhodocybe mellea</i> T.J. Baroni & Ovrebo	TJB6883	Estados Unidos, Flórida	KC816944	KC816854	x	x
<i>Rhodocybe nitellina</i> (Fr.) Singer	TJB7861	Estados Unidos, Califórnia	KC816959	KC816866	x	x
<i>Rhodogaster calongei</i> E. Horak & G. Moreno	322Horak ! (ZT)	Espanha, Prov. Guipuzcoa (ZT 5601)			GQ289158	GQ289298
<i>Rhodophyllus</i> cf. <i>lactifluus</i> R. Heim	TJB8753 (CORT)	Porto Rico, El Yunque	x	x	x	
<i>Rhodophyllus lactifluus</i> R. Heim	TJB7962				AF261304	
<i>Richoniella asterospora</i> (Coker & Couch) Zeller & C.W. Dodge	PBM3268 (TENN)	Estados Unidos, Tennessee	JF706312		JF706310	

Espécie	Voucher (Herbário)	Localidade	RPB2	TEF1	nLSU	mtSSU
<i>Tricholoma flavovirens</i> (Pers.) S. Lundell	11CA038 (CORT)	Estados Unidos, Califórnia	KC816997	*	KJ021701	KJ021691
<i>Trichopilus jubatus</i> (Fr.) P.D. Orton	DLL9547 (CORT)	Estados Unidos, Califórnia	x	x	x	x
<i>Trichopilus luteolamellatus</i> Largent & Aime	11RMT109 (MG)	Brasil, Pará	x		x	x
<i>Trichopilus luteolamellatus</i> Largent & Aime	MCA1480 ! (BRG, LSUM)	Guiana Francesa, Potaro-Siparuni	x	x	x	x
<i>Trichopilus porphyrophaeus</i> (Fr.) P.D. Orton	TJB6957				AF261290	
<i>Trichopilus porphyrophaeus</i> (Fr.) P.D. Orton	VHAs09/02		EF421020	EF421090		
<i>Trichopilus</i> sp.	FK0759 (SP)	Brasil, São Paulo			x	x
<i>Trichopilus</i> sp.	FK1927 (SP)	Brasil, Minas Gerais	x		x	x
<i>Trichopilus tibiiformis</i> Largent & Aime	MCA2426 ! (BRG, LSUM)	Guiana Francesa, Potaro-Siparuni	x	x	x	x
<i>Trichopilus vividus</i> Largent & Aime	ACM497 (FLOR)	Brasil, Espírito Santo		x	x	
<i>Trichopilus vividus</i> Largent & Aime	FK1711 (SP)	Brasil, Rio de Janeiro	x		x	x
<i>Trichopilus vividus</i> Largent & Aime	MCA1478 ! (BRG, LSUM)	Guiana Francesa, Potaro-Siparuni	x		x	x

! coleção tipo

As análises filogenéticas de IB e MV apresentaram topologia similar, quando considerados os ramos com bons suportes estatísticos, para as análises multi-*loci* (figura 6) e uni-*locus* (figuras 7-10), sendo que nenhuma incongruência significativa foi verificada e o filograma da análise multi-*loci* selecionado para interpretação e discussão. Entre os *loci* estudados (figuras 7-10), o gene mais informativo para a resolução dos clados foi RPB2 (figura 9), o gene nLSU embora considerado conservado apresentou ramos com suportes significativos (figura 7) e os genes mtSSU e TEF1 (figuras 8 e 10) foram informativos para os ramos terminais.

Na análise filogenética foi possível reconhecer os clados Inocephalus-Cyanula, Nolanea-Claudopus, Pouzarella, Rodopolioide, Prunuloide, Entociboide e Rhodocybe-Clitopilus (figura 6) que, de modo geral corroboram os resultados apresentados por Co-David *et al.* (2009), Baroni & Matheny (2011) e Kinoshita *et al.* (2012).

O clado Rhodocybe-Clitopilus foi formado pelas espécies com basidiósporos rugoso-angulados e longitudinalmente sulcados e os demais clados, Inocephalus-Cyanula, Nolanea-Claudopus, Pouzarella, Rodopolioide, Prunuloide e Entociboide, pelas espécies com basidiósporos angulados (entolomatoides).

Em relação aos clados com basidiósporos angulados, ainda são poucos aqueles em que é possível uma associação mais direta com características morfológicas. De modo geral, os clados Entociboide, Prunuloide e Rodopolioide são caracterizados por terem basidiósporos

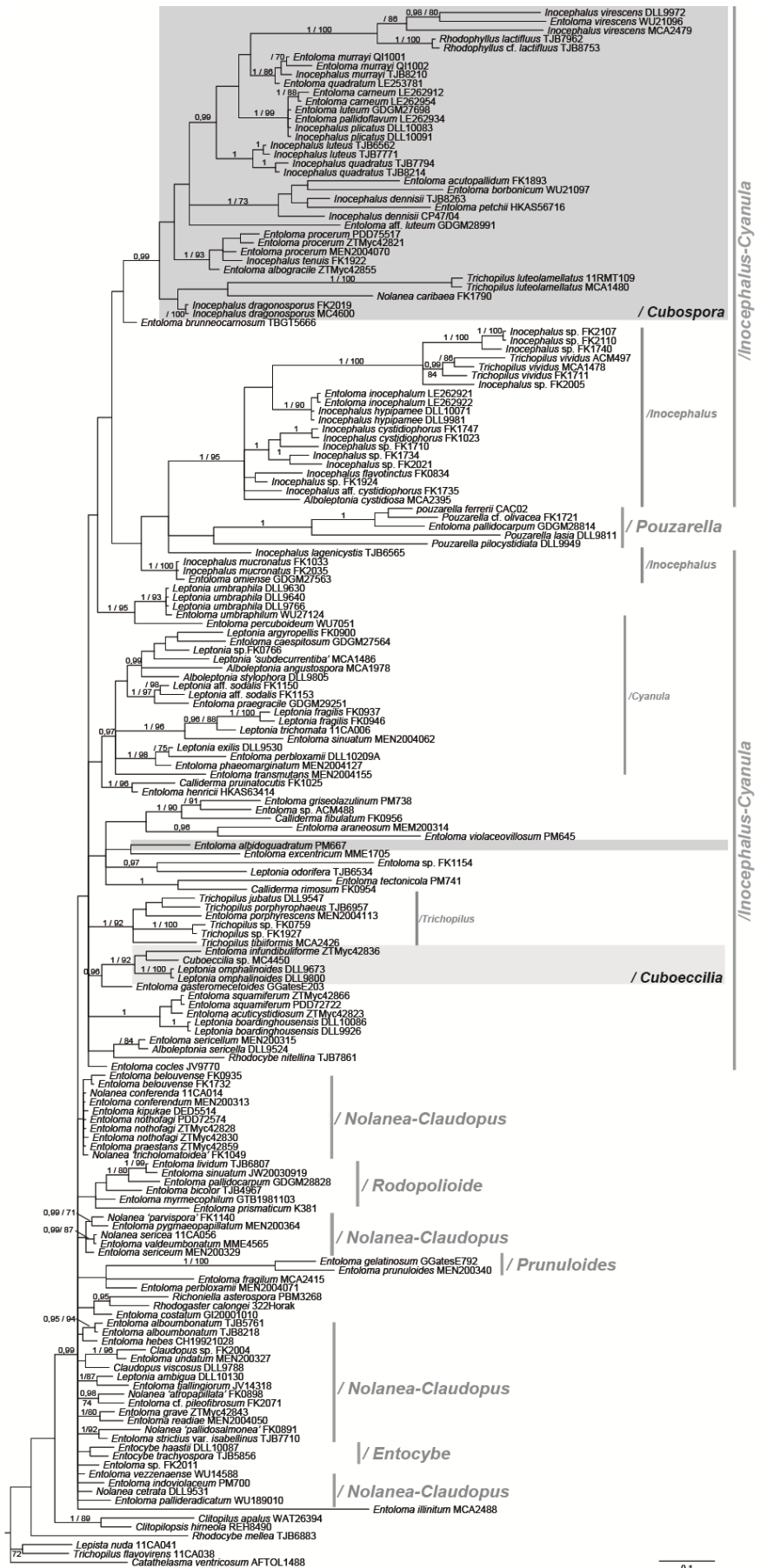
isodiamétricos. As espécies de Prunuloide e Entociboide diferem das de Rodopolioide por terem hábito tricolomatoide e serem consideradas ectomicorrízicas (Noordeloos & Gates 2012), além das espécies do clado Rodopolioide serem caracterizadas por basidiósporos entolomoides regulares, oriundos da conexão das arestas formando faces (Morgado *et al.* 2013). As espécies do clado Prunuloides têm basidiósporos irregulares com pelo menos uma face não delimitada por arestas (Morgado *et al.* 2013) e o clado Entociboide abriga as espécies de *Entocybe*, caracterizadas por basidiósporos pequenos, globosos e obscuramente angulados, sem faces verdadeiras (Baroni *et al.* 2011, Morgado *et al.* 2013).

O clado Prunuloides também compreende as espécies *Calliderma fibulatum* (FK0956) e *Entoloma griseolazulinum* (PM738), consideradas como pertencentes ao gênero *Calliderma*, caracterizado pela superfície pilear himeniforme. As duas espécies possuem basidiósporos subglobosos e angulados e estão segregadas no clado Prunuloides com outras espécies com basidiósporos do mesmo tipo, embora com diferentes tipos de superfície pilear (Manimohan *et al.* 2006, Karstedt & Capelari 2010). Enquanto as demais espécies de *Calliderma* (*C. pruinatocutis*, *E. henricii* e *C. rimosum*) com basidiósporos com cinco ou seis ângulos em perfil fazem parte do clado Inocephalus-Cyanula. Portanto, *Calliderma* como aceita por Largent (1994), Noordeloos (2004) e Karstedt & Capelari (2010) é claramente polifilética, corroborando He *et al.* (2012b), e as análises filogenéticas sugerem que a forma dos basidiósporos pode ser uma característica mais significativa do que a estrutura da superfície pilear.

O clado Pouzarella ficou restrito pelas espécies do gênero *Pouzarella* Mazzer (*Entoloma* subgênero *Pouzarella* (Mazzer) Noordel.) como definido por Mazzer (1976) e até o momento este clado é o único que corrobora a proposta do táxon com base em dados morfológicos, anteriormente à obtenção de dados moleculares (Baroni & Matheny 2011, Largent *et al.* 2011, He *et al.* 2013). A característica diacrítica do grupo é o formato dos basidiósporos que são heterodiamétrico-elípticos, considerado um dos tipos de basidiósporos mais complexos, com 13 faces (Pegler & Young 1979).

Os clados Nolanea-Claudopus e Inocephalus-Cyanula não estão associados a qualquer característica morfológica específica. Os basidiomas possuem ampla variação morfológica, assim como os basidiósporos são isodiamétricos ou heterodiamétricos, com quatro a oito ângulos em perfil, incluindo basidiósporos cuboides. As espécies com basidiósporos cuboides ocorrem no clado Inocephalus-Cyanula e as espécies com basidiósporos com quatro ângulos em perfil, mas não cuboides, são encontradas tanto no clado Inocephalus-Cyanula como no clado Nolanea-Claudopus.

Figura 7. Reconstrução filogenética de espécies de *Entolomataceae* com basidiósporos cuboides e espécies relacionadas com base no gene nLSU. Probabilidade posterior bayesiana (PPB > 0,95) e os valores de bootstrap (BS) da análise de máxima verossimilhança (BS > 70%) são indicados acima ou abaixo dos ramos como PPB/BS.



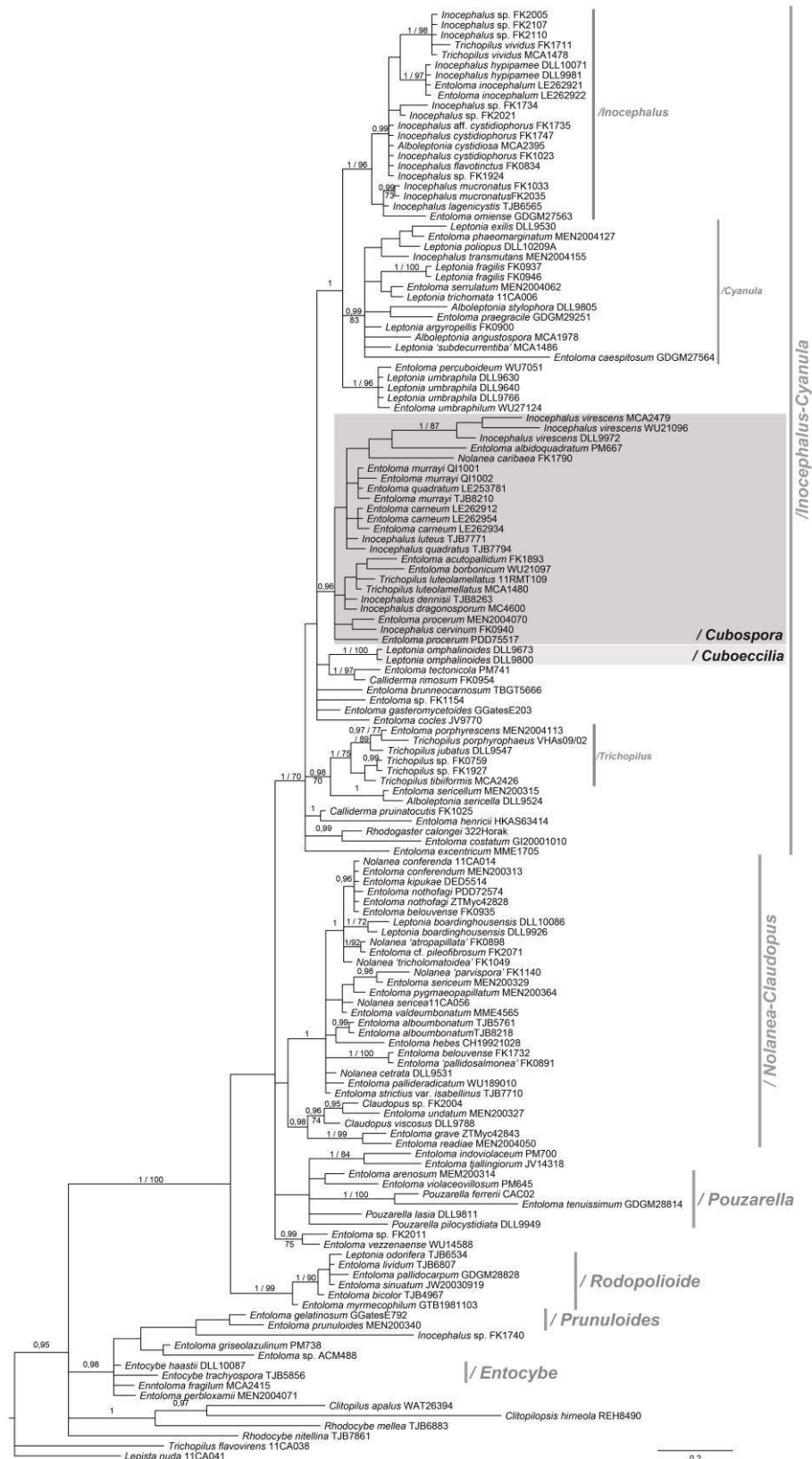


Figura 8. Reconstrução filogenética de espécies de *Entolomataceae* com basidiósporos cuboides e espécies relacionadas com base no gene mtSSU. Probabilidade posterior bayesiana (PPB > 0,95) e os valores de bootstrap (BS) da análise de máxima verossimilhança (BS > 70%) são indicados acima ou abaixo dos ramos como PPB/BS.

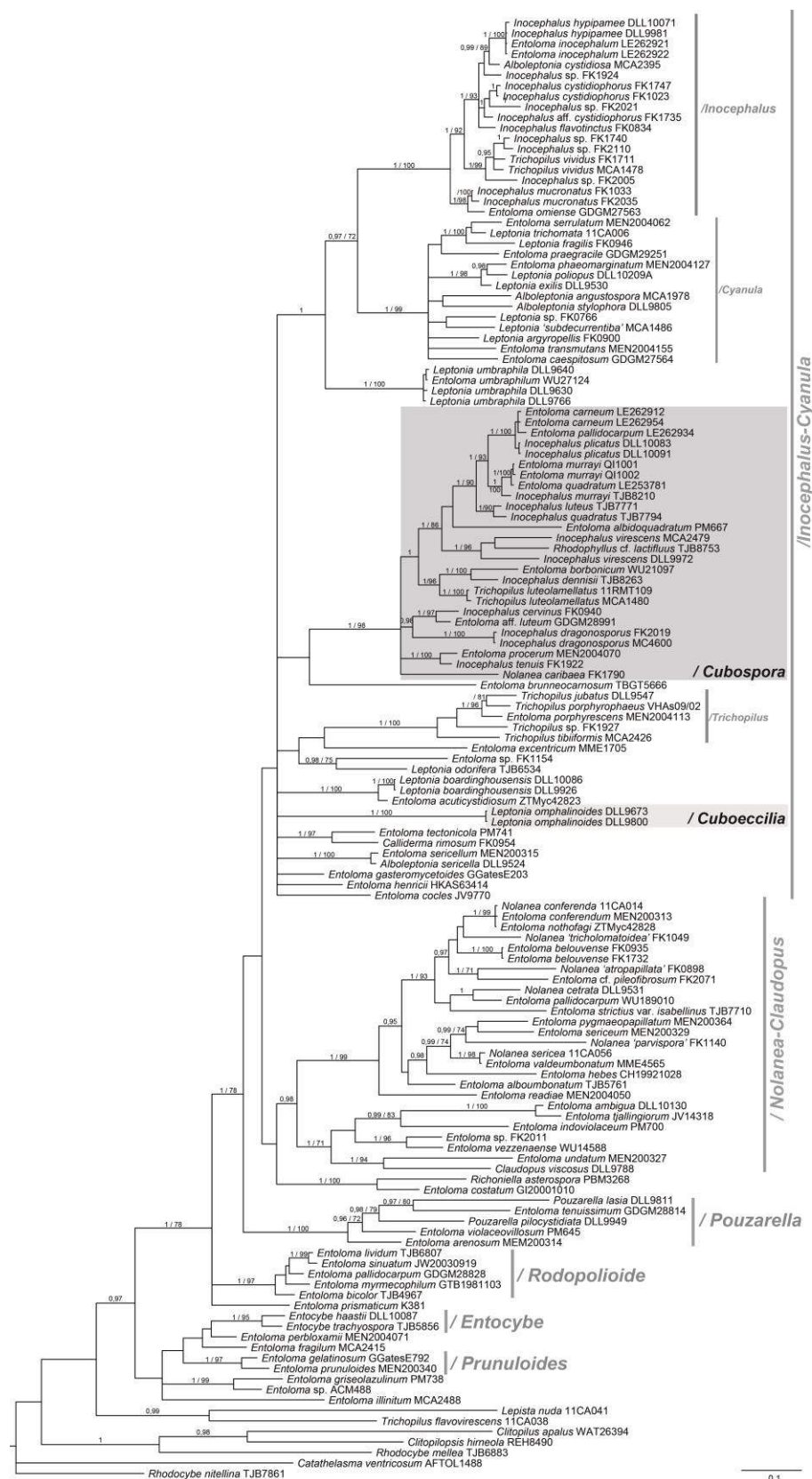


Figura 9. Reconstrução filogenética de espécies de *Entolomataceae* com basidiósporos cuboides e espécies relacionadas com base no gene *RPB2*. Probabilidade posterior bayesiana (PPB > 0,95) e os valores de bootstrap (BS) da análise de máxima verossimilhança (BS > 70%) são indicados acima ou abaixo dos ramos como PPB/BS.

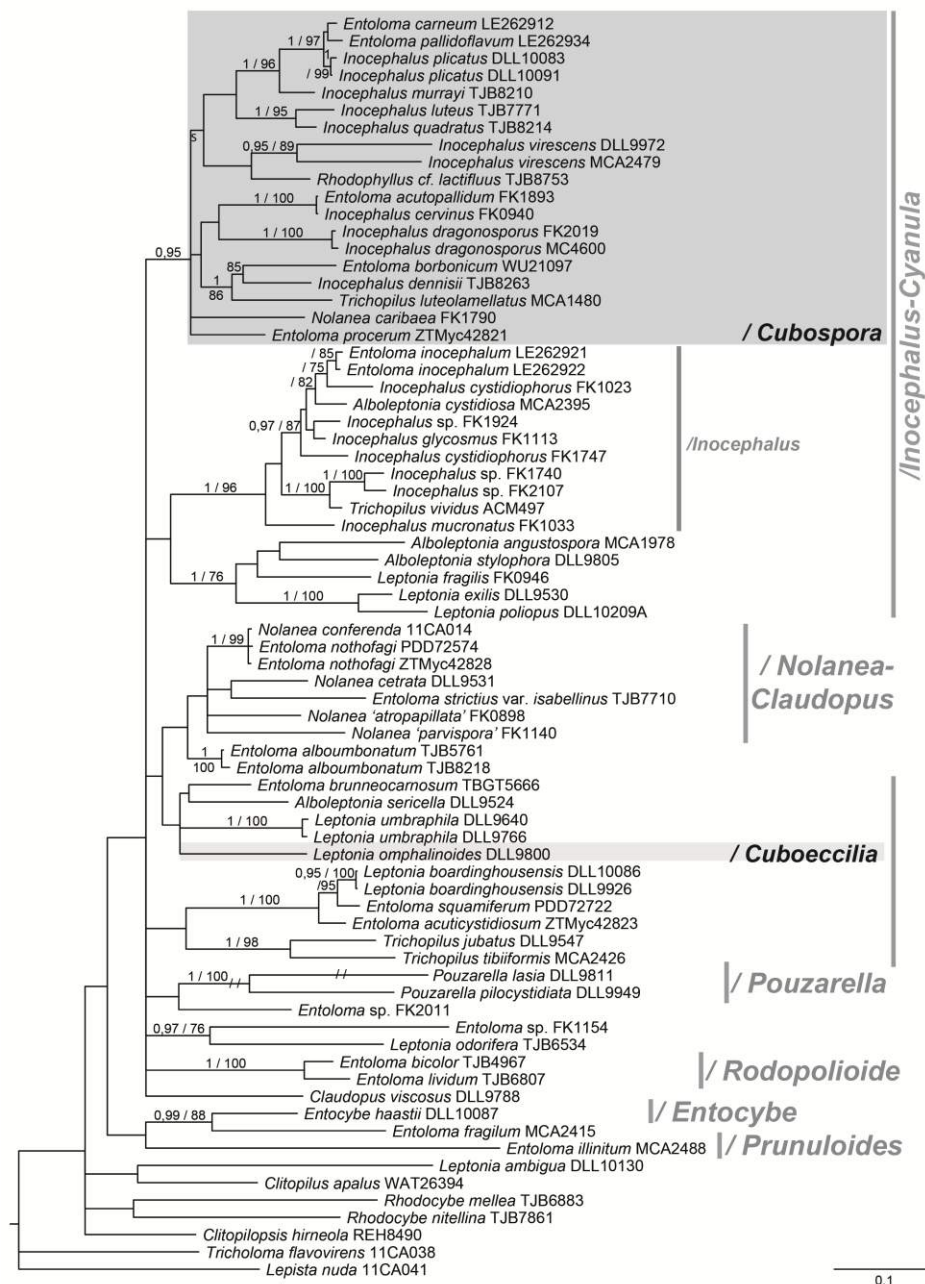


Figura 10. Reconstrução filogenética de espécies de *Entolomataceae* com basidiósporos cuboides e espécies relacionadas com base no gene *TEF1*. Probabilidade posterior bayesiana (PPB > 0,95) e os valores de bootstrap (BS) da análise de máxima verossimilhança (BS > 70%) são indicados acima ou abaixo dos ramos como PPB/BS.

ESPÉCIES COM BASIDIÓSPOROS CUBOIDES

Os basidiósporos cuboides são formados por seis faces quadrangulares, sendo uma face adaxial geralmente depressa (D), um par de faces diédricas (Ld) que formam a base do basidiósporo, um par de faces laterais (L) e uma face abaxial (B, Pegler & Young 1979), nas quais as arestas podem se unir formando ou não ângulos alongados (figura 11.a-m).

Espécies com este tipo de basidiósporo segregaram no clado *Inocephalus*-*Cyanula* e formaram dois grupos com bom suporte de PPB e BS, sem evidências que apoiem se estes dois cladogramas formam um grupo monofilético ou parafilético, provavelmente porque a amostragem e os genes utilizados não foram suficientes para resolução do clado.

CLADO CUBOECCILIA

O clado *Cuboeccilia* é fortemente suportado por PPB e BS e é composto por *Entoloma infundibuliforme*, *Leptonia omphalinoides* e uma espécie nova coletada no Brasil. Estas espécies compartilham o hábito colibioide do basidioma, com píleo depresso, basidiósporos cuboides (figura 11.a-c), cistídios fusoides ou ventricosos e superfície pilear em transição entre uma cutis e uma tricotoderme (Horak 1976a, Largent *et al.* 2013a).

Embora considerando a história taxonômica de *Entolomataceae*, este clado parece compreender as espécies com basidiósporos cuboides de *Rhodophyllus* subgênero *Entoloma* seção *Clitopiloides* Romagn. (Romagnesi 1941, Romagnesi & Gilles 1979, Singer 1986), porém não deve ser aplicado pois a espécie tipo definida no protólogo é *Entoloma cyathus* (Romagn. & Gilles) Noordel. & Co-David que é caracterizada por ter basidiósporos subglobosos, com quatro a seis ângulos e não cuboides. Portanto, para este grupamento, um novo gênero, *Cuboeccilia*, é proposto com base nas características morfológicas e no suporte estatístico do clado formado nas análises filogenéticas.

CLADO CUBOSPORA

O clado *Cubospora* é composto por espécies com basidiósporos cuboides (figura 11.d-m) tradicionalmente classificadas em *Inocephalus* incluindo as espécies das seções *Psittacini* e

Laeti de Romagnesi & Gilles (1979) e espécies descritas como pertencentes a *Entoloma* s.l., *Nolanea* e *Trichopilus*. Este clado pode ser caracterizado pelo hábito micenoide ou tricolomatoide, basidiósporos cuboideis, queilocistídios cilíndrico-clavados ou clavados, e superfície do píleo composta por uma cútis ou por uma cútis em transição para triconderme.

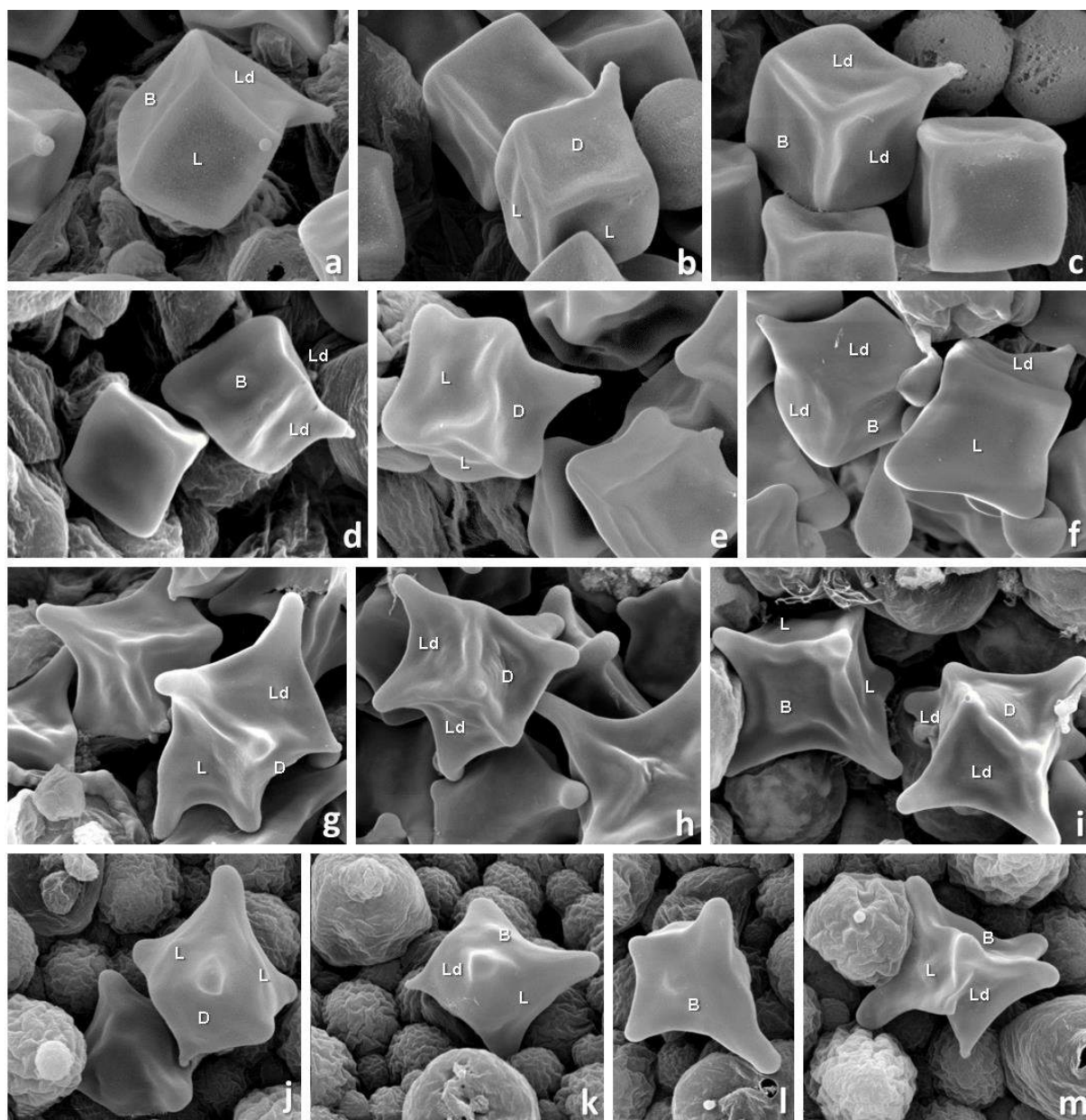


Figura 11. Microscopia eletrônica de varredura de basidiósporos: **a-c.** *Cuboecilia* sp. (MC4450), **d.** *Entoloma acutopallidum* (11RMT109), **e-f.** *E. procerum* (PDD75517), **g-i.** *Inocephalus dragonosporus* (MC4600), **j-m.** *Nolanea caribaeae* (FK1790). D: face adaxial, Ld: face diédrica basal, L: face lateral. Escalas: a-f: 5 μ m; g-m: 10 μ m.

Embora muitas espécies com basidiósporos cuboides sejam identificadas como pertencentes a *Inocephalus*, este clado é parafilético ao clado em que está *Entoloma inocephalum*, o tipo de *Inocephalus*. O clado *Inocephalus sensu stricto*, assim como o tipo do gênero, difere do clado *Cubospora* por agrupar espécies com queilocistídios e pleurocistídios fusoides e basidiósporos com quatro, cinco ou seis ângulos em perfil, geralmente formados por uma face adaxial com cinco ângulos, duas faces diédricas, duas faces laterais, uma apical quadrangular, e uma face abaxial com cinco ângulos (figura 12.a-g). Desta forma, o novo gênero *Cubospora* é proposto para abrigar as espécies com basidiósporos cuboides, segregando-as de *Inocephalus*.

ESPÉCIES COM BASIDIÓSPOROS CUBOIDES E PENTAGONAIS

Entre as espécies caracterizadas por basidiósporos com quatro ou cinco ângulos em perfil, foi possível observar que um mesmo basidioma possuía basidiósporos tanto cuboides quanto pentagonais em uma mesma lamela (figura 12.h-q), o que corrobora a observação de Kühner & Boursier (1929) de que em um mesmo basidioma podem ocorrer basidiósporos com anomalias provenientes da ausência ou do excesso de arestas, do acréscimo ou decréscimo no número de faces, ou ainda que os basidiósporos podem simplesmente ser irregulares.

As espécies com este tipo de basidiósporos estão distribuídas nos clados *Inocephalus*-*Cyanula* e *Nolanea*-*Claudopus*.

Clado *Inocephalus*-*Cyanula*

Entoloma brunneocarnosum foi descrito como tendo basidiósporos quadrados em perfil e classificado em *Entoloma* seção *Clitopiloides* (Romagn.) Noordel. por Pradeep *et al.* (2013). Os basidiósporos quando visualizados em MEV, são predominantemente formados por cinco faces laterais quadradas e duas faces pentagonais (face adaxial e abaxial, figura 12.h-i) e em alguns casos parecem ser formados por seis faces quadradas (figura 12.k). Poucos foram os basidiósporos cuboides observados, o que sugere que a forma pentagonal é a predominante e que a cuboide seria uma variação por perda da aresta que forma face apical. Comparando *E. brunneocarnosum* com as espécies dos dois clados com basidiósporos cuboides, difere de

Cuboeccilia pela ausência de cistídios fusoides e de *Cubospora* pelo hábito cliticiboide. As características de *E. brunneocarnosum* sugerem que um estudo com mais materiais e possíveis espécies correlacionadas possam auxiliar a compreender melhor a evolução dos basidiósporos cuboides e pentagonais.

Entoloma percuboideum foi descrito como pertencente à *Entoloma* subgênero *Inocephalus* seção *Staurospora* (Largent & Thiers) Noordel., com basidiósporos cuboides, raramente com cinco ângulos (Noordeloos 1992 como *Entoloma cuboideum*, 2004). Nas análises efetuadas, *E. percuboideum* colapsou no clado que contém *E. umbraphilum* (= *Leptonia umbraphila*), espécie descrita como tendo a maioria dos basidiósporos cuboides, raramente com cinco-seis ângulos (Noordeloos & Hausknecht 2007). No MEV observou-se que os basidiósporos destas espécies variam de cuboides a pentagonais e que em *E. percuboideum* (figura 12.l-n) a face apical, quando presente é bem definida, enquanto que em *E. umbraphilum* (figura 12.o-q) a face apical está geralmente indefinida, às vezes arredondada. Estas espécies formam um clado bem suportado no clado *Inocephalus*-*Cyanula* e dividem o hábito colibioide do basidioma, a superfície do píleo escamulosa, as lamelas adnato-decurrentes, os basidiósporos cuboides a pentagonais, os queilocistídios formando uma margem estéril e a superfície pilear em transição entre cútis e tricotoderme.

O clado *Entoloma percuboideum* e *E. umbraphilum* está relacionado com os clados que abrigam as espécies de *Inocephalus* e de *Leptonia* seção *Cyanula*. Estas espécies diferem de *Inocephalus* pela ausência de cistídios fusoides e de *Leptonia* seção *Cyanula* (= *Entoloma* subgênero *Cyanula* (Romagn.) Noordeloos) pelos basidiósporos com quatro a cinco ângulos em perfil, isodiamétricos ou subisodiamétricos, ao invés de com cinco a sete ângulos em perfil e heterodiamétricos (Noordeloos & Gates 2012).

Clado *Nolanea*-*Claudopus*

Entoloma grave é caracterizada por ter basidiósporos quadrados a romboides, às vezes pentagonais (Horak 1977) e *Entoloma alboubonatum* por ter basidiósporos quadrados a subquadrados e, às vezes, obscuramente pentagonais (Hesler 1967). Os basidiósporos de *E. alboubonatum* (figura 13.c-d) são formados por uma face basal simples, uma face adaxial (D), uma apico-adaxial (AD), uma abaxial (B) e uma apical (A), e *Entoloma grave* (figura 13.a-b) difere por ter duas faces diédricas (Ld), formadas a partir de uma aresta incompleta, ao invés

de uma face basal simples (Ba). Assim como foi observado em outras espécies, nestas espécies também ocorre a redução do número de arestas e perda da face apical (figura 13.b e c, asterisco), formando basidiósporos cuboides.

ESPÉCIES COM BASIDIÓSPOROS NÃO CUBOIDES, MAS COM QUATRO ÂNGULOS EM PERFIL

Nas análises também foram incluídas espécies caracterizadas por basidiósporos com quatro, cinco a seis ângulos e basidiósporos tipo prismático, com o intuito de verificar qual a relação existente com as espécies com basidiósporos cuboides. Estas espécies estão distribuídas nos clados *Inocephalus-Cyanula* e *Nolanea-Claudopus*.

Clado *Inocephalus-Cyanula*

Entoloma squamiferum foi descrita como tendo basidiósporos cuboides ou contorcidos, e algumas vezes distintamente angulados, com cinco-seis ângulos (Horak 2008, Largent *et al.* 2013a). O basidiósporo desta espécie é diferente de todos os tipos reconhecidos por Pegler & Young (1979). É irregular e formado por quatro ou cinco faces triangulares conectadas ao hilo; este formando um ápice quadrangular ou pentagonal (figura 13.j-m). No filograma, *E. squamiferum* é claramente relacionada com *Leptonia boardinghousinsis*, descrita como tendo basidiósporos com seis-sete(-oito) ângulos em perfil. Ambas as espécies compartilham os basidiósporos heterodiamétricos e a presença de cistídios fusoides com ápice pontudo ou ventricosorostrato.

Clado *Nolanea-Claudopus* e *Nolanea* seção *Staurospora*

Entoloma kipukae foi descrita como tendo basidiósporos cuboides ou cruciformes, frequentemente cuboide-retorcidos (Horak & Desjardin 1993); *Nolanea conferenda* com basidiósporos cruciformes-estrelados (Noordeloos 1992); *Entoloma praestans* com basidiósporos quadrados a romboides (Horak 1976a) e *Entoloma nothofagi* com basidiósporos quadrados, ocasionalmente quadrado-romboides ou distorcidos (Horak 2008). Todas estas

espécies formam um único clado, sem suporte estatístico, mas tendo em comum os basidiósporos tipo prismático (figura 13.e-i) com uma face adaxial D (com cinco ângulos considerando o hilo), uma face apical triangular A, uma face basal Ba simples e duas faces quadrangulares L.

Estas espécies são aceitas como pertencentes a *Nolanea* seção *Staurospori* Largent & Thiers. No entanto não existe um consenso quanto à circunscrição e posição taxonômica deste grupo dentro de *Entolomataceae* no decorrer da história. A seção *Staurospori* foi, inicialmente, proposta como *Rhodophyllus* seção *Nolanea* subseção *Staurospori* Romagn. para agrupar espécies com basidiósporos prismáticos, tendo como espécie-tipo *Entoloma staurosporum* (Romagnesi 1974), que atualmente é aceita como sinônimo de *Nolanea conferenda* (Noordeloos & Gates 2012). Largent & Thiers (1972) elevaram a subseção para seção e transferiram para *Nolanea* seção *Staurospora*, além de emendarem a descrição da seção em *Nolanea* para incluir espécies com basidiósporos tipo prismático ou noduloso-angulados. Noordeloos (1992) transferiu *Nolanea* seção *Staurospori* para *Entoloma* subgênero *Inocephalus*, combinando espécies com basidiósporos tipo prismático e cuboides em um mesmo subgênero. Mais recentemente, Noordeloos & Gates (2012) transferiram as espécies com basidiósporos tipo prismático e cuboides novamente para *Entoloma* subgênero *Nolanea* seção *Staurospori*.

Nas análises filogenéticas foi possível verificar que as quatro espécies da seção *Staurospori* pertencem, de fato, ao gênero *Nolanea* (clado *Nolanea*-*Claudopus*, figura 6) com bom suporte de PPB e BS, e morfologicamente diferenciam-se dos demais táxons pelos basidiósporos tipo prismático e basidiomas nolanioides.

Richoniella asterospora (PBM3268) com basidioma gasteroide e basidiósporos do tipo prismático (figura 3b de Baroni & Matheny 2011, Pegler & Young 1979) agrupou com *Rhodogaster calongei*, caracterizado pelo basidioma secotioide e basidiósporos cuboides (Horak & Moreno 1998) em que o hilo não forma uma base diédrica mas sim uma base simples (figura 1 de Horak & Moreno 1998, Pegler & Young 1979). Ambas espécies possuem basidiósporos com base do tipo simples e estão relacionadas com *Entoloma costatum*, com basidioma colibioide e basidiósporos com cinco ângulos em perfil (Noordeloos 1992). O clado que abriga estas três espécies está inserido, sem suporte estatístico, entre os clados *Nolanea*-*Claudopus* e *Inocephalus*-*Cyanula* (Baroni & Matheny 2011, figura 6).

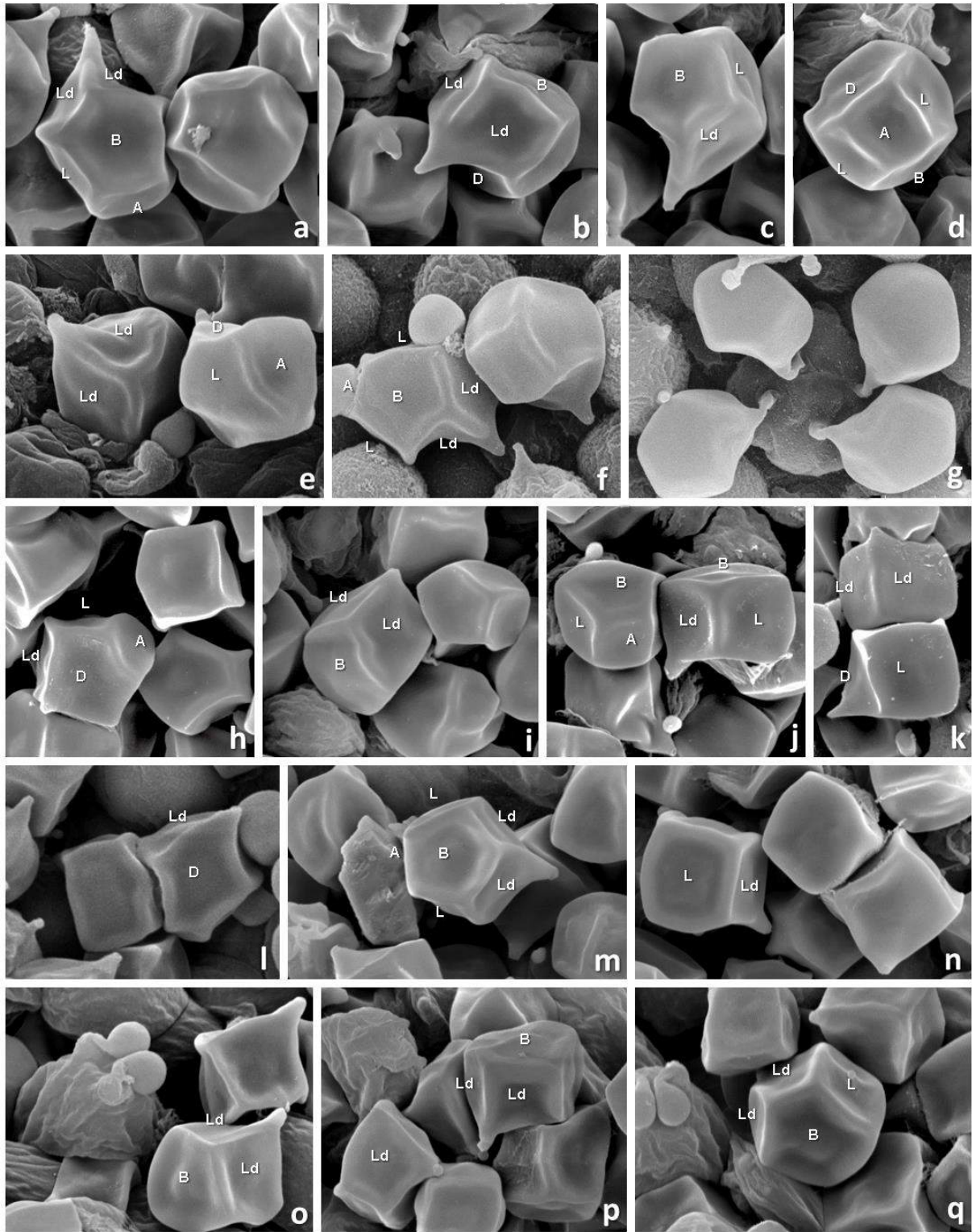


Figura 12. Microscopia eletrônica de varredura de basidiósporos: **a-d.** *Entoloma inocephalum* (LE262922), **e.** *Inocephalus flavotinctus* (FK0834), **f-g.** *I. mucronatus* (FK1033), **h-k.** *E. brunneocarnosum* (TBGT5666, parátipo), **l-n.** *E. percuboideum* (WU7051, holótipo), **o-q.** *E. umbraphila* (WU27124, holótipo). A: face apical, B: face abaxial, D: face adaxial, Ld: face diédrica basal, L: face lateral. Escala: 5 μ m.

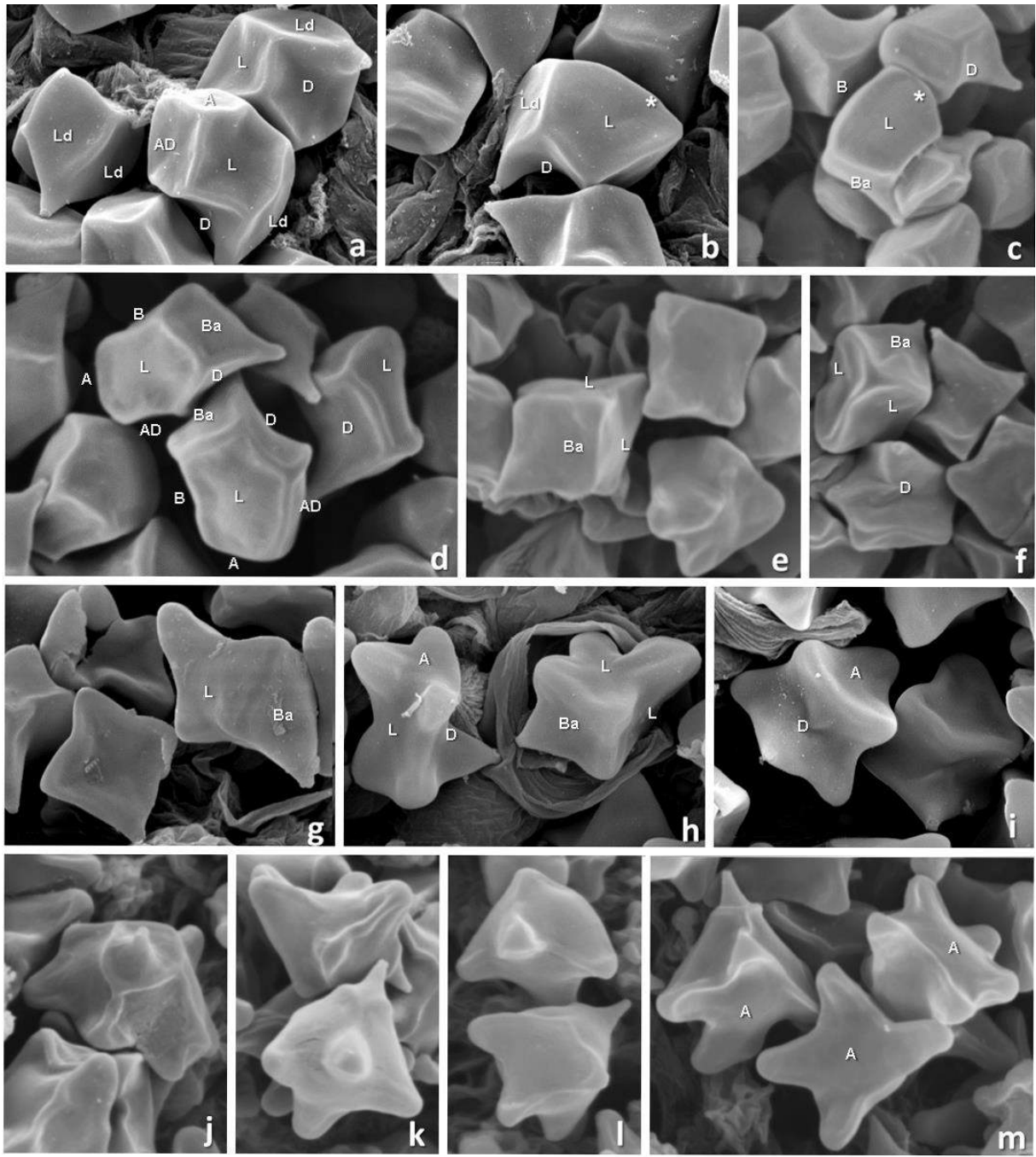


Figura 13. Microscopia eletrônica de varredura de basidiósporos: **a-b.** *Entoloma grave* (ZTMyc42843, holótipo), **c-d.** *E. alboubonatum* (TJB8218), **e-f.** *E. nothofagi* (PDD72574), **g-i.** *E. nothofagi* (ZTMyc42828), **j-m.** *E. squamiferum* (PDD72722). A: face apical, AD: apico-adaxial, Ba: face basal simples, D: face adaxial, Ld: face diédrica basal, L: face lateral. Escala: 5 µm.

TAXONOMIA

Como resultado das análises realizadas, dois gêneros novos são propostos, *Cuboecilia* e *Cubospora*, caracterizados por terem basidiósporos cuboides e correspondendo aos dois clados com forte suporte pelas análises estatísticas de IB e MV.

***Cuboecilia* Karstedt & Capelari, nov. gen.**

Etimologia: *cubo* referente a forma dos basidiósporos e *eccilia* por ser o nome proposto por Fries (1821) para as espécies com píleo umbilicado.

Espécie tipo: *Cuboecilia omphalinoides* (Largent) Karstedt & Capelari, **comb. nov.**
[≡ *Leptonia omphalinoides* Largent, Mycotaxon 125: 22. 2013.]

Basidiomas onfalínoídes ou colibínoídes. *Píleo* geralmente umbilicado ou com centro depresso, superfície glabra a escamosa, higrófono. *Contexto do píleo* fino. *Lamelas* decurrentes, estreitas, espaçadas, geralmente tendendo a acinzentadas. *Estipe* cilíndrico, longitudinalmente estriado, levemente fibriloso, fibroso, oco.

Basidiósporos cuboides, com seis faces quadrangulares, sem ângulos proeminentes. *Basídios* clavados, hialinos, parede fina. *Queilocistídios* e *pleurocistídios* presentes, abundantes ou raros, fusoides, fuso-ventricosos, ventricosos ou ventricoso-rostrados. *Pseudocistídios* ausentes. *Trama da lamela* formada por hifas subparalelas. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente emaranhadas. *Superfície pilear* com hifas prostradas e levemente emaranhadas a uma cutis em transição para tricoderme. *Superfície do estipe* uma cutis. *Ansas* presentes. *Hifas refrativas* ausentes ou raras.

Habitat: terrestre ou lignícola.

Distribuição: AUSTRÁLIA (Largent *et al.* 2013a), PAPUA NOVA GUINÉ (Horak 1976a) e BRASIL, São Paulo.

Comentários: *Cuboecilia* é caracterizado pelo basidioma onfalinoide ou cliticiboide, com píleo depresso ou umbilicado e lamelas decurrentes, além de basidiósporos cuboides e cistídios fusoides.

Espécies, como por exemplo, *Entoloma brunneocarnosum* (Pradeep *et al.* 2013), assemelham-se às de *Cuboecilia* pelo píleo infundibuliforme e basidiósporos cuboides, no entanto, em *E. brunneocarnosum* as lamelas são adnatas e os cistídios são vesiculosos a clavados. Tanto *Cuboecilia* quanto *E. brunneocarnosum* fazem parte do clado Inocephalus-

Cyanula, entretanto, com base nos *loci* estudados, estes grupos não estão fortemente relacionados (figura 6).

Cuboecilia assemelha-se com algumas espécies de *Inocephalus* por possuir, às vezes, basidiósporos com quatro ângulos em perfil e cistídios fusoides. No entanto, até o momento, não ocorrem espécies com basidiomas onfalínoides ou cliticóides em *Inocephalus*. E, embora o fato de tanto *Cuboecilia* quanto *Inocephalus* segregarem no clado Inocephalus-Cyanula (figura 6), estão em ramos distintos sugerindo uma evolução independente.

Cuboecilia é fortemente suportado pelas análises filogenéticas, tanto por PPB quanto por BS (figura 6) e pelas características morfológicas, sendo então proposto como um gênero novo, que atualmente é composto por três espécies, *Cuboecilia omphalínoide*s e uma espécie nova amostrada do Brasil, além de *Entoloma infundibuliforme*, uma espécie com problemas na delimitação da circunscrição da espécie.

***Cubospora* Karstedt & Capelari, nov. gen.**

Etimologia: *cubo* referente à forma cuboide dos basidiósporos.

Espécie tipo: *Cubospora dragonospora* (Singer) Karstedt & Capelari, **comb. nov.**

[= *Rhodophyllus dragonosporum* Singer, Atas do Instituto de Micologia da Universidade do Recife 2: 46. 1965.]

Basidiomas micenóides, colibóides ou tricolomatóides. *Píleo* cônico, convexo ou plano-convexo, frequentemente umbonado ou papilado, superfície glabra, adpresso-fibrilosa a escamosa, hígrófono ou não. *Contexto do píleo* fino a grosso. *Lamelas* adnexas ou adnexo-sinuadas, frequentemente ventricosas, abundantes ou espaçadas. *Estipe* cilíndrico, longitudinalmente estriado e levemente sulcado, levemente fibriloso, fibroso, oco, frequentemente com micélio basal cotonoso.

Basidiósporos cubóides, com seis faces quadrangulares, com ou sem ângulos proeminentes, às vezes tão proeminentes que lembram uma estrela. *Basídios* clavados, hialinos, parede fina. *Queilocistídios* frequentemente presentes, abundantes e recobrimdo toda a margem da lamela, cilíndricos, cilíndrico-clavados ou clavados. *Pleurocistídios* ausentes, ou quando presentes lembrando pseudocistídios (*Rhodophyllus* seção *Psittacini*). *Pseudocistídios* ausentes ou presentes (*Rhodophyllus* seção *Psittacini*). *Trama da lamela* formada por hifas subparalelas. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente emaranhadas. *Superfície pilear* formada por hifas prostradas e levemente emaranhadas, uma córtis em transição para tricoderme ou uma

tricoderme. *Superfície do estipe* uma cutis com ou sem caulocistídios. *Ansas* presentes. *Hifas refrativas* geralmente presentes.

Habitat: terrestre ou lignícola.

Distribuição: ÁFRICA (Romagnesi & Gilles 1979), AUSTRÁLIA (Largent *et al.* 2013a), BELIZE (T.J. Baroni, comunicação pessoal), CHINA (Li *et al.* 2009), ESTADOS UNIDOS (Hesler 1967), GUIANA FRANCESA (M.C. Aime, comunicação pessoal), LA REUNIÃO (Noordeloos & Hausknecht 2007), NOVA ZELÂNDIA (Horak 2008), PAPUA NOVA GUINÉ (Horak 1976a), RÚSSIA (Noordeloos & Morozova 2010), VIETNÃ (Morozova *et al.* 2012), BRASIL: Amazonas, Bahia, Pará, Pernambuco, Rio Grande do Norte, Rio Grande do Sul, Rio de Janeiro, Santa Catarina e São Paulo.

Comentários: as espécies pertencentes à *Cubospora* apresentam uma ampla variação morfológica com hábito micenoide, colibioide ou tricolomatoide, com a superfície do píleo variando de glabra a fortemente fibriloso-escamulosa, mas todas possuem estipe que tendem a ser delgado, lamelas ventricosas tendendo ao rosado e com basidiósporos cuboideiros rosados.

As análises filogenéticas comprovam, com bom suporte estatístico de PPB e BS (figura 6), que neste caso o formato dos basidiósporos é uma característica mais importante do que o hábito do basidioma e a estrutura da superfície pilear, características tradicionalmente utilizadas para separar gêneros e/ou subgêneros em *Entolomataceae*, e segregando claramente as espécies com basidiósporos cuboideiros de *Inocephalus*, *Leptonia*, *Nolanea* e *Trichopilus*.

Mudanças nomenclaturais

Com base nos resultados moleculares e nas descrições morfológicas, incluindo as dos pesquisadores colaboradores, as seguintes mudanças nomenclaturais são propostas:

Cubospora albogracilis (E. Horak) Karstedt & Capelari, **comb. nov.**

≡ *Entoloma albogracile* E. Horak, Sydowia 28: 180. 1976 [1975].

Cubospora borbonica (Noordel. & Hauskn.) Karstedt & Capelari, **comb. nov.**

≡ *Entoloma borbonicum* Noordel. & Hauskn., Fungal Diversity 27: 114. 2007.

Cubospora carnea* (Z.S. Bi) Karstedt & Capelari, **comb. nov.*

≡ *Entoloma carneum* Z.S. Bi, in Bi, Zheng & Li, Acta Mycol. Sin. 5: 162. 1986.

Cubospora lactiflua* (R. Heim) T.J. Baroni, **comb. nov.*

≡ *Rhodophyllus lactifluus* R. Heim, Revue de Mycologie 1: 251. 1936.

Cubospora lutea* (Peck) T.J. Baroni, **comb. nov.*

≡ *Entoloma luteum* Peck, Ann. Rep. New York State Mus. 54: 146. 1902 [1901].

≡ *Rhodophyllus luteus* (Peck) A.H. Sm., Papers of the Michigan Academy of Sciences 38: 72. 1953.

≡ *Inocephalus luteus* (Peck) T.J. Baroni, Brittonia 52: 134. 2000.

Cubospora murrayi* (Berk. & M.A. Curtis) T.J. Baroni, **comb. nov.*

≡ *Agaricus murrayi* Berk. & M.A. Curtis, Annals and Magazine of Natural History 4: 289. 1859.

≡ *Entoloma murrayi* (Berk. & M.A. Curtis) Sacc., Sylloge Fungorum 14: 127. 1899.

≡ *Rhodophyllus murrayi* (Berk. & M.A. Curtis) Singer, Lloydia 5: 101. 1942.

≡ *Nolanea murrayi* (Berk. & M.A. Curtis) Dennis, Kew Bulletin Additional Series 3: 76. 1970.

≡ *Inocephalus murrayi* (Berk. & M.A. Curtis) Rutter & Watling, Malay. Nat. J.: 231. 1997.

Cubospora pallidoflava* (Henn. & E. Nyman.) Karstedt & Capelari, **comb. nov.*

≡ *Leptonia pallidoflava* Henn. & E. Nyman., in Warburg, Monsunia 1: 18. 1900 [1899].

≡ *Entoloma pallidoflavum* (Henn. & E. Nyman.) E. Horak (como *pallide-flavum*), Sydowia 28: 178. 1976.

≡ *Rhodophyllus pallidoflavus* (Henn. & E. Nyman.) Romagn. & Gilles, Beih. Nova Hedwigia 59: 476. 1979.

Cubospora plicata* (Largent) Largent, **comb. nov.*

≡ *Inocephalus plicatus* Largent, Mycotaxon 123: 304. 2013.

Cubospora procera* (G. Stev.) Karstedt & Capelari, **comb. nov.*

≡ *Entoloma procerum* G. Stev., Kew Bulletin 16: 233. 1962.

Cubospora quadrata* (Berk. & M.A. Curtis) T.J. Baroni, **comb. nov.*

- ≡ *Agaricus quadratus* Berk & M.A. Curtis, Ann. Mag. Nat. Hist., Ser. 4: 290. 1859.
- ≡ *Nolanea quadrata* (Berk & M.A. Curtis) Sacc., Syll. Fung. (Abellini) 5: 723. 1887.
- ≡ *Entoloma quadratum* (Berk & M.A. Curtis) E. Horak, Sydowia 28:190. 1976 [1975].
- ≡ *Inocephalus quadratus* (Berk & M.A. Curtis) T.J. Baroni, in Baroni & Halling, Brittonia 52: 133. 2000.

Cubospora virescens* (Sacc.) Karstedt & Capelari, **comb. nov.*

- ≡ *Agaricus virescens* Berk & M.A. Curtis, Proc. Amer. Acad. Arts & Sci. 4: 116. 1860[1858] *nom. illegit.*
- ≡ *Leptonia virescens* Sacc., Syll. Fung. (Abellini) 5: 714. 1887.
- ≡ *Entoloma virescens* (Sacc.) E. Horak ex Coutec., Mycotaxon 27: 131. 1986.
- ≡ *Inocephalus virescens* (Sacc.) Largent & Abell-Davis, Mycotaxon 116: 232. 2011.

CONSIDERAÇÕES

A revisão de literatura e nomenclatura adotada demonstrou que um maior cuidado para a definição dos basidiósporos é necessário, uma vez que alguns dos basidiósporos descritos como cuboides ou como quadrados, na verdade apresentaram uma ou mais faces com quatro ângulos, e não seis faces quadradas.

Os basidiósporos cuboides são caracterizados por terem as seis faces perfeitamente quadradas, ou quadrado-irregulares, ou quadradas com os ângulos proeminentes, estes últimos, ao microscópio de luz são quadrados com os ângulos proeminentes quando em perfil e quando em ângulo lembram uma estrela. Em casos raros, o ângulo em que se encontra o hilo está reduzido (figura 10.c-d em Karstedt & Capelari 2013), sugerindo a tendência destes basidiósporos, se tornarem prismáticos (diferente de basidiósporo tipo prismático) a partir da redução de uma aresta do basidiósporo cuboide visualizados em meio aos basidiósporos cuboides (Karstedt & Capelari 2013).

A forma cuboide do basidiósporo é uma característica morfológica taxonomicamente importante e mais informativa que o hábito do basidioma, como por exemplo, no caso de *Trichopilus luteolamellatus*. Estes resultados, juntamente com a estabilidade e suporte dos clados Pouzarella e Entociboide, corroboram Morgado *et al.* (2013) quando afirmam que a morfologia dos basidiósporos é uma característica chave para a sistemática de *Entolomataceae*.

Espécies com basidiósporos que variam de cuboides a pentagonais, ou que apresentam uma ou mais faces quadradas, podem ser encontrados tanto no clado *Inocephalus-Cyanula* quanto em *Nolanea-Claudopus* e, predominantemente, a presença de basidiósporos cuboides em meio a basidiósporos pentagonais deve-se pela perda da face apical do basidiósporo pentagonal. A MEV permitiu verificar que, de modo geral, os basidiósporos das espécies agrupadas no clado *Inocephalus-Cyanula* tem base diédrica e no clado *Nolanea-Claudopus* base simples, com exceção de *Entoloma grave*, que tem base diédrica incompleta. Também demonstrou que as espécies com basidiósporos do tipo prismático formam um clado completamente segregado das espécies com basidiósporos cuboides, ou seja, os dois tipos de basidiósporos não estando filogeneticamente relacionadas.

Os clados *Cuboeccilia* e *Cubospora* são formados por espécies de diferentes continentes e mesmo em *Cubospora*, com uma amostragem mais significativa, não foi possível associar os clados internos a continentes, sugerindo que a diversificação das espécies com basidiósporos cuboides ocorreu ainda na era Paleozóica, ou anteriormente, e que após a separação dos continentes a especiação ou a deriva genética foi mais lenta.

Capítulo II:

CUBOECCILIA E CUBOSPORA NO BRASIL

A forma dos basidiósporos é uma característica taxonômica importante em *Entolomataceae* (Baroni *et al.* 2011, Bergemann *et al.* 2013, Morgado *et al.* 2013) e no Capítulo 1 pode-se observar que a forma cuboide do basidiósporo representa uma característica de alto valor taxonômico, formando dois clados com bons suportes estatísticos e para os quais foram propostos os nomes genéricos, *Cuboeccilia* e *Cubospora*.

Neste trabalho são reconhecidas 28 espécies com basidiósporos cuboides, sendo uma espécie nova de *Cuboeccilia*, *C. largentiana*, e 27 espécies de *Cubospora*, onde 15 são novas para a ciência, *Cubospora amazonica*, *C. arenicola*, *C. azurea*, *C. atlantica*, *C. brasiliensis*, *C. brunneolosquamulosa*, *C. caelesta*, *C. gatesiana*, *C. luteobrunnea*, *C. noordeloosiana*, *C. membranacea*, *C. neotropicalis*, *C. papillata*, *C. rufescens* e *C. vinososquamulosa*; 12 nomes são combinações novas, das quais duas são citações novas para o Brasil, *C. acutopallida* e *C. luteolamellata* e quatro são ampliações na distribuição dentro do Brasil, *C. caribaea*, *C. cervina*, *C. dragonospora* e *C. lycopersica*. A revisão morfológica das coleções exclui *Cubospora avilana* do Brasil e questiona a citação de *C. kamerunensis*.

As espécies estudadas incluem as 14 espécies e quatro nomes identificados como conferir ou afim citados para o país (Singer 1965, 1973, Horak 1976a, 1977, 1982, Singer & Aguiar 1986, Capelari 1989, Pegler 1997, Putzke & Cavalcanti 1997, Souza & Aguiar 2004, Meijer 2006, Wartchow 2006, Alves & Nascimento 2012, Coimbra *et al.* 2013, Karstedt & Capelari 2013), mais as novas coletas, com um total de 299 materiais de *Entolomataceae*, dos quais 44 possuem basidiósporos cuboides, além dos materiais disponibilizados por outros coletores. Um total de 139 materiais com basidiósporos cuboides estão compilados no apêndice, que inclui observações como identificação confirmada, nova identificação, insuficiência de material ou material não disponibilizado.

Parte 1: TAXONOMIA

CHAVE DE IDENTIFICAÇÃO PARA OS GÊNEROS E AS ESPÉCIES COM BASIDIÓSPOROS CUBOIDES

- 1a. Basidiomas onfalínoídes; pleuro e queilocistídios fusóides *Cuboecilia* (*C. largentiana*)
- 1b. Basidiomas micenóides, colibióides ou tricolomatóides, pleurocistídios ausentes, queilocistídios ausentes ou presentes..... *Cubospora* (2)
- 2a. Píleo de coloração vinácea, lilácea ou marrom-liláceo 3
- 2b. Píleo de coloração branca, amarela, bege, alaranjado, amarelo-ocráceo, vermelho-ferrugem, marrom-alaranjado, marrom, cinza, azul ou verde 6
- 3a. Píleo com superfície adpresso-fibrilosa 4
- 3b. Píleo com centro fibriloso-esquamuloso e na margem glabrescente..... 5
- 4a. Cistídios cilíndricos a clavados *C. arenicola*
- 4b. Cistídios cilíndrico-tortuosos, sinuosos, fusóide-ventricoso, ampuliformes, fusóide-ampuliformes *C. gatesiana*
- 5a. Basidiósporos cubóides sem ângulos proeminentes ou faces depressas.....
..... *C. vinososquamulosa*
- 5b. Basidiósporos cubóides com ângulos levemente proeminentes *C. atlantica*
- 6a. Basidioma inteiro branco ou esbranquiçado 7
- 6b. Basidioma não inteiro branco ou esbranquiçado, com píleo bege, amarelo, alaranjado, amarelo-ocráceo, vermelho-ferrugem, marrom-alaranjado, marrom, cinza, azul ou verde 8
- 7a. Basidioma delicado com píleo papilado *C. caribaea*
- 7b. Basidioma robusto com píleo levemente umbonado *C. dennisii*
- 8a. Píleo amarelo, alaranjado, amarelo-ocráceo ou vermelho-ferrugem e estipe concolor 9
- 8b. Píleo bege, ocre, marrom-alaranjado, marrom, cinza, azul ou verde, estipe concolor ou não 14
- 9a. Píleo opaco, adpresso fibriloso 10
- 9b. Píleo fortemente translúcido estriado e higrófono 11
- 10a. Pseudocistídios presentes *C. luteobrunnea*
- 10b. Pseudocistídios ausentes *C. noordeloosiana*
- 11a. Píleo convexo a côncavo, não papilado a furado *C. lycopersica*
- 11b. Píleo cônico, frequentemente papilado 12

12a. Basidiósporos cuboides sem ângulos proeminentes, quadrados	<i>C. neotropicalis</i>
12b. Basidiósporos cuboides com ângulos proeminentes que lembram uma estrela	13
13a. Píleo vermelho-ferrugem ou ruivo	<i>C. rufescens</i>
13b. Píleo amarelo a amarelo-ocráceo, menos frequentemente ocre	<i>C. papillata</i>
14a. Píleo bege, ocre, marrom-alaranjado ou marrom	15
14b. Píleo cinza, azul ou verde	24
15a. Píleo glabro ou levemente adpresso-fibriloso	16
15b. Píleo fortemente adpresso-fibriloso, adpresso-esquamuloso ou fibriloso-esquamuloso ..	22
16a. Pseudocistídios presentes	17
16b. Pseudocistídios ausentes	18
17a. Basidiósporos com ângulos proeminentes	<i>C. viscauriantia</i>
17b. Basidiósporos sem ângulos proeminentes	<i>C. amazonica</i>
18a. Basidiósporos com ângulos não ou levemente proeminentes, medindo até 13 µm em diagonal	19
18b. Basidiósporos com ângulos bem proeminentes, medindo mais de 16 µm em diagonal	21
19a. Píleo cônico-expandido, sem papila, amarronzado-rosado	<i>C. membranacea</i>
19b. Píleo cônico ou cônico-convexo, com papila discreta e evidente, ocre	20
20a. Basidiósporos sem ângulos alongados, cuboides	<i>C. cervina</i>
20b. Basidiósporos com ângulos alongados, lembrando uma estrela	<i>C. papillata</i>
21a. Píleo com papila alongada	<i>C. dragonospora</i>
21b. Píleo sem papila alongada, umbonado	<i>C. tenuis</i>
22a. Píleo com superfície marrom-café e lamelas bege a amareladas	<i>C. luteolamellata</i>
22b. Píleo com superfície bege a levemente amarronzada e lamelas bege a rosadas	23
23a. Píleo fortemente adpresso-fibriloso, basidiósporos cuboides com ângulos pouco alongados	<i>C. acutopallida</i>
23b. Píleo fibriloso-esquamuloso, basidiósporos cuboides sem ângulos alongados	<i>C. brunneolosquamulosa</i>
24a. Píleo cinza	<i>C. fraterna</i>
24b. Píleo azul ou verde	25
25a. Píleo azul-celeste com parte central amarelada ou ocre	<i>C. azurea</i>
25b. Píleo azul-celeste que se torna verde-oliváceo ou verde-ocráceo	26

- 26b. Píleo azul-celeste com superfície evidentemente adpresso-fibrilosa, fibrilosa a fibriloso-velunitosa, fibrilidade verde-oliva *C. brasiliensis*
- 26a. Píleo azul-celeste com superfície glabra a levemente adpresso-fibrilosa, de mesma cor que píleo 27
- 27a. Basidiósporos 8,7–11,2(–12,5) e queilocistídios irregulares, variando de clavados a ventricosos *C. caelestis*
- 27b. Basidiósporos 6,2–8,7(–10) µm e queilocistídios clavados ou delgado-clavados *C. azureoviridis*

***Cuboeccilia largentiana* Karstedt & Capelari, sp. nov.**

Figura 14

Etimologia: em homenagem a David Lee Largent pela sua contribuição para o conhecimento de *Entolomataceae*.

Píleo 40 mm diâm., convexo-umbilicado, castanho (próximo a N₆₀Y₉₀M₅₀), higrófono, superfície glabra, estriada por transparência próximo a margem, margem levemente irregular. *Contexto do píleo* fino. *Lamelas* decurrentes, estreitas, espaçadas, acinzentado-rosadas (N₃₀Y₂₀M₃₀), com 2–3 séries de lamélulas, margem lisa, da mesma cor que as faces da lamela. *Estipe* 43 × 6 mm, cilíndrico, circular, central, bege, longitudinalmente estriado, levemente fibriloso, fibroso, oco, base com micélio tomentoso, branco. *Contexto do estipe* não observado. *Odor e sabor* não observados. *Esporada* não observada.

Basidiósporos cuboides, com apêndice hilar presente, 7,5–8,7 × 7,5–8,7(–10) µm [$x_m = 8,65 (\pm 0,3) \times 8,26 (\pm 0,59) \mu m$, $Q = 1-1,16$, $Q_m = 1,05 (\pm 0,07)$, $n = 20$] sem ângulos proeminentes, 10–11,2 × 10–11,2 µm [$x_m = 10,89 (\pm 0,55) \times 10,57 (\pm 0,62) \mu m$, $Q = 1-1,12$, $Q_m = 1,03 (\pm 0,05)$, $n = 20$] em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* clavados, 35–45 × 10–12,5 µm ($n = 20$), hialinos, parede fina, 4 esterigmas. *Queilocistídios* e *pleurocistídios* dispersos, fusoides, fuso-ventricosos, ventricosos, ventricoso-rostrados, às vezes colapsados, 51–75 × 12,5–21 µm ($n = 13$), hialinos ou levemente amarronzados com pigmento intracelular marrom, parede fina. *Pseudocistídios* ausentes. *Trama da lamela* formada por hifas subparalelas, cilíndricas ou infladas, às vezes ramificadas, 3,7–12,5 µm diâm. ($n = 20$), hialinas, parede fina, pouco septadas, sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente emaranhadas, cilíndricas, cilíndrico-infladas, maioria colapsada, 3,7–18 µm diâm. ($n = 10$), hialinas, parede fina, septadas. *Superfície pilear* formada por hifas prostradas e

levemente emaranhadas, cilíndricas, 5–17,5 μm diâm. ($n = 20$), hialinas, parede fina, hifas terminais prostradas, levemente clavadas ou cilíndrico-clavadas. *Superfície do estipe* uma cútis, com hifas cilíndricas, 2,5–6,2 μm diâm. ($n = 20$), hialinas ou amarelo-palha, parede fina, septadas. *Ansas* presentes. *Hifas refrativas* ausentes.

Habitat: solitário, em solo, em Floresta Atlântica.

Distribuição: São Paulo, Brasil.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Santo André, Reserva Biológica de Paranapiacaba, 23 de março de 2009, M. Capelari & L.A. Silva Ramos 4450 (holótipo, SP).

Comentários: as únicas espécies que se assemelham a *Cuboeccilia largentiana* por terem basidioma onfalinoide (com píleo umbilicado e lamelas decurrentes), basidiósporos cuboides e cistídios fusoides, são *Cuboeccilia omphalinoides* (Largent) Karstedt & Capelari descrita da Austrália e *Entoloma infundibuliforme* Petch coletada no Sri Lanka.

Cuboeccilia omphalinoides difere de *C. largentiana* por ter hábito lignícola, basidiomas menores, píleo com 6–11 mm, superfície do píleo minutamente esquamolosa formando escamas eretas em direção à margem e basidiósporos também menores, medindo 4,6–8,4 $\times$ 3,7–6,7 μm (Largent *et al.* 2013a, como *Leptonia omphalinoides*).

Entoloma infundibuliforme Petch *sensu* Horak (1976a) difere por ter a superfície do píleo densamente coberta por escamas fibriloso-escamosas na porção central e pelos basidiósporos menores, com 5,5–8 μm . O material de *E. infundibuliforme*, determinado por E. Horak (1976a, ZTMyc 42836, antigo ZT 72/487) foi analisado e foi confirmada a presença de basidiósporos cuboides e cistídios fusoides. No entanto, esta espécie necessita de uma revisão do tipo e demais materiais, pois enquanto Horak (1976a) descreveu a espécie com basidiósporos cuboides e cistídios fusoides e tratou *Entoloma infundibuliforme* Hesler (= *Entoloma perumbilicatum* Hesler, nome novo) como sinônimo, Pegler (1986) mencionou basidiósporos quadrados a pentagonais e queilocistídios fusoides e Pegler (1978b) a descreveu com o mesmo formato de basidiósporos, porém com queilocistídios ausentes. Mais estudos são necessários para determinar se os basidiósporos da espécie *E. infundibuliforme* são cuboides ou pentagonais, ou se a espécie possui os dois tipos de basidiósporos, e definir se o material incluído na análise molecular realmente pertence a mesma espécie do tipo.

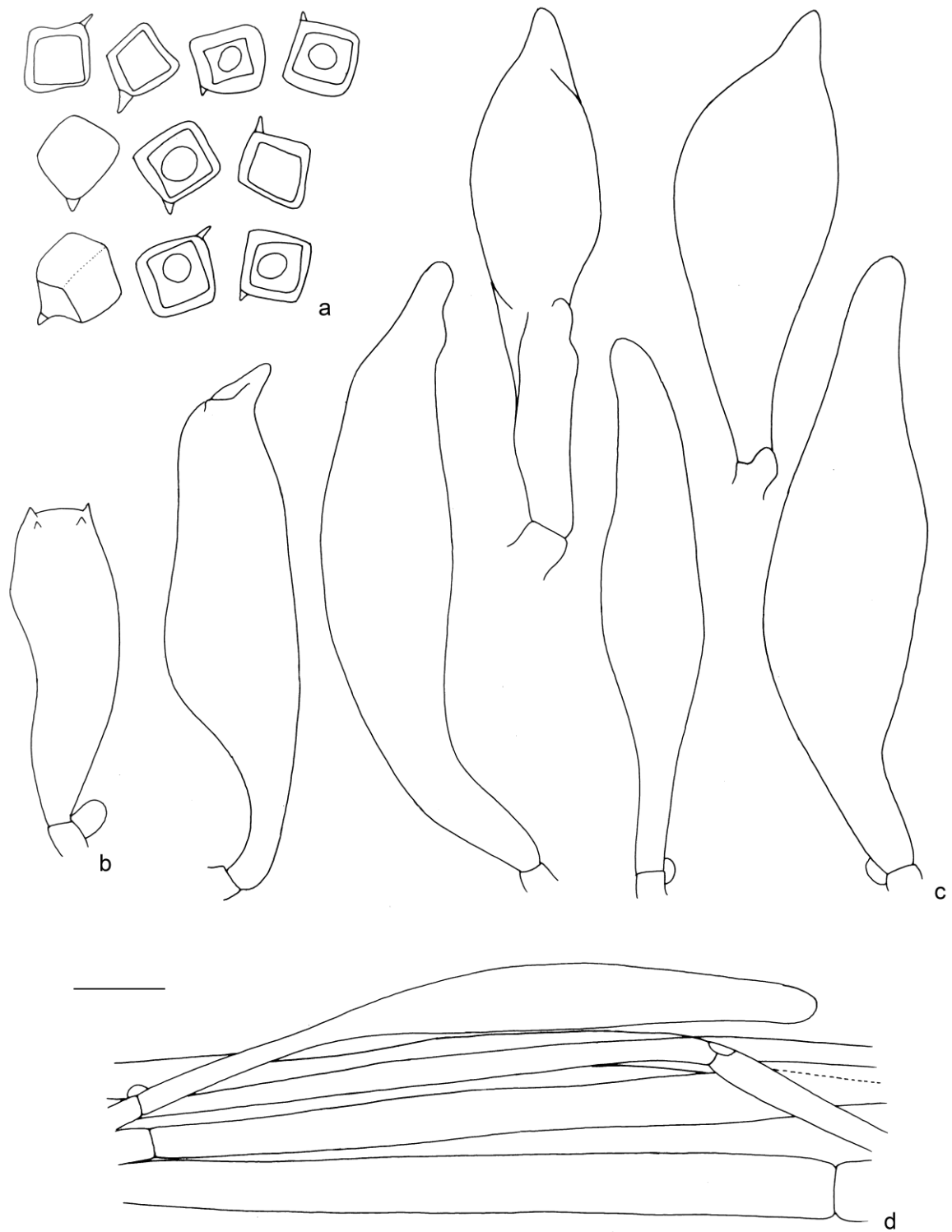


Figura 14. *Cuboecilia largentiana* (MC4450): **a.** basidiósporos; **b.** basídio; **c.** queilocistídios; **d.** superfície pilear. Escalas: a-c: 10 μ m, d: 20 μ m.

Cubospora acutopallida (E. Horak & Cheype) Karstedt & Capelari, **comb. nov.**

Figura 15, 20.a-c, 44.a-b

≡ *Entoloma acutopallidum* E. Horak & Cheype, Bull. Soc. Mycol. Fr. 124: 289. 2008.

Píleo 35–55 mm diâm., 25–35 mm alt., cônico-papilado, bege-amarronzado, marrom-amarelado (N₄₀Y₇₀M₄₀) a castanho no centro (próximo a N₅₀Y₉₉M₆₀–N₇₀Y₈₀M₇₀), pouco higrófono, superfície fortemente adpresso-fibrilosa, estriada, levemente estriada por transparência, margem do píleo crenada, irregular ou rasgada; papila pronunciada, concolor à superfície, não estriada, às vezes pouco escamuloso-fibrilosa. *Contexto do píleo* fino, marrom-translúcido próximo à margem e branco na região mais central. *Lamelas* livres a adnexas, faces lisas, ventricosas (< 4 mm), subabundantes, brancas, branco-rosadas (N₁₀Y₂₀M₁₀) a rosadas (N₂₀Y₂₀M₂₀), com duas séries de lamélulas, margem irregular, concolor à lamela. *Estipe* 125–150 × 3–6 mm, cilíndrico ou supra-atenuado, circular, central, creme levemente amarronzado (mais pálido que N₀₀Y₅₀M₁₀), glabro, adpresso-fibriloso, estriado e retorcido, oco, base com micélio tomentoso, branco. *Contexto do estipe* branco. *Odor* indiferente e *sabor* não observado. *Esporada* rosada foi observada sobre o píleo.

Basidiósporos cuboides com ângulos pouco alongados, 4 ângulos quando em perfil, raramente com 5 ângulos, (8,7–)10–12,5 × 10–13,7 µm [$x_m = 10,6 (\pm 1,04) \times 11,35 (\pm 0,98) \mu m$, $Q = 1-1,28$, $Q_m = 1,07 (\pm 0,07)$, $n = 60/4$] sem projeções, (10–)11,2–13,7 × (11,25–)12,5–13,75 µm [$x_m = 12,04 (\pm 0,75) \times 12,73 (\pm 0,63) \mu m$, $Q = 1-1,22$, $Q_m = 1,05 (\pm 0,07)$, $n = 33/3$] com projeções, 13,7–17,5 × 15–18,7 µm [$x_m = 14,9 (\pm 0,4) \times 16,1 (\pm 0,9) \mu m$, $Q = 1-1,16$, $Q_m = 1,01 (\pm 0,02)$, $n = 20/2$] em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* cilíndrico-inflados ou inflado-clavados, 46–61(–77) × 12,5–17,5 µm ($n = 36/4$), hialinos, parede fina, 4 esterigmas. *Queilocistídios* dispersos na linha himenial, cilíndricos, cilíndrico-clavados, clavados, hifoides ou ramosos, (37–)44–112 × 6,5–13,7 µm ($n = 25/3$), hialinos, parede fina. *Pleurocistídios* e *pseudocistídios* ausentes. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas ou cilíndrico-infladas, (3,7–)6,2–24 µm diâm. ($n = 53/4$), hialinas, parede fina, septadas (septos com distância de cerca de 200 µm, $n = 2$); sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente dispostas, (6,2–)11,2–29 µm diâm. ($n = 55/4$), cilíndricas ou cilíndrico-infladas, hialinas ou, às vezes, com pouco pigmento intracelular marrom, parede fina, septadas. *Superfície pilear* formada por hifas prostradas, 3,7–11,2(–15) µm diâm. ($n = 57/4$), usualmente com pigmento intracelular amarelo-palha ou hialinas, parede fina, septos distantes (cerca de 200 µm de distância). *Superfície do*

estipe formado por hifas prostradas, hifas cilíndricas, às vezes ramificadas, 2,5–8,7 µm diâm. (n = 40/3), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina. *Caulocistídios* ausentes. *Ansas* presentes. *Hifas refrativas* presentes no contexto e na trama da lamela.



Figura 15. *Cubospora acutopallida*: **a-d**. basidiósporos: **a**. 11RMT078; **b**. TBGAG649; **c**. FK1893; **d**. Dennis 46; **e**. basídios (11RMT078); **f-g**. queilocistídios: **f**. FK1893; **g**. TBGAG649; **h**. superfície pilear (TBGAG649). Escalas: a-g: 10 µm, h: 20 µm.

Habitat: solitário ou gregário, na serapilheira com solo arenoso, no bioma Floresta Amazônica.

Distribuição: *Cubospora acutopallida* foi descrita originalmente da Guiana Francesa (Horak & Cheype 2008) e citada para Trinidad [Dennis 1953, Pegler 1983 como *Nolanea pinna* (Romagn.) Dennis]. Agora está sendo citada para as cidades de Belém e de Caxiuanã no estado do Pará, Brasil.

Material examinado: BRASIL. PARÁ: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Plote PPBio, trilha 2, 19 de fevereiro de 2008, R. Maziero TBGAG649 (MG); 12 de fevereiro de 2011, R. Maziero & M. Tassilo 11RMT078 (MG); Belém, Reserva do Mocambo, 22 de fevereiro de 2011, F. Karstedt & C. Castro FK1893 (SP). TRINIDAD. ARIMA: “Northern Range”, 25 de setembro de 1949, R.W.G. Dennis 46 (K).

Comentários: *Cubospora acutopallida* assemelha-se à *Nolanea pinna* pelo basidioma relativamente grande com píleo cônico e papilado de coloração amarronzado-amarelado e fortemente adpresso-fibriloso-estriado. No entanto, as duas espécies diferem por *N. pinna* ter basidiósporos prismáticos e não cuboides e queilocistídios ausentes (Romagnesi 1941).

Dennis (1953) e Pegler (1983) consideraram os basidiósporos do material *Dennis 46* como prismáticos e cistídios ausentes e assim identificaram como *Nolanea pinna*. A revisão morfológica do material mostrou que os basidiósporos são cuboides e que os queilocistídios estão presentes.

Na análise filogenética (figura 53), *Cubospora acutopallida* segrega com as espécies que tem píleo com superfície fortemente adpresso-fibrilosa ou esquamuloso-fibrilosa, com fibrilas e escamas mais pigmentadas que a superfície abaixo delas, com basidiósporos com ângulos pouco alongados ou nada alongados e superfície pilear formada por uma cútis em transição a tricoderme. No entanto, de acordo com os dados moleculares não é proximamente relacionada a qualquer delas.

***Cubospora amazonica* Karstedt & Capelari, sp. nov.**

Figuras 16, 20.d-f, 45.a-b

Etimologia: por ter sido coletada em meio à Floresta Amazônica.

Píleo 8–35 mm diâm., cônico, cônico-campanulado, cônico-expandido ou aplanado com centro cônico, marrom-ocráceo (próximo a N₅₀A₉₉M₄₀ a N₆₀A₅₀₋₆₀M₅₀) com centro levemente pálido em relação a margem, glabro, às vezes levemente ceroso, estriado-translúcido,

higrófono, superfície levemente adpresso-fibrilosa, margem do píleo inicialmente involuta e depois reta, lisa, ondulada ou levemente crenulada. *Contexto do píleo* fino, < 1 mm, branco. *Lamelas* adnexas, adnexo-sinuadas ou sinuadas, faces lisas, ventricosas (< 5 mm), subabundantes a abundantes, brancas, bege ou branco-rosadas (mais pálido que N₀₀A₁₀M₁₀), duas séries de lamélulas, margem concolor e levemente irregular. *Estipe* 25–55 × 2–4 mm, cilíndrico ou levemente supra-atenuado, circular, central, branco, branco levemente marrom-acinzentado (branco-sujo), bege ou bege levemente marrom-acinzentado, às vezes mais amarronzado na base, glabro, fibroso, levemente estriado e retorcido, oco, base com micélio tomentoso, branco. *Contexto do estipe* concolor. *Odor e sabor* não observados. *Esporada* não observada.

Basidiósporos cuboides com ângulos raramente pouco alongados, 4 ângulos quando em perfil, 7,5–10 × 8,75–11,2 µm [$x_m = 8,7 (\pm 0,56) \times 9,3 (\pm 0,68) \mu m$, $Q = 1-1,16(-1,33)$, $Q_m = 1,07 (\pm 0,09)$, $n = 48/3$] sem projeções, 10–12 × 10–12,5 µm [$x_m = 10,9 (\pm 0,62) \times 11,2 (\pm 0,56) \mu m$, $Q = 1-1,12$, $Q_m = 1,03 (\pm 0,06)$, $n = 30/2$] em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* cilíndrico-inflados ou inflado-clavados, 39–55 × 11,2–15 µm ($n = 29/3$), hialinos, parede fina, 4 esterigmas. *Queilocistídios* abundantes, recobrimdo toda a margem da lamela, cilíndricos, cilíndrico-clavados, clavados-delgados, clavados, clavado-inflados, fusoides ou ventricosos, às vezes ramificados, 31–100 × 8,7–16,2 µm ($n = 30/3$), hialinos, parede fina. *Pleurocistídios* ausentes. *Pseudocistídios* hifoides, 2,5–5 µm diâm. ($n = 12/1$), fortemente pigmentados, cor de mel ou méleo-amarronzados (em NH₄OH), raro amarelo-palha, parede fina. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas ou cilíndrico-tortuosas, 2,5–19 µm diâm. ($n = 32/3$), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha ou mel (em NH₄OH), parede fina, septos distantes; sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente dispostas, 8,7–15 µm diâm. ($n = 20/1$), cilíndricas ou cilíndrico-infladas, hialinas, parede fina, septadas. *Superfície pilear* formada por hifas prostradas e às vezes emaranhadas, cilíndricas, 3,7–12,5 µm diâm. ($n = 45/3$), usualmente com pigmento intracelular marrom-amarelado, marrom, amarelo-palha ou hialinas, às vezes coagulado, parede fina, septadas; hifas terminais cilíndricas com ápice arredondado ou levemente clavado, prostradas. *Superfície do estipe* uma cútis, hifas cilíndricas, 2,5–8,7 µm diâm. ($n = 20/1$), hialinas ou amarelo-palha, parede fina, septos distantes. *Caulocistídios* ausentes. *Ansas* presentes. *Hifas refrativas* presentes.

Habitat: gregário a pouco disperso, em solo arenoso, na Floresta Amazônica.

Distribuição: até o momento foi encontrada somente no estado do Pará.

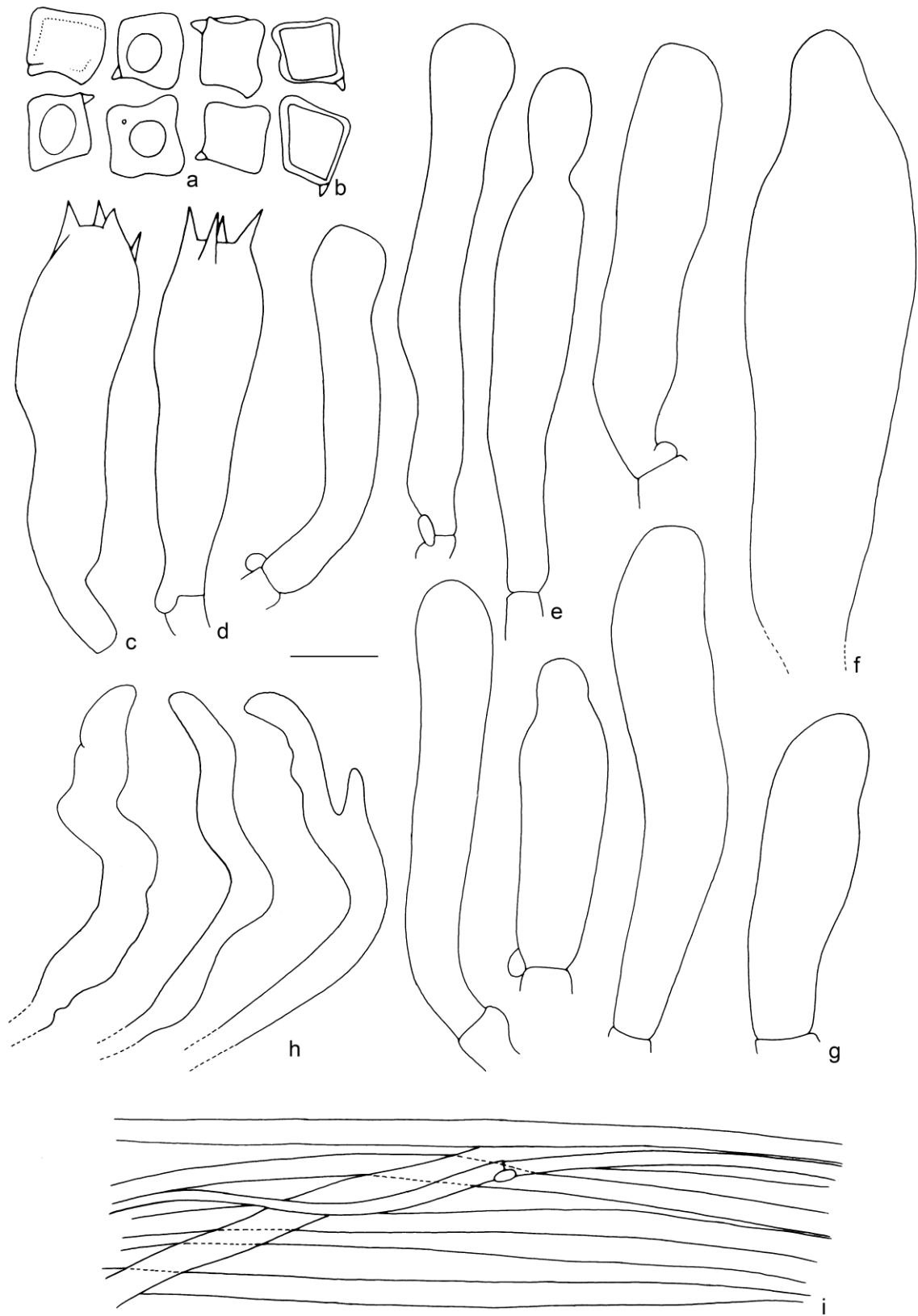


Figura 16. *Cubospora amazonica*: **a-b**. basidiósporos: **a.** FK1814; **b.** FK1815; **c-d**. basídio: **c.** FK1815; **d.** FK1814; **e-g**. queilocistídios: **e.** FK1814; **f.** FK1815; **g.** 11RMT126; **h.** pseudocistídios (FK1814); **i.** superfície pilear (FK1790). Escalas: a-h: 10 µm, i: 20 µm.

Material examinado: BRASIL. PARÁ: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Parcela EsecFlor, 10 de fevereiro de 2011, *F. Karstedt et al. FK1814* (parátipo, SP), *FK1815* (holótipo, SP); 14 de fevereiro de 2011, *R. Maziero & M. Tassilo 11RMT126* (parátipo, SP).

Comentários: *Cubospora amazonica* é reconhecida pelo basidioma com píleo marrom tendendo a ocráceo, estipe esbranquiçado e fibroso, além dos basidiósporos cuboides e evidentemente se diferencia das demais espécies de coloração amarronzada pela presença de pseudocistídios.

As espécies que mais se assemelham a *Cubospora amazonica* são *C. procera* e *C. cervina*, por terem basidioma com píleo marrom e estipe pálido. *Cubospora procera* foi originalmente descrita com material da Nova Zelândia e difere de *C. amazonica* por ter basidiósporos com ângulos proeminentes, queilocistídios que variam somente de cilíndrico a clavado, além da ausência de pseudocistídios (Horak 1976a, 2008). *Cubospora cervina* foi descrita de São Paulo e difere pelo píleo frequentemente papilado, pelos basidiósporos com ângulos proeminentes e pseudocistídios ausentes (Karstedt & Capelari 2013 como *Inocephalus cervinus*). Além das diferenças morfológicas entre *C. amazonica*, *C. cervina* e *C. procera*, a análise molecular (figura 53) comprovou a ausência de relação entre elas e ainda sugerem que a presença de pseudocistídios é uma característica diacrítica.

***Cubospora arenicola* Karstedt & Capelari sp. nov.**

Figuras 17, 20.g-i, 46.a-b

Etimologia: *arenicola*, devido ao solo arenoso em que os espécimes foram coletados.

Píleo 8–33 mm diâm., cônico, cônico-convexo, convexo ou aplanado com centro cônico ou cônico-umbonado-papilado, opaco, lilás-claro ($N_{30}Y_{00}M_{30}$), lilás-claro-acinzentado ($N_{40}M_{20}C_{00}$), lilás-acinzentado ($N_{30}Y_{60}M_{30}$), lilás-claro-rosado ($N_{40}M_{40}C_{00}$), vináceo-rosado ($N_{60}Y_{20}M_{50-60}$) ou vermelho-púrpura ($N_{60}M_{40}C_{00}$), com centro mais escuro ($N_{60}M_{60}C_{50}$, $N_{70}Y_{50}M_{60}$), levemente higrófono, superfície radialmente ou concentricamente escamuloso-fibrilosa ou fibriloso-escamulosa, às vezes fibrilosa no centro e levemente fibriloso-escamulosa, fibrilosa, adpresso-fibrilosa na margem, margem do píleo lisa ou irregular. *Contexto do píleo* fino e branco. *Lamelas* sinuadas, ventricosas (< 6,5 mm), subabundantes, brancas, bege ($N_{00}A_{20}M_{10}$), bege levemente amarronzadas ($N_{00}A_{30}M_{20}$) ou bege levemente rosadas ($N_{10}Y_{40}M_{20}$), com 2–3 séries de lamélulas, margem inteira, concolor ou às vezes amarronzada com a idade. *Estipe* 25–62 × 1–4 mm, cilíndrico ou supra-atenuado, circular,

central ou pouco excêntrico, branco, bege, lilás-claro-acinzentado ($N_{00}Y_{20}M_{20}$ – $N_{10}Y_{00}M_{20}$) ou vináceo-pálido (próximo a $N_{30}Y_{30}M_{40}$), geralmente com fibrilas levemente lilases, longitudinalmente estriado e retorcido, levemente fibriloso, fibroso, oco ou às vezes cavernoso, parte interna do estipe amarelada ou amarelo-amarronzada, base com micélio tomentoso, branco, rizoides brancos. *Contexto do estipe* branco. *Odor e sabor* não observados. *Esporada* não observada.

Basidiósporos cuboides, com apêndice hilar presente, $7,5\text{--}10 \times 6,2\text{--}8,7(-10) \mu\text{m}$ [$x_m = 8,64 (\pm 0,87) \times 8,28 (\pm 0,84) \mu\text{m}$, $Q = 1\text{--}1,28$, $Q_m = 1,05 (\pm 0,07)$, $n = 104/7$], levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* clavados ou cilíndrico-clavados, $31\text{--}56(-63) \times 11\text{--}15 \mu\text{m}$ ($n = 59/5$), hialinos, parede fina, 4 esterigmas. *Queilocistídios* cobrindo toda a margem da lamela, cilíndricos, cilíndrico-estrangulados, cilíndrico-clavados, clavados, irregulares ou hifoides, às vezes ramosos, às vezes pouco colapsados, $(28\text{--})50\text{--}112 \times 5\text{--}19 \mu\text{m}$ ($n = 61/6$), hialinos ou levemente amarelo-palha, parede fina. *Pleurocistídios* e *pseudocistídios* ausentes. *Trama da lamela* formada por hifas subparalelas, cilíndricas ou infladas, às vezes ramificadas, $3,7\text{--}18 \mu\text{m}$ diâm. ($n = 89/6$), hialinas, parede fina, pouco septadas, sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente emaranhadas, cilíndricas, cilíndrico-infladas ou levemente fusoides, $3,7\text{--}22(-27) \mu\text{m}$ diâm. ($n = 57/5$), hialinas, parede fina, septadas. *Superfície pilear* formada por uma cutis em transição a uma tricoderme, subcutis composta por uma camada de hifas prostradas e levemente emaranhadas, cilíndricas, $3,7\text{--}11,2 \mu\text{m}$ diâm. ($n = 53/5$), hialinas ou amarelo-palha, parede fina, supracutis composta por hifas prostradas ou anticlinais, geralmente formando grupos, não cobrindo toda a superfície, cilíndricas, cilíndrico-infladas, cilíndrico-clavadas ou cilíndrico-fusoides, $34\text{--}125 \times 10\text{--}19 \mu\text{m}$ ($n = 61/6$), hialinas ou com pigmento intracelular marrom, às vezes com pigmento parietal amarelo (em KOH), parede fina. *Superfície do estipe* uma cutis, com hifas cilíndricas, $3,7\text{--}8,7 \mu\text{m}$ diâm. ($n = 41/3$), hialinas ou amarelo-palha, parede fina, septadas. *Caulocistídios* dispersos, solitários ou em pequenos grupos, anticlinais, clavados ou cilíndrico-clavados, às vezes septados, $25\text{--}50 \times 5\text{--}7,5 \mu\text{m}$ ($n = 14/2$), hialinos ou amarelo-palha, parede fina. *Ansas* presentes. *Hifas refrativas* presentes.

Habitat: solitário, disperso ou gregário, em solo arenoso com serapilheira, em Floresta Amazônica e Atlântica.

Distribuição: ocorre nos estados do Pará e do Rio Grande do Norte.

Material examinado: BRASIL. PARÁ: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Estação Ferreira Penha, parcela do projeto Esecafloor, 10 de fevereiro de 2011, *F. Karstedt et al.* *FK1811* (holótipo, SP), *FK1812* (parátipo, SP), *FK1816* (parátipo, SP). RIO GRANDE DO

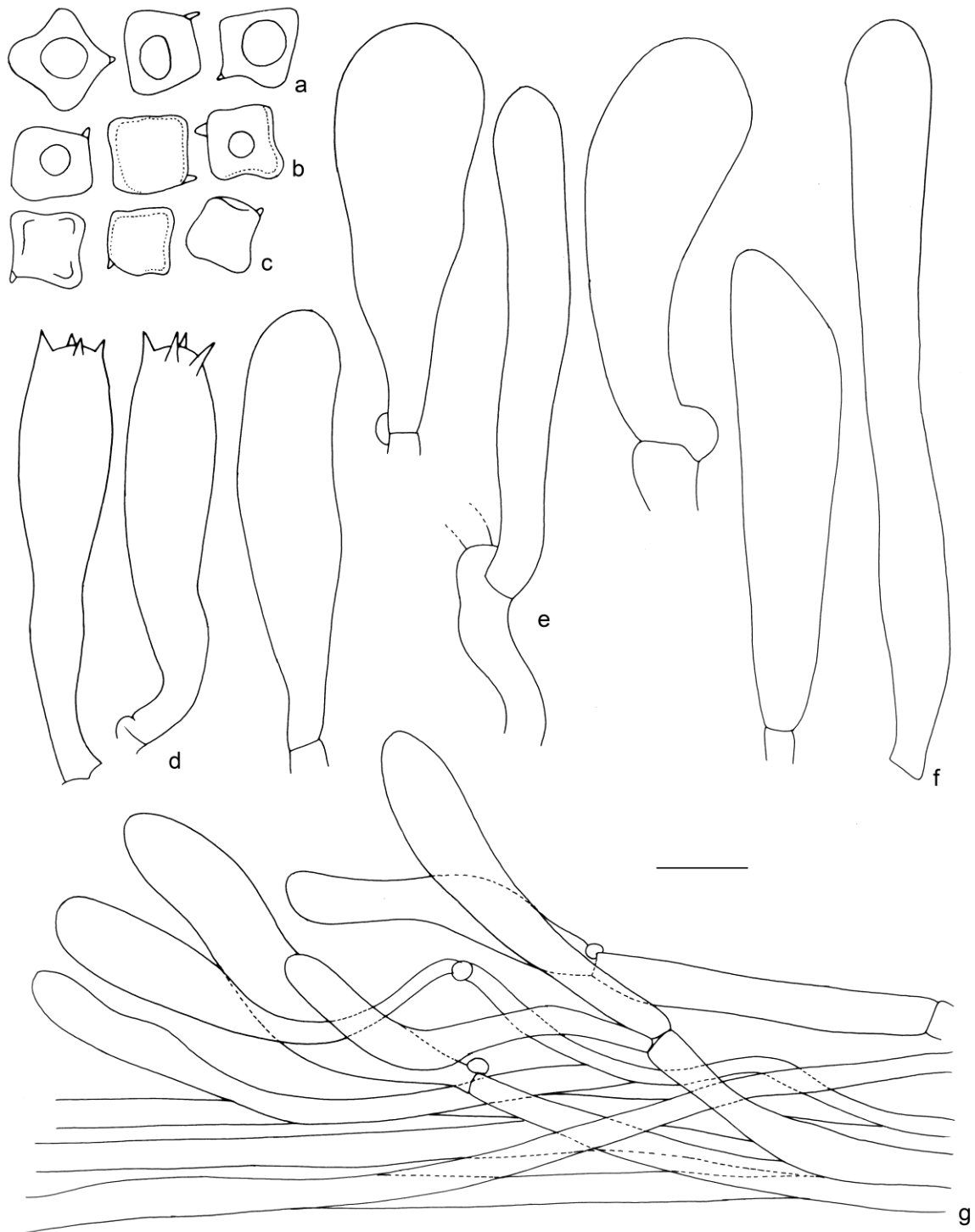


Figura 17. *Cubospora arenicola*: **a-c.** basidiósporos: **a.** FK2089; **b.** NMJ194; **c.** FK1811; **d.** basídios (FK1811); **e-f.** queilocistídios: **e.** FK1811; **f.** FK2089; **g.** superfície pilear (FK1811). Escalas: a-f: 10 µm, g: 20 µm.

NORTE: Natal, Parque Estadual Dunas de Natal, trilha da Perobinha, 17 de julho de 2010, *N. Menolli Jr. NMJ194* (SP), *NMJ195* (SP); trilha da Geologia, 6 de julho de 2011, *M. Capelari et al. 4601* (SP); 21 de julho de 2011, *F. Karstedt & M.A. Sulzbacher FK2089* (UFRN).

Comentários: *Cubospora arenicola* é caracterizada pelo píleo de coloração lilácea a vinácea, pelos basidiósporos cuboideis, queilocistídios que variam de cilíndricos, cilíndrico-clavados a cilíndrico-estrangulados e pela superfície pilear formada por uma cútis em transição para tricoderme.

A espécie que mais se assemelha a *Cubospora arenicola* é *Entoloma acutoconicum* (Hongo) E. Horak (Horak 1976a), que difere pelo píleo marrom a marrom-avermelhado coberto por fibrilas marrom-vinaceas a purpura, que ao microscópio é formado por uma cútis com hifas prostradas ou sub-eretas, com pigmento intracelular e incrustado marrom.

Os materiais coletados no Pará e Rio Grande do Norte não são idênticos. Variam quanto à coloração do píleo que é mais vinácea no primeiro e mais lilácea no segundo, os basidiósporos são levemente menores [$7,99 (\pm 0,60) \times 7,54 (\pm 0,45) \mu\text{m}$] nas amostras do Pará e maiores [$9,24 (\pm 0,67) \times 8,92 (\pm 0,56) \mu\text{m}$] nas amostras do Rio Grande do Norte. Ocorre ainda variações com relação à pigmentação das hifas terminais da superfície pilear, sendo que os materiais do Pará apresentam pigmento parietal amarelo e os do Rio Grande do Norte são hialinos ou com pigmento intracelular marrom. Estas variações poderiam ser consideradas relevantes para separar as coleções em duas espécies distintas, no entanto, não foram encontradas evidências moleculares que suportassem a segregação das coleções em duas espécies (figura 53). Testes de distâncias genética (tabela 9) realizados com os genes nLSU, mtSSU, RPB2 e TEF1 também indicam alta similaridade entre as coleções amostradas no Pará (*FK2089*, *MC4601*, *NMJ195*) com a coleção amostrada do Rio Grande do Norte (*FK1811*).

Tabela 9. Matriz de identidade de comparação por pareamento das sequências obtidas para *Cubospora arenicola* coletadas no Pará e no Rio Grande do Norte

	nLSU				mtSSU				RPB2				TEF1	
	FK1811	FK2089	MC4601	NMJ195	FK1811	FK2089	MC4106	NMJ195	FK1811	FK2089	NMJ195	FK2089	NMJ195	
FK1811		99,00	99,20	99,00		96,30	96,30	96,40		98,40	98,50			
FK2089	99%		99,90	99,90	96,30		99,70	99,80	98,40		99,70		99,50	
MC4601	99,20	99,90			96,30	99,70		99,80						
NMJ195	99,00	99,90	99,90		96,40	99,80	99,80		98,50	99,70		99,50		

Cubospora atlantica Karstedt & Capelari **sp. nov.**

Figuras 18, 20.j-l, 46.c-e

Etimologia: por ter sido coletada em diferentes áreas do domínio da Floresta Atlântica.

Píleo 8–23 mm diâm., cônico-papilado, levemente cônico-convexo, convexo, plano-convexo ou aplanado, opaco, rosa-vináceo, vináceo (N₅₀Y₆₀M₈₀), às vezes com porção central levemente vináceo-amarronzado, tornando-se mais pálido a bege na margem, não higrófono, superfície adpresso-fibrilosa a levemente fibriloso-escamulosa, margem do píleo lisa, denteada ou irregular. *Contexto do píleo* fino, branco. *Lamelas* sinuadas ou adnexo-sinuadas, às vezes levemente reticuladas, espaçadas, bege rosadas, com duas séries de lamélulas, margem inteira a levemente irregular. *Estipe* 25–60 × 1–4 mm, cilíndrico ou atenuado em direção ao ápice, circular, central ou pouco excêntrico, bege-amarronzado levemente rosado com ápice bege, ou ápice levemente amarronzado com base esbranquiçada, ou branco, aspecto sedoso, coberto por finas fibrilas adpressas, ápice levíssimamente pruinoso, glabro, liso, fibroso, oco, base com micélio tomentoso, branco, rizoides brancos. *Contexto do estipe* branco. *Odor e sabor* não observados. *Esporada* não observada.

Basidiósporos cuboides com ângulos levemente proeminentes, com apêndice hilar presente, 7–8,7 × 7,5–8,7 µm [$x_m = 7,63 (\pm 0,49) \times 8,13 (\pm 0,58)$ µm, $Q = 1-1,16$, $Q_m = 1,07 (\pm 0,07)$, $n = 28/3$] sem projeções, 7,5–10,5 × 8,7–10 µm [$x_m = 8,93 (\pm 0,60) \times 9,47 (\pm 0,64)$ µm, $Q = 1-1,14 (-1,33)$, $Q_m = 1,06 (\pm 0,08)$, $n = 34/3$] com projeções e 9–12,5 × 10–13,7 µm [$x_m = 10,84 (\pm 0,83) \times 11,63 (\pm 0,79)$ µm, $Q = 1-1,25$, $Q_m = 1,08 (\pm 0,07)$, $n = 34/3$] em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* clavados ou cilíndrico-clavados, (37–)42–62 × 11–14(–15) µm ($n = 43$), hialinos, parede fina, raramente espessada, 4 esterigmas; sub-himênio ramoso. *Queilocistídios* cobrindo toda a margem da lamela, cilíndricos, cilíndrico-clavados, clavados, hifoides ou irregulares, às vezes ramosos, 27–100 × 5–11,2 µm ($n = 50$), hialinos ou levemente amarelo-palha, parede fina, raramente com parede espessada. *Pleurocistídios* e *pseudocistídios* ausentes. *Trama da lamela* formada por hifas subparalelas, cilíndricas ou infladas, às vezes ramificadas, 3,7–24 µm diâm. ($n = 59/3$), hialinas, parede fina, pouco septadas, sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente emaranhadas, cilíndricas ou cilíndrico-infladas, 6,5–21 µm diâm. ($n = 20$), hialinas, parede fina, septadas. *Superfície pilear* formada por hifas prostradas, cilíndricas, 6,2–11,2 µm diâm. ($n = 53/5$), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina, hifas terminais prostradas ou anticlinais, cilíndricas, cilíndrico-clavadas ou clavadas, com ápice arredondado, hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina. *Superfície do estipe* formada

por hifas prostradas, cilíndricas, 3,7–6,5 μm diâm. ($n = 10$), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina, septadas. *Caulocistídios* dispersos, prostrados ou pouco anticlinais, cilíndricos ou cilíndrico-clavados, 44–100 $\times$ 7,5–14 μm ($n = 10$), hialinos ou amarelo-palha, parede fina. *Ansas* presentes. *Hifas refrativas* ausentes. *Hifas oleíferas* presentes.

Habitat: solitário ou gregário, em solo arenoso com serapilheira, em mata de restinga, no bioma Floresta Atlântica.

Distribuição: ocorre nos estados do Rio de Janeiro e Santa Catarina.

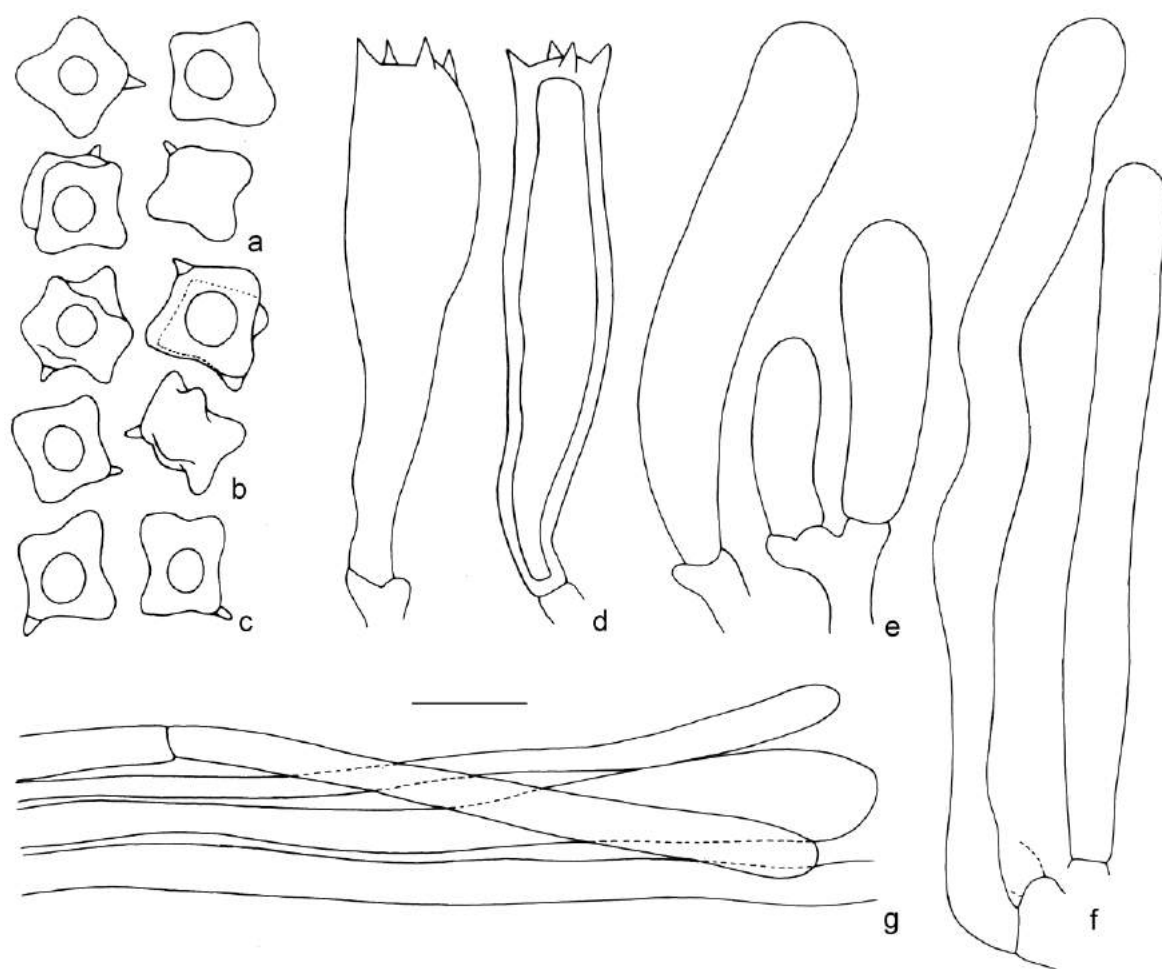


Figura 18. *Cubospora atlantica*: **a-c.** basidiósporos: **a.** FK2118; **b.** FK2105; **c.** FK1694; **d.** basídios (FK2105); **e-f.** queilocistídios: **e.** FK2105; **f.** FK1694; **g.** superfície pilear (FK2118). Escalas: a-f: 10 μm , g: 20 μm .

Material examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Teresópolis, Parque Nacional Serra dos Órgãos, Sede Teresópolis, Trilha Cartão Postal, 5 de janeiro de 2011, *F. Karstedt et al. FK1694* (holótipo, SP). SANTA CATARINA: Itapoá, Reserva Particular do Patrimônio Natural Volta Velha, Trilha da Casa de Vidro, 10 de dezembro de 2011, *F. Karstedt et al. FK2105* (FLOR); Trilha do Sambaqui, 11 de dezembro de 2011, *F. Karstedt et al. FK2118* (FLOR).

Comentários: esta espécie é caracterizada pelo basidioma que varia de colibioide a micenoide, superfície do píleo levemente adpresso-fibrilosa com fibrilas tendendo à coloração vinácea e com lamelas bege levemente rosadas, pelos basidiósporos cuboides com ângulos levemente proeminentes, medindo de $7-8,7 \times 7,5-8,7 \mu\text{m}$ sem projeções a $9-12,5 \times 10-13,7 \mu\text{m}$ em diagonal, queilocistídios cilíndricos a clavados, ansas presentes e hifas refrativas ausentes.

Embora tanto *Cubospora arenicola* quanto *C. atlantica* possuam píleo que tendem a coloração vinácea, em *C. atlantica* a coloração cobre a parte central do píleo rareando (assim como as fibrilas) em direção à margem, enquanto que em *C. arenicola* as fibrilas cobrem toda a superfície do píleo. Ambas espécies possuem basidiósporos cuboides e de tamanho similares, no entanto diferem por, em *C. atlantica*, os ângulos dos basidiósporos serem mais proeminentes do que em *C. arenicola*. Adicionalmente, diferem claramente quanto à presença de hifas refrativas em *C. arenicola* e ausentes em *C. atlantica*.

A análise filogenética (figura 53) corrobora as observações morfológicas e suporta que *Cubospora atlantica* é uma espécie distinta de *C. arenicola*, a primeira estando relacionada com o clado murrayi e a segunda algo relacionada com o clado psittacini.

Cubospora azureoviridis* (E. Horak & Singer) Karstedt & Capelari, **comb. nov.*

≡ *Entoloma azureoviride* E. Horak & Singer, Sydowia 35: 81. 1982.

≡ *Inocephalus azureoviridis* (E. Horak & Singer) Karstedt & Capelari, Nova Hedwigia 96: 828. 2013.

Descrição morfológica: em Horak (1982, como *Entoloma azureoviride*) e análise microscópica do holótipo em Karstedt & Capelari (2013, como *Inocephalus azureoviridis*).

Habitat: em solo, no bioma Floresta Amazônica.

Distribuição: Amazonas, Brasil, localidade tipo.

Material examinado: BRAZIL. AMAZONAS: Manaus, 30 km ao Norte de Manaus, 14 de junho de 1977, *R. Singer B9971* (holótipo, ZT 78/31); na rodovia Manaus-Caracaraí, km 60, 11 de maio de 1980, *R. Singer B12165* (parátipo, INPA).

Comentários: as tentativas de obtenção de sequências dos tipos não foram bem sucedidas, no entanto, *Cubospora azureoviridis* provavelmente pertence ao clado psittacini pois as características morfológicas desta espécie corroboram com as características das demais espécies do clado.

De acordo com o protólogo *Cubospora azureoviridis* é caracterizada pelo basidioma azul-celeste, com superfície do píleo lisa e que se torna verde ou verde-ocre, sem menção a fibrilidade, pelos basidiósporos cuboides, queilocistídios clavados, pseudocistídios presentes e hifas refrativas pigmentadas e abundantes.

Karstedt & Capelari (2013) caracterizaram *Cubospora azureoviridis* como tendo píleo que poderia variar de azul com ápice ocre a totalmente recoberto por fibrilas aderidas ou frouxamente adpresso-fibrilosas a fibriloso-escamulosas ou quase fibriloso-velutinosas, verde-oliva ou oliva-ocráceo. Esta caracterização foi realizada com base na coleção *FK1123* que é composta por um basidioma com píleo azul-celeste com ápice ocráceo e levemente adpresso-fibriloso e dois basidiomas com píleo recoberto por fibrilas adpressas e oliváceas, que no momento da publicação foi considerado como variação que se devia a idade e ambiente em que foram coletados os basidiomas. No entanto, as análises morfológicas e moleculares de uma amostragem maior de coleções com basidiomas azuis-celeste demonstrou que a variação descrita acima inclui duas espécies distintas e nenhuma das duas corrobora o protólogo de *C. azureoviridis*. As coleções *FK1114* e parte da coleção *FK1123* representam *Cubospora brasiliensis*, e a segunda parte de *FK1123* compreende um espécime de *C. azurea*.

***Cubospora azurea* Karstedt & Capelari, sp. nov.**

Figuras 19, 20.m-o, 47.a-c

Etimologia: referente a cor azul do basidioma.

Píleo 10–45 mm diâm., cônico, cônico-expandido, com ápice não diferenciado, umbonado ou cuspidado, não translúcido-estriado ou somente próximo à margem, azul-celeste ($N_{30}C_{60}A_{00}$), centro dourado, depois amarronzado (próximo a $N_{60}M_{50}C_{50}$) ou ocráceo, pouco higrófono, superfície adpresso-fibrilosa a levemente adpresso-fibrilosa na margem, centro às vezes levemente fibriloso-esquamuloso, margem involuta, irregular ou serrilhada. *Contexto do píleo* fino e esbranquiçado. *Lamelas* adnatas ou sinuadas, pouco ventricosas (< 5 mm), distantes a abundantes, azuis ($N_{20}C_{50}A_{00}$), azul-celeste, ou azul-rosadas ($A_{20}M_{30}C_{50}$), com três séries de lamélulas, margem concolor, inteira, lobada ou irregular. *Estipe* 40–105 × 2–10 mm, cilíndrico

ou levemente supra-atenuado, circular, central, azul-celeste ($A_{20}M_{30}C_{70}$) com fibrilas esbranquiçadas (sedosas), glabro, longitudinal adpresso-fibriloso, fibroso, oco, com micélio basal tomentoso, branco. *Odor e sabor* indiferentes. *Esporada* rosada sobre as lamelas.

Basidiósporos cuboides, com apêndice hilar evidente, $8,7\text{--}10(-11,2) \times 8,7\text{--}11,2 \mu\text{m}$ [$x_m = 9,51 (\pm 0,74) \times 10,1 (\pm 0,65) \mu\text{m}$, $Q = 1\text{--}1,14$, $Q_m = 1,06 (\pm 0,07)$, $n = 48/4$] sem projeções, $10\text{--}12,5 \times 11,2\text{--}12,5 \mu\text{m}$ [$x_m = 11,29 (\pm 0,7) \times 11,96 (\pm 0,63) \mu\text{m}$, $Q = 1\text{--}1,25$, $Q_m = 1,06 (\pm 0,07)$, $n = 48/4$] em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* clavados, $37\text{--}56 \times 10\text{--}14 \mu\text{m}$ ($n = 31/3$), hialinos ou levemente amarelo-palha, parede fina, 4 esterigmas. *Queilocistídios* clavados, cilíndrico-clavados, fusoides ou mucronados $36\text{--}76 \times 5\text{--}14 \mu\text{m}$ ($n = 54/4$), hialinos, com pigmento intracelular amarelo-palha ou amarronzados, parede fina. *Pleurocistídios* ausentes. *Pseudocistídios* hifoides, cilíndricos ou irregulares (tortuosos), às vezes ramificados, $2,5\text{--}5 \mu\text{m}$ diâm. ($n = 45/4$), méleos ou amarronzados, refrativos em NH_4OH , parede fina. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas ou cilíndrico-infladas, $5\text{--}17(-26) \mu\text{m}$ diâm. ($n = 35/3$), hialinas ou amarelo-palha, parede fina; sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente dispostas, cilíndricas ou infladas, $8,7\text{--}20 \mu\text{m}$ diâm. ($n = 20/2$), hialinas, parede fina. *Superfície pilear* uma cótis ou uma cótis em transição para tricoderme, hifas prostradas cilíndricas, $5\text{--}13 \mu\text{m}$ diâm. ($n = 52/4$), com pigmento intracelular amarelo-palha ou méleo, parede fina; hifas terminais cilíndricas com ápice arredondado ou, às vezes, cilíndrico-clavadas, $31\text{--}150 \times 7,5\text{--}14 \mu\text{m}$ diâm. ($n = 35/4$), com pigmento intracelular amarelo-palha ou méleo, parede fina. *Superfície do estipe* uma cótis, hifas prostradas com $2,5\text{--}5 \mu\text{m}$ diâm. ($n = 10$), cilíndricas, com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina. *Caulocistídios* dispersos, cilíndrico-clavados ou clavados, $36\text{--}76 \times 5\text{--}14 \mu\text{m}$ ($n = 4$), com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina. *Ansas* presentes em todos os tecidos. *Hifas refrativas* pigmentadas, méleas ou marrons, pigmentos às vezes coagulados, presentes na trama da lamela e do píleo.

Habitat: solitário ou gregário em solo, no bioma Floresta Atlântica.

Distribuição: Rio Grande do Sul, Rio de Janeiro e São Paulo.

Material examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Petrópolis, Parque Nacional Serra dos Órgãos, trilha do Açú, 9 de janeiro de 2011, *F. Karstedt et al.* FK1709 (SP), FK1717 (SP). RIO GRANDE DO SUL: Cambará do Sul, Parque Nacional Serra Geral, trilha da Pedra do Segredo, 19 de janeiro de 2011, *F. Karstedt & D.C. Romão* FK1741 (holótipo, SP). SÃO PAULO: Santo André, Reserva Biológica de Paranapiacaba, 14 de novembro de 2008, *F. Karstedt* FK1123a (SP); São Luiz de Paraitinga, Parque Estadual Serra do Mar, Núcleo Santa Virgínia, trilha

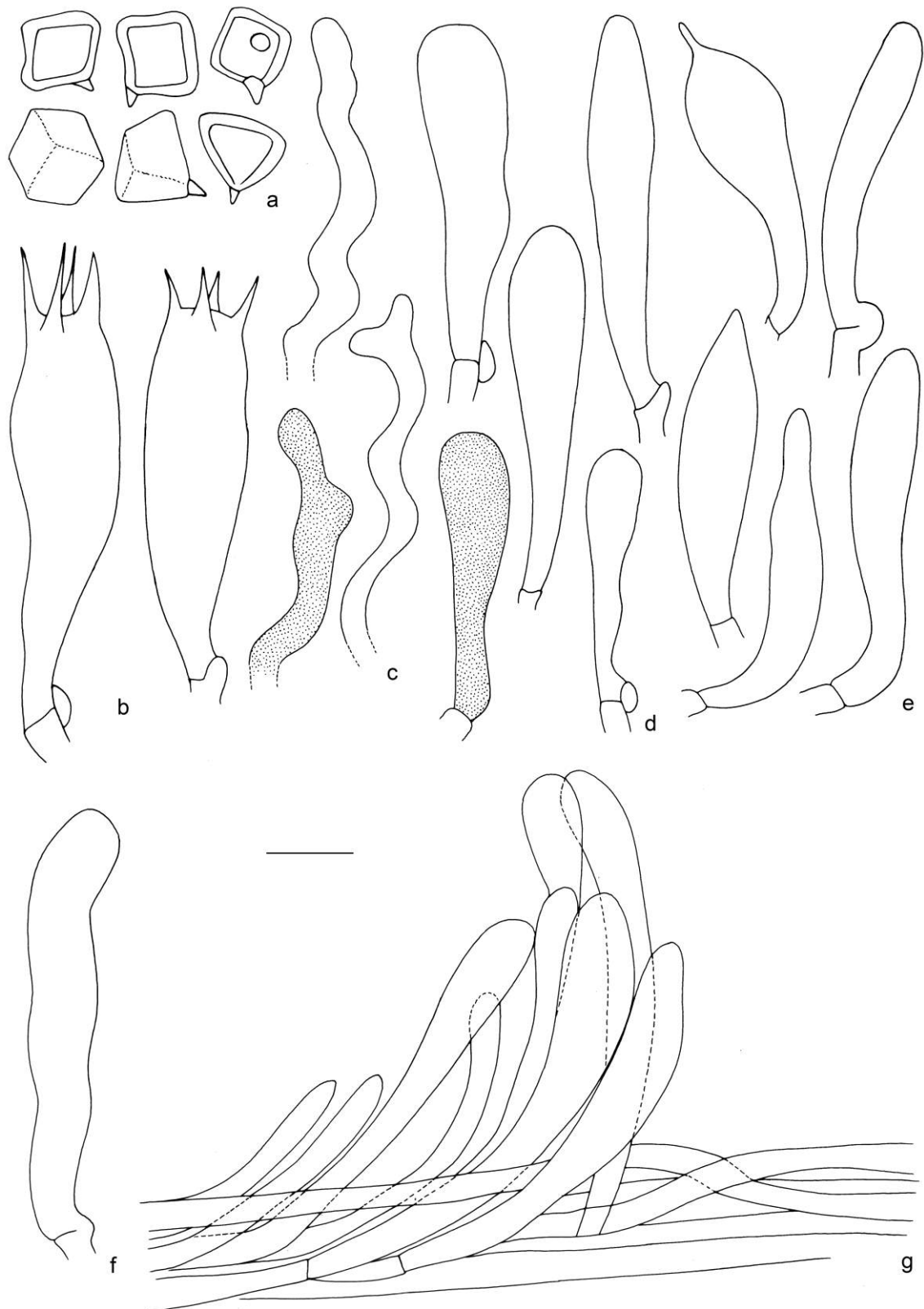


Figura 19. *Cubospora azurea*: **a.** basidiósporos (FK1741); **b.** basídios (FK1741); **c.** pseudocistídios (FK1741); **d-e.** queilocistídios: **d.** FK1741; **e.** FK1716; **f.** caulocistídio (FK1741); **g.** superfície pilear (FK1741). Escalas: a-f: 10 µm, g: 20 µm.

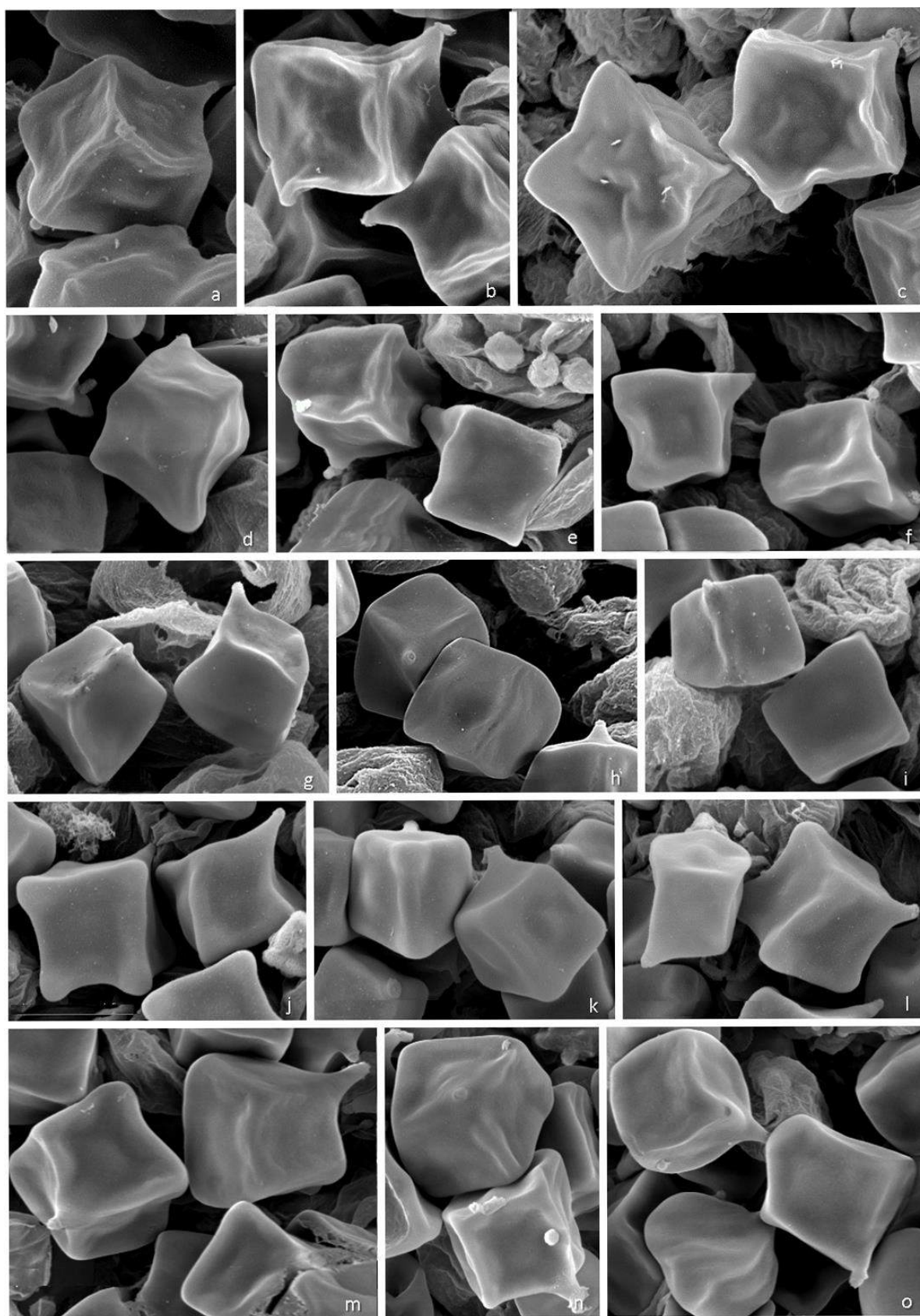


Figura 20. Microfotografia dos basidiósporos em microscopia eletrônica: **a-c.** *Cubospora acutopallida* (11RMT078); **d-f.** *C. amazonica* (FK1815); **g-i.** *C. arenicola* (FK1811); **j-l.** *C. atlantica* (FK1694); **m-o.** *C. azurea* (FK1717). Escala: 5 μ m.

Pirapitinga, 18 de dezembro de 2013, R.M. Pires RP216 (SP).

Comentários: *Cubospora azurea* é caracterizada pelo basidioma azul-celeste com píleo azul-celeste com centro do píleo dourado ou ocráceo e parcialmente recoberto por fibrilas adpressas ocráceas, além dos queilocistídios que variam de cilíndricos, clavados, fusoides ou mucronados.

Cubospora azurea têm a mesma coloração azul-celeste que *C. azureoviridis*, porém diferem pelo fato de *C. azureoviridis* apresentar píleo com a superfície lisa e que se torna verde ou verde-ocre e pelos queilocistídios serem somente clavados (Horak 1976a, análise do holótipo em Karstedt & Capelari 2013).

***Cubospora brasiliensis* Karstedt & Capelari, sp. nov.**

Figuras 21, 29.a-c, 47.d-f

Etimologia: *brasiliensis* do Brasil, onde ocorre em diferentes biomas.

Píleo 23–42 mm diâm., cônico, cônico-expandido a aplanado com centro umbonado, verde-oliva-pálido levemente ocráceo (próximo de $N_{60}C_{20}Y_{99}$), verde-oliváceo (próximo de $N_{60}Y_{60}M_{10}$) com regiões azuis ($N_{10}M_{30}C_{90}$), umbo ocre-oliváceo ($N_{60}Y_{80}M_{20}$), às vezes radialmente estriado, não translúcido-estriado, pouco higrofano, seco, superfície escamuloso-fibrilosa no centro a adpresso-fibrilosa na margem; margem involuta e inteira a irregular ou rasgada. *Contexto do píleo* < 2 mm e azul-celeste ($N_{10}Y_{30}C_{90}$). *Lamelas* adnexo-sinuadas, ventricosas (< 4,5 mm), abundantes, azul-celeste ($N_{20}M_{40}C_{70}$) com pontos rosados e onde machucado torna-se esverdeado, com três séries de lamélulas, margem de mesma cor ou esbranquiçada, inteira ou levemente irregular. *Estipe* 50–60 × 6–8 mm, levemente supra-atenuado, circular, central ou levemente excêntrico, azul-celeste pálido ($N_{60}C_{40}Y_{40}$) com fibrilas esverdeadas na base ($N_{60}C_{30}Y_{70}$), onde machucado torna-se esverdeado ($N_{50}C_{30}Y_{10}$), glabro, longitudinalmente adpresso-fibriloso, levemente estriado-sulcado, às vezes retorcido, fibroso, oco, com micélio basal tomentoso, azulado. *Odor e sabor* indiferentes. *Esporada* cobrindo as lamelas, de coloração rosada.

Basidiósporos cuboides, com apêndice hilar evidente, 7,5–8,7(–10) × 7,5–10 μ m [$x_m = 8,32 (\pm 0,7) \times 8,84 (\pm 0,71) \mu$ m, $Q = 1-1,23(-1,33)$, $Q_m = 1,07 (\pm 0,098)$, $n = 30/3$] sem projeções e (8,7–)10–11,25(–12,5) × (8,7–)10–12,5 μ m [$x_m = 10,29 (\pm 0,76) \times 10,9 (\pm 0,88) \mu$ m $Q = 1-1,12(-1,25)$, $Q_m = 1,06 (\pm 0,07)$, $n = 30/3$] em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* clavados, 37–56 × 8,7–14 μ m ($n = 21/2$), hialinos, parede fina, 2 ou 4

esterigmas. *Queilocistídios* clavados ou cilíndrico-clavados, $35\text{--}75 \times 8,7\text{--}14\text{ }\mu\text{m}$ ($n = 30/3$), hialinos ou com pigmento intracelular amarelo-palha ou marrom-amarelado, parede fina. *Pleurocistídios* ausentes. *Pseudocistídios* hifoides, cilíndricos ou fusiformes, às vezes ramificados, não ultrapassando a altura do himênio, $2,5\text{--}5\text{ }\mu\text{m}$ diâm. ($n = 40/2$), com pigmento intracelular marrom-amarelado, raramente hialinos ou amarelo-palha, parede fina. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas, cilíndrico-infladas ou pouco fusoides, $3,7\text{--}16\text{ }\mu\text{m}$ diâm. ($n = 31/2$), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina; sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente dispostas, cilíndricas ou infladas, $3,7\text{--}19\text{--}(22)\text{ }\mu\text{m}$ diâm. ($n = 31/2$), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, às vezes marrom-amarelado ou marrom-oliváceo, parede fina. *Superfície pilear* formada por uma cutis em transição a tricotoderme; hifas prostradas, cilíndricas, $3,7\text{--}10\text{ }\mu\text{m}$ diâm. ($n = 38/3$), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, marrom-amarelado ou marrom-oliváceo, parede fina; hifas terminais cilíndricas com ápice arredondado ou, às vezes, cilíndrico-clavadas, ou levemente ventricosas, $49\text{--}137 \times 6,2\text{--}13\text{ }\mu\text{m}$ diâm. ($n = 43/3$), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, marrom-amarelado ou marrom-oliváceo, parede fina. *Superfície do estipe* uma cutis, hifas prostradas com $2,5\text{--}8,7\text{ }\mu\text{m}$ diâm. ($n = 10$), cilíndricas, com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina. *Caulocistídios* ausentes. *Ansas* presentes em todos os tecidos. *Hifas refrativas* presentes e pigmentadas, méleas ou marrom-amareladas.

Habitat: solitário, em solo, no bioma Floresta Amazônica e Atlântica.

Distribuição: Brasil, nos estados do Amazonas, Espírito Santo e São Paulo.

Material examinado: BRASIL. AMAZONAS: Manaus, Reserva Florestal Adolpho Ducke, 28 de junho de 2011, *F. Karstedt et al. FK2066* (holótipo, INPA; isótipo, SP); 29 de junho de 2011, *F. Karstedt et al. FK2083* (INPA). ESPÍRITO SANTO: Santa Teresa, Reserva Biológica Augusto Ruschi, *Altielys C. Magnago ACM500* (FLOR). SÃO PAULO: Santo André, Reserva Biológica de Paranapiacaba, 14 de novembro de 2008, *F. Karstedt FK1114* (SP), *F. Karstedt FK1123b* (SP).

Comentários: *Cubospora brasiliensis* difere macroscopicamente de *Cubospora azureoviridis* pelo último ter píleo inicialmente azul que se torna verde e com superfície lisa; difere de *C. azureum* pelo píleo com centro ocráceo e superfície adpresso-fibrilosa. Enquanto que *C. brasiliensis* tem superfície do píleo recoberta por fibrilas verde-oliva ou ocre-oliváceo, e a coloração azul está abaixo das fibrilas, sendo expostas quando o material está velho ou quando a superfície do píleo é lavada, por exemplo, pela chuva.

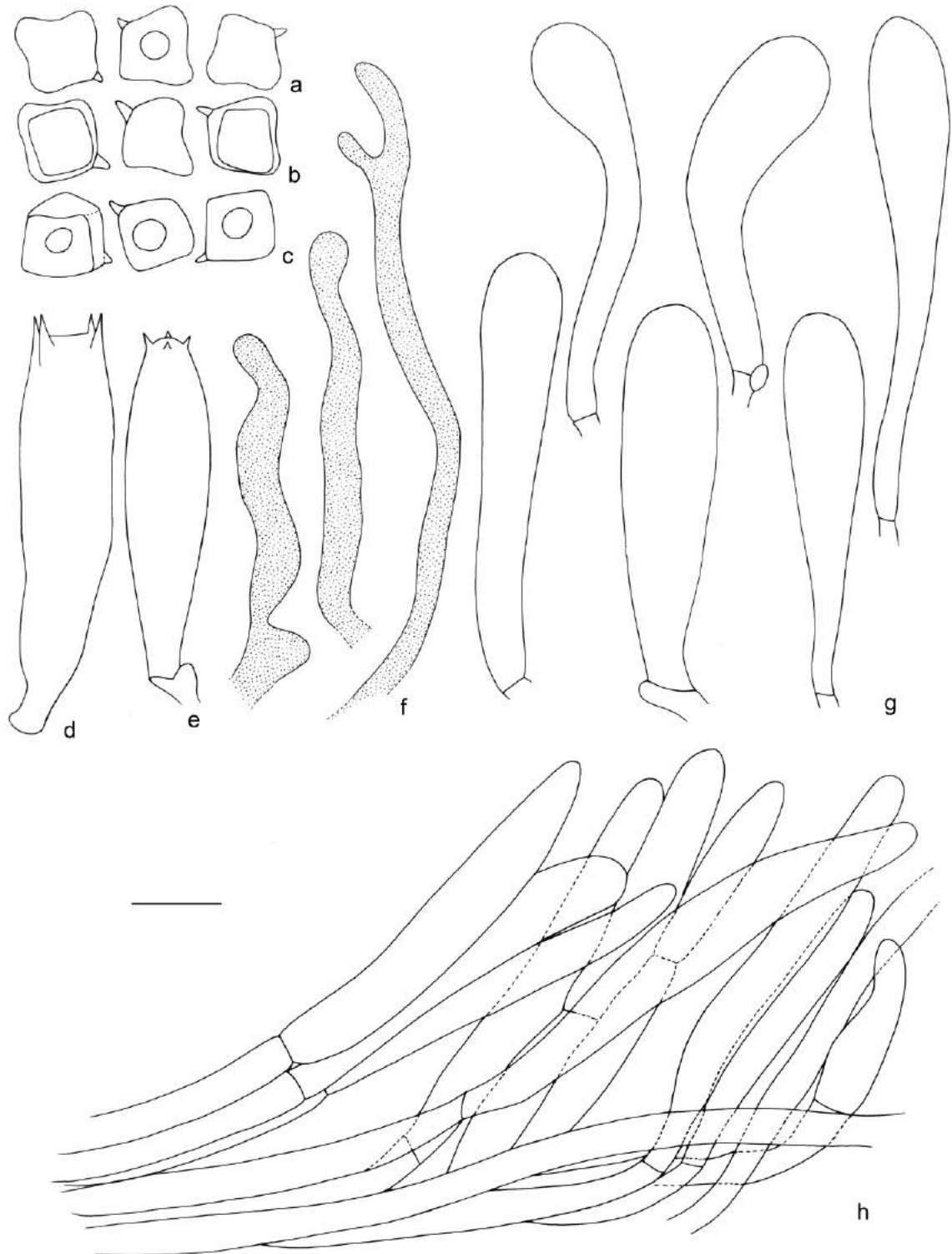


Figura 21. *Cubospora brasiliensis*: **a-c.** basidiósporos: **a.** FK2066; **b.** FK2083; **c.** ACM500; **d-e.** basídio: **d.** FK2083; **e.** FK2066; **f.** pseudocistídios (FK2066); **g.** queilocistídios (FK2066), **h.** superfície pilear (FK2066). Escalas: a-g: 10 µm, h: 20 µm.

Os materiais FK1114 e FK1123b foram publicados em Karstedt & Capelari (2013) como *Cubospora azureoviridis*, mas a revisão do material e acesso a mais coleções com superfície do píleo recoberta por fibrilas adpressas verde-oliva, possibilitou a re-identificação como *C. brasiliensis*.

***Cubospora brunneolosquamulosa* Karstedt & Capelari, sp. nov.** Figuras 22, 29.d-f, 44.c

Etimologia: pelas escamas amarronzadas da superfície do píleo.

Píleo < 40 mm diâm., cônico-expandido, margem pouco revoluta, levemente estriado-translúcido, centro do píleo marrom (N₇₀Y₆₀M₅₀), fibrilas amarronzadas (N₆₀Y₆₀M₄₀) e superfície bege levemente amarelada (próximo a N₂₀Y₅₀M₁₀), não higrófono, superfície fibriloso-escamosa, com escamas mais abundantes no centro do píleo do que na margem. *Contexto do píleo* não observado. *Lamelas* adnatas ou adnato-sinuadas, faces lisas, ventricosas, abundantes, amarelo-pálido-rosadas (N₂₀Y₅₀M₂₀), duas séries de lamélulas, margem irregular. *Estipe* 80 × 4-6 mm, levemente supra-atenuado, circular ou achatado, central, creme levemente amarelado (próximo a N₁₀Y₂₀M₀₀), fibroso, superfície levemente estriada e retorcida, oco, com pouco micélio na base, branco. *Contexto do estipe* não observado. *Odor e sabor* não observados. *Esporada* não observada.

Basidiósporos cuboides, com 4 ângulos em perfil, 6,2–7(–7,5) × 6,2–7,5 µm [$x_m = 6,34 (\pm 0,31) \times 6,67 (\pm 0,6) \mu m$, Q = 1-1,2, Q_m = 1,05 (±0,08), n = 21/1] em perfil e (6,2–)7,5–8,7 × 7,5–8,75 µm [$x_m = 7,62 (\pm 0,54) \times 7,88 (\pm 0,57) \mu m$, Q = 1–1,16, Q_m = 1,04 (±0,07), n = 21] em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* clavado-pedicelados, 33–51 × 10–112,5 µm (n = 13), hialinos, parede fina, com 4 esterigmas longos. *Queilocistídios* abundantes, recobrimdo toda a margem da lamela, cilíndricos ou cilíndrico-clavados, 30–125 × 6,2–15 µm (n = 24), hialinos, parede fina. *Pleurocistídios* e *pseudocistídios* ausentes. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas ou cilíndrico-infladas, 3,7–16 µm diâm. (n = 20), hialinas, parede fina, septos raros, sub-himênio não observado. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente dispostas, cilíndricas ou cilíndrico-infladas, 5–22 µm diâm. (n = 20), hialinas, parede fina, septos raros. *Superfície pilear* formada por grupos de hifas terminais anticlinais em transição a uma tricoderme ou uma tricoderme, hifas prostradas cilíndricas, com 8,7–15 µm diâm. (n = 14), com pigmento intracelular marrom ou, menos frequente, hialinas; hifas anticlinais cilíndricas, cilíndrico-infladas ou clavadas, com ou sem septos, 50–300 × 11,2–

16,2 μm ($n = 10$), com pigmento intracelular marrom ou hialinas, parede fina. *Superfície do estipe* uma cútis, com hifas cilíndricas, 5–10 μm diâm. ($n = 20$), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina, septadas. *Caulocistídios* ausentes. *Ansas* presentes. *Hifas refrativas* presentes.

Habitat: solitário, em solo com matéria orgânica e raízes, no bioma Floresta Amazônica.

Distribuição: coletado no Pará, Brasil.

Material examinado: BRASIL. PARÁ: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Estação Ferreira Penha, Plote 1, 15 de fevereiro de 2011, *F. Karstedt et al. FK1871* (holótipo, SP).

Comentários: *Cubospora brunneolosquamulosa* difere de todas as demais espécies incluídas neste estudo, particularmente, por ter os menores basidiósporos observados [$x_m = 6,34 (\pm 0,31) \times 6,67 (\pm 0,6) \mu\text{m}$]. Também é caracterizada pelo píleo cônico, coberto por escamas, queilocistídios recobrimdo toda a margem da lamela e superfície pilear em transição para uma tricoderme. Esta espécie seria tradicionalmente classificada em *Leptonia*, devido à estrutura da superfície pilear. No entanto, pela análise filogenética (figura 53) é possível verificar que esta espécie está inclusa no clado com as demais espécies com basidiósporos cuboides e não em um dos clados com espécies de *Leptonia*, suportando assim que a forma dos basidiósporos, neste caso também é uma característica mais relevante que a estrutura da superfície pilear.

Cubospora brunneolosquamulosa está relacionada com *C. 'squamulosa'*, tanto filogenética (figura 53) quanto morfologicamente. Ambas são caracterizadas por terem píleo escamuloso com as escamas mais escuras que a superfície, basidiósporos cuboides e superfície pilear em transição para uma tricoderme. Diferem por *C. 'squamulosa'* ter píleo de coloração marrom-oliváceo-escuro, basidiósporos maiores (6,5–9,7 $\times$ 6–9,8 μm), basídios tanto bi quanto tetra-esterigmados e queilocistídios raros (D.L. Largent, comunicação pessoal).

Entoloma cuboidosporum, a espécie que mais se assemelha a *C. brunneolosquamulosa*, é caracterizada pelos basidiósporos cuboides e pequenos (5,5–7,5 μm), queilocistídios formando uma margem estéril e superfície pilear entre uma cútis e tricoderme. No entanto, diferem por *E. cuboidosporum* ter píleo com centro depresso a infundibuliforme, de coloração marrom-âmbar, lamelas decurrentes e queilocistídios clavados a vesiculosos (Horak 1976a).

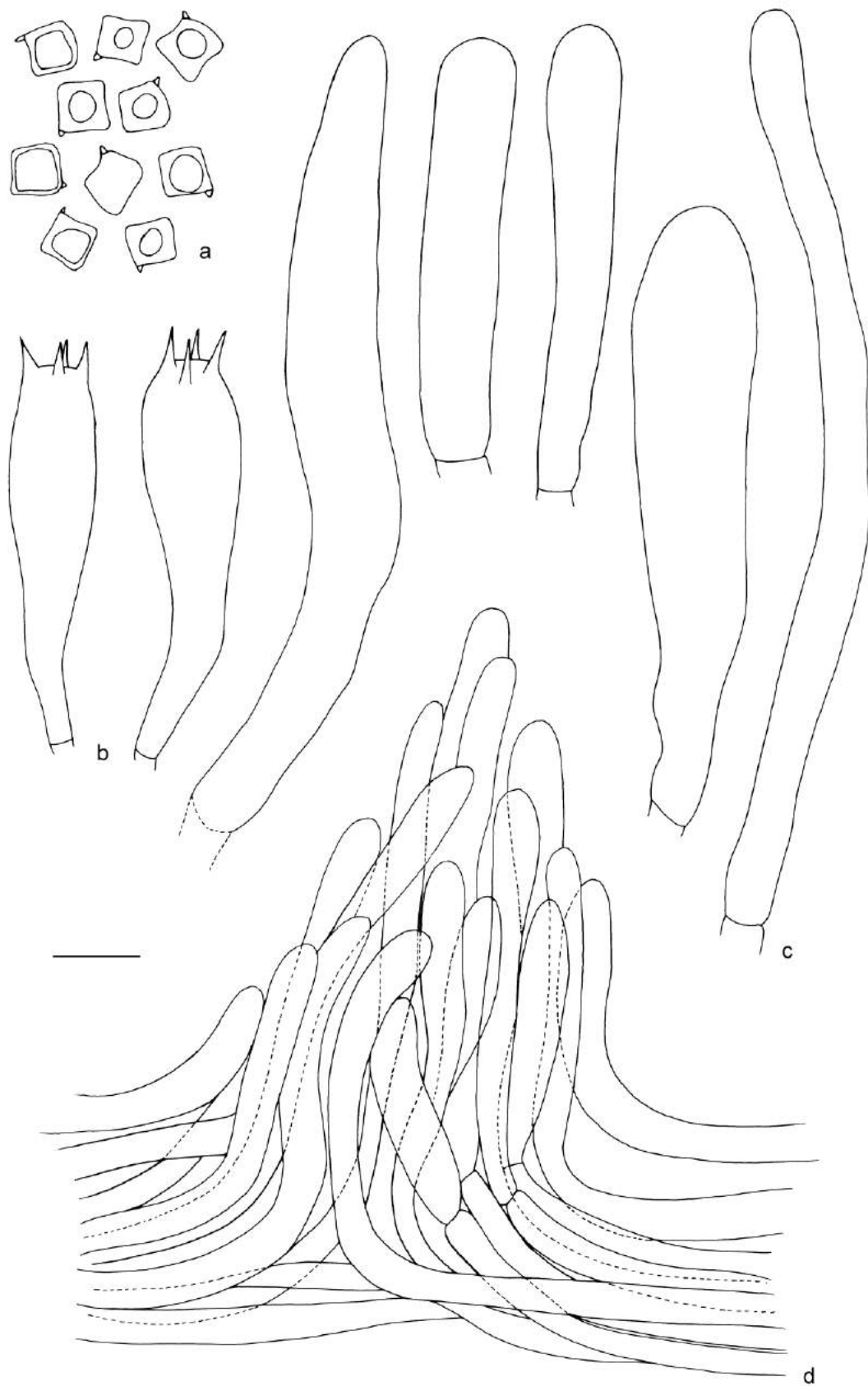


Figura 22. *Cubospora brunneosquamulosum* (FK1871): **a.** basidiósporos; **b.** basídios; **c.** queilocistídios; **d.** superfície pilear. Escalas: a-c: 10 μ m, d: 20 μ m.

Cubospora caelestis Karstedt & Capelari, **sp. nov.**

Figuras 23, 47.g-h

Etimologia: *caelesta* refere a cor azul-celeste dos basidiomas.

Descrição morfológica: em Karstedt & Capelari (2013) como *Inocephalus virescens*.

Habitat: gregário a pouco disperso, em solo em meio a grama, no domínio do bioma Floresta Atlântica.

Distribuição: São Paulo, Brasil, localidade tipo.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, próximo ao prédio do Núcleo de Pesquisa em Micologia, 5 de dezembro de 2006, *F. Karstedt* 821 (SP), 28 de janeiro de 2009, *F. Karstedt* 1151 (holótipo, SP; isótipo, K).

Comentários: os materiais agora identificados como *Cubospora caelestis* foram inicialmente tratados como *Cubospora virescens* (Karstedt & Capelari 2013). As características morfológicas recuperadas do isótipo de *C. virescens* e as descrições dos materiais identificados como *C. virescens* (Horak 1976a, Noordeloos & Hausknecht 2007, Largent & Abell-Davis 2011) sobrepõem-se com as de *C. caelestis*. Ademais, o fato de *C. virescens* ter sido coletado em diferentes partes do mundo sugeriria que fosse uma espécie cosmopolita, e que possivelmente poderia ocorrer no Brasil.

A análise filogenética (figura 53) demonstrou que as coleções nomeadas como *C. virescens* ocorrentes na Austrália (Largent & Abell-Davis 2012, como *I. virescens*), em La Reunião (Noordeloos & Hausknecht 2007, como *E. virescens*) e na Guiana Francesa (Baroni *et al.* 2011, como *I. virescens*) são distintas de *C. caelestis*.

Cubospora caelestis é caracterizada pelo basidioma azul, quando jovem inteiramente azul-celeste que onde machucado ou com a idade torna-se verde-oliva, pelos basidiósporos cuboides ou ainda uns poucos basidiósporos com uma das faces tão reduzida ou ainda com duas faces unidas em um ângulos próximo a 180° que assemelha-os a um prisma (figura 10.c-f de Karstedt & Capelari 2013), pelos queilocistídios clavados, inflado-clavados, ventricosos ou irregulares (figura 23.d, aqui registrados com forma mais variável que em Karstedt & Capelari 2013), pelos pseudocistídios presentes e pelas hifas refrativas presentes e pigmentadas. Até o momento foi registrado em ambiente antropizado, em gramado, no bioma Floresta Atlântica.

Cubospora virescens foi citada para o estado do Ceará (Alves & Nascimento 2012, como *Entoloma virescens*) e de acordo com a descrição morfológica difere de *C. caelesta* somente quanto à coloração que se torna azul-esverdeada a inteiramente verde-acinzentada ao invés de verde-oliva ou ocre-oliváceo. Não foi possível confirmar se o material coletado no

Ceará representa *C. caelestis*, pois a maioria das estruturas microscópicas estavam colapsadas. Além disso, existe mais coleções identificadas como *C. virescens* coletadas na América do Sul (MCA2479, TJB9703 e FK0821 e FK1151, figura 53) que receberam o mesmo nome por apresentarem morfologia similar e segregaram em três distintos ramos, sugerindo que o complexo de espécies de *C. virescens* na América do Sul tem pelo menos três espécies. Estudo com maior amostragem é necessário para elucidar a delimitação morfológica e geográfica das espécies do complexo *C. virescens*.

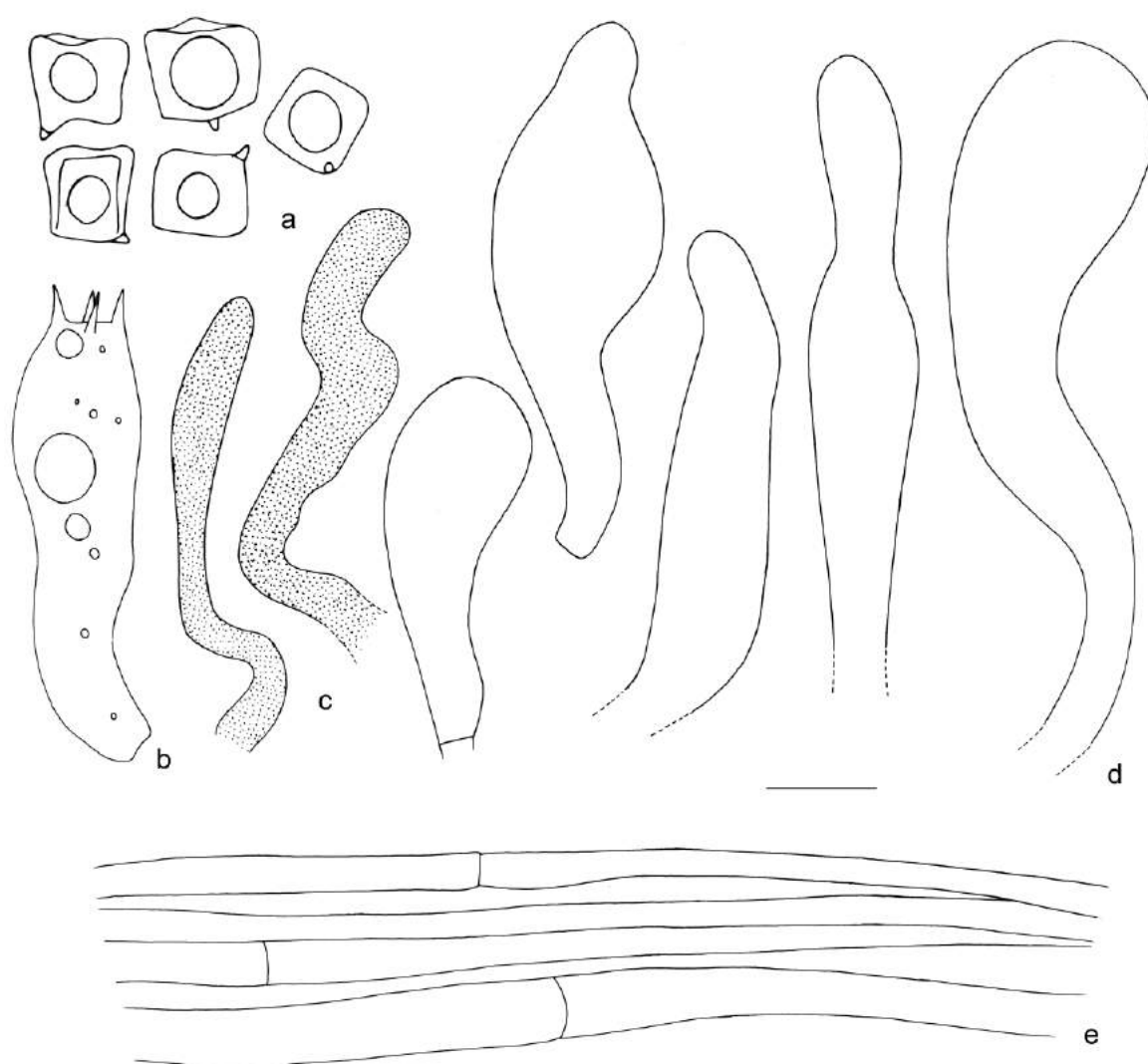


Figura 23. *Cubospora caelestis* (FK1151): **a.** basidiósporos; **b.** basídios; **c.** queilocistídios; **d.** pseudocistídios; **e.** superfície pilear. Escalas: a-d: 10 µm, e: 20 µm.

Cubospora caribaea (Pegler) Karstedt & Capelari, **comb. nov.**

Figuras 24, 48.a

≡ *Nolanea caribaea* Pegler, Kew Bull. Addit. Ser. 9: 344. 1983.

≡ *Entoloma caribaeum* (Pegler) Courtec. & Fiard in Courtec., Doc. Mycol. 33: 36. 2004.

Píleo 12–25 mm diâm., cônico com papila pronunciada, estriado-translúcido, branco, branco-marfim ou branco levemente creme, levemente higrófono, superfície radialmente adpresso-fibrilosa; margem do *píleo* crenada; papila com 3 mm de comprimento, branco-translúcida, glabra. *Contexto do píleo* fino e branco. *Lamelas* adnexas ou adnexo-sinuadas, faces lisas, ventricosas (< 3 mm), subabundantes, brancas ou levemente rosadas, com 2 séries de lamélulas, margem inteira. *Estipe* 83 × 3–5 mm, supra-atenuado, circular, central, branco ou branco levemente creme, longitudinalmente estriado-retorcido, levemente adpresso-fibriloso, oco, com micélio tomentoso na base, branco. *Contexto do estipe* branco. *Odor e sabor* não observados. *Esporada* não obtida.

Basidiósporos cuboides com ângulos alongados, apêndice hilar evidente, 10–12,5 × 10–14 µm [$x_m = 11 (\pm 0,96) \times 11,8 (\pm 0,94) \mu m$, $Q = 1-1,25$, $Q_m = 1,08 (\pm 0,08)$, $n = 45/5$] sem as projeções, 12,5–16 × 12,5–19 µm [$x_m = 13,6 (\pm 1,45) \times 15,6 (\pm 2) \mu m$, $Q = 1-1,77$, $Q_m = 1,14 (\pm 0,16)$, $n = 45/5$] com as projeções, (13–)15–18 × (13–)15–20 µm [$x_m = 16 (\pm 0,94) \times 17,16 (\pm 1,1) \mu m$, $Q = 1-1,23$, $Q_m = 1,06 (\pm 0,05)$, $n = 40/3$] em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* inflado-clavados, clavados ou cilíndrico-clavados, (31–)37–69 × 12–19 µm ($n = 47/5$), hialinos, parede fina, 2 esterigmas. *Queilocistídios* cilíndricos ou cilíndrico-clavados, raramente clavados, às vezes ramosos, 19–40(–50) × 7,5–14 µm ($n = 32/4$), hialinos, parede fina. *Pleurocistídios e pseudocistídios* ausentes. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas ou infladas, 6,2–19(–25) µm diâm. ($n = 52/5$), hialinas, parede fina, septos distantes; sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente emaranhadas, cilíndricas ou cilíndrico-infladas, 6–27 µm diâm. ($n = 15/1$), hialinas ou, quando sobrepostas, levemente amarronzadas, parede fina, septadas. *Superfície pilear* formada por hifas prostradas e pouco emaranhadas, cilíndricas, hifas terminais cilíndrico-clavadas ou cilíndricas com ápice arredondado, 3,7–13 µm diâm. ($n = 52/5$), hialinas, parede fina, septadas. *Superfície do estipe* formada por hifas prostradas, cilíndricas, 3,7–8,7 µm diâm., hialinas ou, quando em grupos, amarelo-palha, parede fina, septadas. *Caulocistídios* ausentes. *Ansas* presentes. *Hifas refrativas* ausentes ou raramente presentes.

Habitat: solitário, em solo com serapilheira. Floresta Atlântica.

Distribuição: *Cubospora caribaea* foi descrita originalmente de Dominica, ocorrendo também em Guadalupe e Martinica (Pegler 1983). Para o Brasil foi reportada para os estados do Paraná (Meijer 2006) e Pernambuco (Coimbra *et al.* 2013), sendo agora citado pela primeira vez para Santa Catarina.

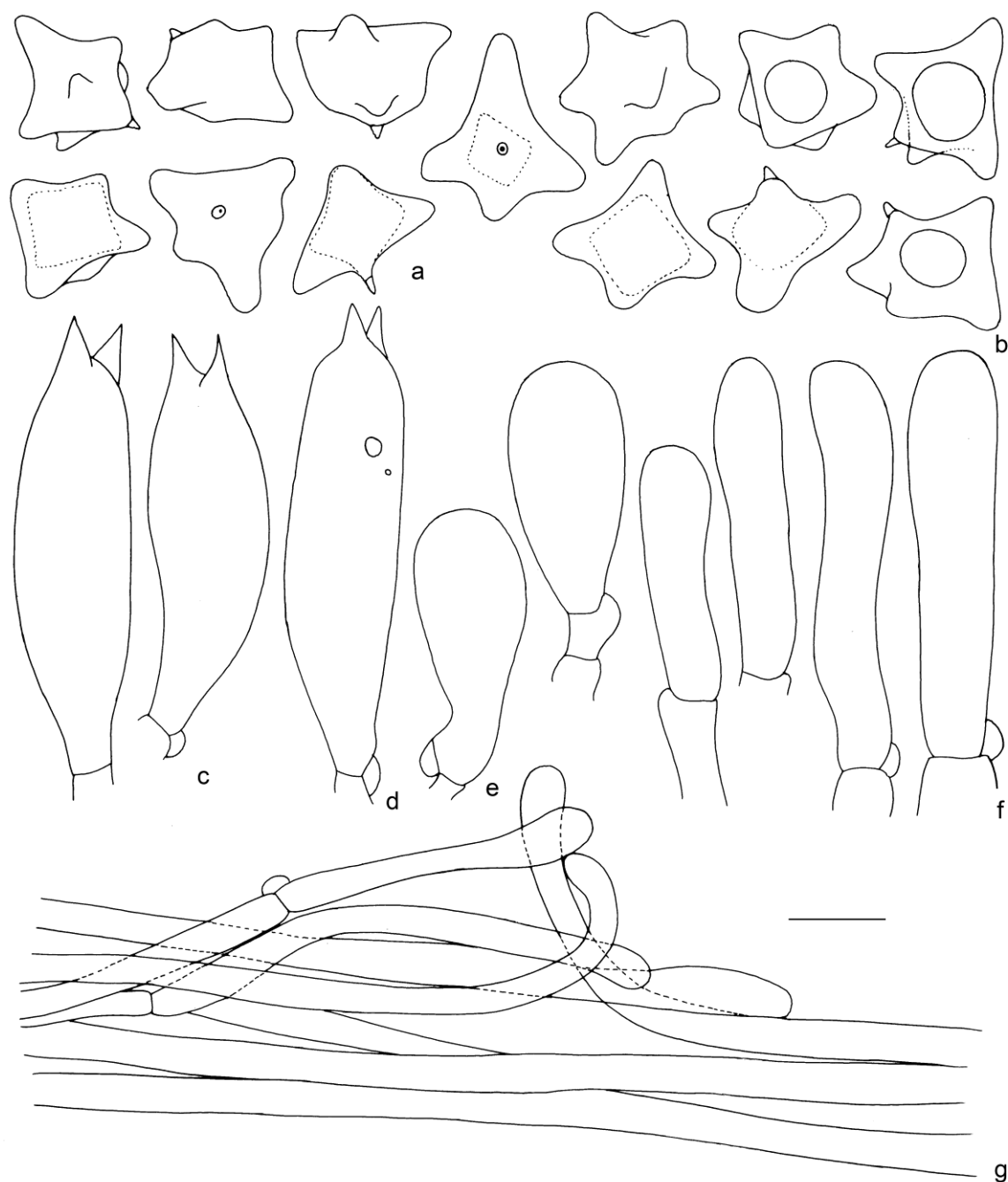


Figura 24. *Cubospora caribaea*: **a-b.** basidiósporos: **a.** Pegler 3181; **b.** FK1790; **c-d.** basídios: **c.** Pegler 3181; **d.** FK1790; **e-f.** queilocistídios: **e.** Pegler 3181; **f.** FK1790; **g.** superfície pilear (FK1790). Escalas: a-f: 10 μ m, g: 20 μ m.

Material examinado: BRASIL. SANTA CATARINA: Gaspar, Reserva Particular do Patrimônio Natural Figueira Branca, trilha das Águas, 25 de janeiro de 2011, *F. Karstedt FK1790* (SP); PERNAMBUCO: Moreno, Reserva Particular do Patrimônio Natural Carnijó, 21 de maio de 2009, *V.R.M. Coimbra et al. s.n.* (URM 82264). DOMINICA. SAINT PAUL: Sylvania, Archibold Preserve, 650 m de altitude, 4 de novembro de 1977, *D.N. Pegler 3181* (holótipo, K). GUADALUPE. BASSE TERRÉ: Vernou, Route Tracersée, 15 de outubro de 1977, *D.N. Pegler 3011* (K). MARTINICA. BOIS RIVIÈRE BLANCHE: 25 de novembro de 1974, *Fiard 370D* (K).

Comentários: o holótipo está em bom estado de conservação, sendo composto por dois basidiomas de coloração marrom-claro-amarelado, com píleo membranáceo e delicado; um dos píleos encontra-se achatado e o outro aberto, sendo, neste caso, possível observar que as lamelas são adnexas. O estipe aparentemente é cilíndrico e fibroso estando fragmentado nos dois basidiomas e a base apresenta micélio branco levemente acastanhado.

Cubospora caribaea e *C. dragonospora* são caracterizadas pelo basidioma delgado e píleo com papila longa, além de basidiósporos cuboides com extremidades alongadas. No entanto, em *C. caribaea* o píleo é branco e os basidiósporos são menores que em *C. dragonospora*, onde atinge 26–31(–38) µm em diagonal. *Cubospora tenuis* apresenta basidiósporos com o mesmo formato e tamanho que *C. caribaea*, no entanto, o píleo é desprovido de papila e tem coloração marrom (Karstedt & Capelari 2013). Embora *C. caribaea* seja morfológicamente semelhante à *C. dragonospora* e *C. tenuis*, na filogenia não são diretamente relacionadas (figura 53).

Outra espécie que pode estar relacionada com *Cubospora caribaea* é *Entoloma alboconicum* Dennis, descrita de Caracas, Venezuela, que também apresenta basidioma branco e píleo papilado. Contudo, difere de *C. caribaea* por ter basidiósporos menores (8,5–13 µm), basídios tetra-esterigmados e queilocistídios articulados com células terminais irregulares e frequentemente coraloides (Dennis 1961, Horak 1976b).

Cubospora cervina (Karstedt & Capelari) Karstedt & Capelari, **comb. nov.** Figuras 49.a-b
≡ *Inocephalus cervinus* Karstedt & Capelari, Nova Hedwigia 96: 284. 2013.

Descrição morfológica: em Karstedt & Capelari (2013).

Habitat: solitário ou gregário, no solo, no bioma Floresta Atlântica.

Distribuição: foi descrito originalmente para o estado de São Paulo (Karstedt & Capelari 2013) e agora é reportado para o estado de Santa Catarina.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Santo André, Reserva Biológica de Paranapiacaba, trilha 15, 7 de novembro de 2007, *F. Karstedt FK0940* (holótipo, SP; isótipo, K); 16 de dezembro de 2009, *M. Capelari & L.A. Silva Ramos 4459* (SP); SANTA CATARINA: Praia Grande, Morro da Moça (entorno do Parque Nacional da Serra Geral), 21 de janeiro de 2011, *F. Karstedt FK1770* (SP).

Comentários: *Cubospora cervina* está filogeneticamente relacionada com *Cubospora* aff. *lutea* (He et al. 2013) e *C. membranacea* (figura 53), que são caracterizadas pelo basidioma nolanioide, píleo convexo-papilado, com superfície translúcido-estriada e estipe delicado, esbranquiçado.

Cubospora dennisii (E. Horak) Karstedt & Capelari, **comb. nov.**

Figura 44.d

≡ *Entoloma dennisii* E. Horak, Sydowia 28: 183. 1976 [1975].

≡ *Inopilus dennisii* (E. Horak) Pegler, Kew Bull., Addit. Ser. 9: 349. 1983.

≡ *Inocephalus dennisii* (E. Horak) Karstedt & Capelari, Nova Hedwigia 96: 289. 2013.

Descrição: em Karstedt & Capelari (2013).

Habitat: solitário, no solo próximo a uma plantação de bambu, no bioma Floresta Atlântica.

Distribuição: foi descrita originalmente para Trinidad (Dennis 1953) e reportada para a cidade de São Paulo (Karstedt & Capelari 2013).

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, Jardim Botânico, 1 de março de 2004, *C. Puccinelli et al. 47/04* (SP). TRINIDAD. ST. JOSEPH: 10 de outubro de 1947, *R.E.D. Baker 1714* (holótipo, K); River Estate Diego Martin, Maqueripe Trail, 27 de outubro de 1949, *R.W.G. Dennis 242* (K).

Comentários: *Cubospora dennisii* é caracterizada pelo basidioma tricolomatoide, de coloração amarelo-pálida, basidiósporos cuboide, queilocistídios clavados a ramificados e septados e superfície pilear formada por uma córtis. Na filogenia (figura 53), *C. dennisii* colapsa com outras espécies que apresentam basidiósporos cuboide sem ângulos proeminentes.

Esta espécie foi citada como conferir para o Parque Estadual da Ilha do Cardoso (Capelari 1989, como *Inopilus* cf. *dennisii*). Na revisão do material verificou-se que este é

composto por um único basidioma degradado por insetos e quando analisado ao microscópio se apresentou em grumos, sendo possível reconhecer uns poucos basidiósporos, cuboides com ângulos pouco proeminentes, medindo $8,7-10 \times 8,7-11 \mu\text{m}$ nas depressões e $10-11,2 \times 11-11,2 \mu\text{m}$ com as projeções. Embora somente as características dos basidiósporos tenham sido recuperadas, o material *M. Capelari* 229 não corresponde a *Cubospora dennisii*, pois o último tem basidiósporos perfeitamente cuboides, sem depressões, além de serem menores.

Cubospora dragonospora (Singer) Karstedt & Capelari, **comb. nov.** Figuras 25-26, 49.c-e

≡ *Rhodophyllus dragonosporus* Singer, Atas Inst. Micol. 2: 46. 1965.

≡ *Entoloma dragonosporum* (Singer) E. Horak, Sydowia 29: 292. 1976.

≡ *Inocephalus dragonosporus* (Singer) T.J. Baroni & Largent, Mycotaxon 105: 187. 2008.

Píleo 5–20 mm diâm., 8–17 mm alt., cônico-hemisférico ou cônico, marrom ($N_{70}Y_{60}M_{50}$, $N_{80}Y_{99}M_{40}$ ou $N_{60-70}Y_{80}M_{40}$) com centro levemente pálido em relação a margem, estriado-translúcido, higrofano, superfície glabra, levemente adpresso-fibrilosa; margem do píleo denteada; papila pronunciada, 1–3 mm comprimento, translúcida. *Contexto do píleo* fino, < 3 mm no centro, marrom-translúcido. *Lamelas* adnexas, faces lisas, ventricosas (< 3 mm), subabundantes, branco-rosado-acinzentadas, marrom-pálidas ($N_{50}Y_{70}M_{30}$), rosadas (próximo de $N_{30}Y_{40}M_{30}$) ou branco-rosadas ($N_{10}Y_{20}M_{10}$), duas séries de lamélulas, margem inteira ou irregular. *Estipe* 54–180 $\times$ 1–3 mm, cilíndrico ou supra-atenuado, circular, central, branco, branco-translúcido ($N_{10}Y_{40}M_{10}$), branco levemente amarelado ou marrom-pálido-translúcido, às vezes com base bege, com aspecto sedoso (próximo de $N_{10}Y_{30}M_{10}$ ou $N_{50}Y_{60}M_{30}$), glabro, levemente estriado e retorcido, com poucas fibrilas adpressas, oco, base com micélio tomentoso, branco, às vezes com rizoides. *Contexto do estipe* marrom-translúcido ($N_{50}Y_{60}M_{30}$) ou translúcido. *Odor* indiferente e *sabor* não observado. *Esporada* não observada.

Basidiósporos cuboides com ângulos alongados, às vezes lembrando uma estrela com 4–7 projeções, 4 ângulos quando em perfil, 12,5–16(–17) μm [$x_m = 13,7 (\pm 1) \times 14,4 (\pm 1) \mu\text{m}$, $Q = 1-1,22$, $Q_m = 1,06 (\pm 0,06)$, $n = 163/18$] sem projeções, 18–26(–32) μm [$x_m = 22,2 (\pm 2,5) \times 24 (\pm 2,4) \mu\text{m}$, $Q = 1-1,39$, $Q_m = 1,09 (\pm 0,08)$, $n = 163/18$] com projeções e 26–31(–38) μm [$x_m = 27,3 (\pm 2,3) \times 28,8 (\pm 2) \mu\text{m}$, $Q = 1-1,37$, $Q_m = 1,06 (\pm 0,06)$, $n = 163/18$] em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* cilíndrico-inflados ou inflado-clavados, 31–55(–64) $\times$ (15–)17–29(–35) μm ($n = 108/15$), hialinos, parede fina, 4 esterigmas, raramente 2

esterigmas. *Queilocistídios* abundantes, recobrando toda a margem da lamela, cilíndricos, cilíndrico-clavados, clavados, napiformes, ventricosos ou ramosos, $(31-40-125(-150) \times (11,2-19-32(-47) \mu\text{m}$ ($n = 126/13$), hialinos, parede fina. *Pleurocistídios* e *pseudocistídios* ausentes. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas ou, às vezes, infladas, $5-25(-40) \mu\text{m}$ diâm. ($n = 107/11$), hialinas, parede fina, septadas (septos com cerca de $200 \mu\text{m}$ de distância), sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente dispostas, $6,2-31 \mu\text{m}$ diâm. ($n = 135/11$), cilíndricas, cilíndrico-infladas ou irregulares, hialinas ou, às vezes, com pouco pigmento intracelular marrom, parede fina, septadas. *Superfície pilear* formada por hifas pouco emaranhadas e prostradas, usualmente formada por uma camada com 1–4 hifas cilíndricas, $(3,7-5-6,2(-12,5) \mu\text{m}$ diâm. ($n = 160/14$), usualmente com pigmento intracelular marrom, amarelo-palha ou hialinas, parede fina, septadas. *Superfície do estipe* uma cútis, hifas cilíndricas, $3,7-7,5 \mu\text{m}$ diâm. ($n = 68/6$), hialinas ou amarelo-palha, parede fina, septadas. *Caulocistídios* ausentes. *Ansas* presentes. *Hifas refrativas* presentes, raras a abundantes.

Habitat: solitário ou gregário, em serapilheira com solo arenoso, nos biomas Floresta Amazônica e Atlântica.

Distribuição: *Cubospora dragonospora* já foi reportada para Belize (Largent *et al.* 2008), Bolívia (Singer 1965), Guiana (Horak & Cheype 2007, Largent *et al.* 2008), Porto Rico e Trinidad (Largent *et al.* 2008). No Brasil, para os estados do Amazonas (Singer 1965), Paraná (Meijer 2006, Horak & Cheype 2007) e Pernambuco (Wartchow 2006) e é citada pela primeira vez para os estados da Bahia, Pará, Rio Grande do Norte e Santa Catarina.

Material examinado: BOLÍVIA. BENI: Vaca Diez, Guayaramerín, 17 de março de 1956, R. Singer B2106 (holótipo, BAFC; ZTMyc 4343, antigo ZT 77/226). BRASIL. AMAZONAS: Manaus, Tarumãzinho, 16 de março de 1980, R. Singer *et al.* B12082 (INPA); Reserva Florestal Adolpho Ducke, 6 de outubro de 1978, R. Singer & E.M.L. Freire (ZTMyc 4368, antigo ZT 80/153); 28 de junho de 2011, F. Karstedt *et al.* FK2070 (INPA); BAHIA: Camacan, Complexo RPPN Serra Bonita, trilha da Bapeba, 25 de março de 2011, F. Karstedt FK2019 (SP); Maria Augusta, trilha da Divisa, 27 de março de 2011, F. Karstedt FK2042 (SP); PARÁ: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Plote PPBio, trilha 2, 17 de agosto de 2007, R. Maziero TBGAG 269 (MG); Plote PPBio, trilha G, 12 de fevereiro de 2011, F. Karstedt FK1840 (SP); Belém, Reserva do Mocambo, 22 de fevereiro de 2011, F. Karstedt & C. Castro FK1894 (SP); PARANÁ: Paranaguá, Ilha do Mel, 6 de maio de 1989, A.A.R. de Meijer 1229 (ZTMyc 4376); PERNAMBUCO: Cabo de Santo Agostinho, Complexo Gurjaú, 22 de junho de 2004,

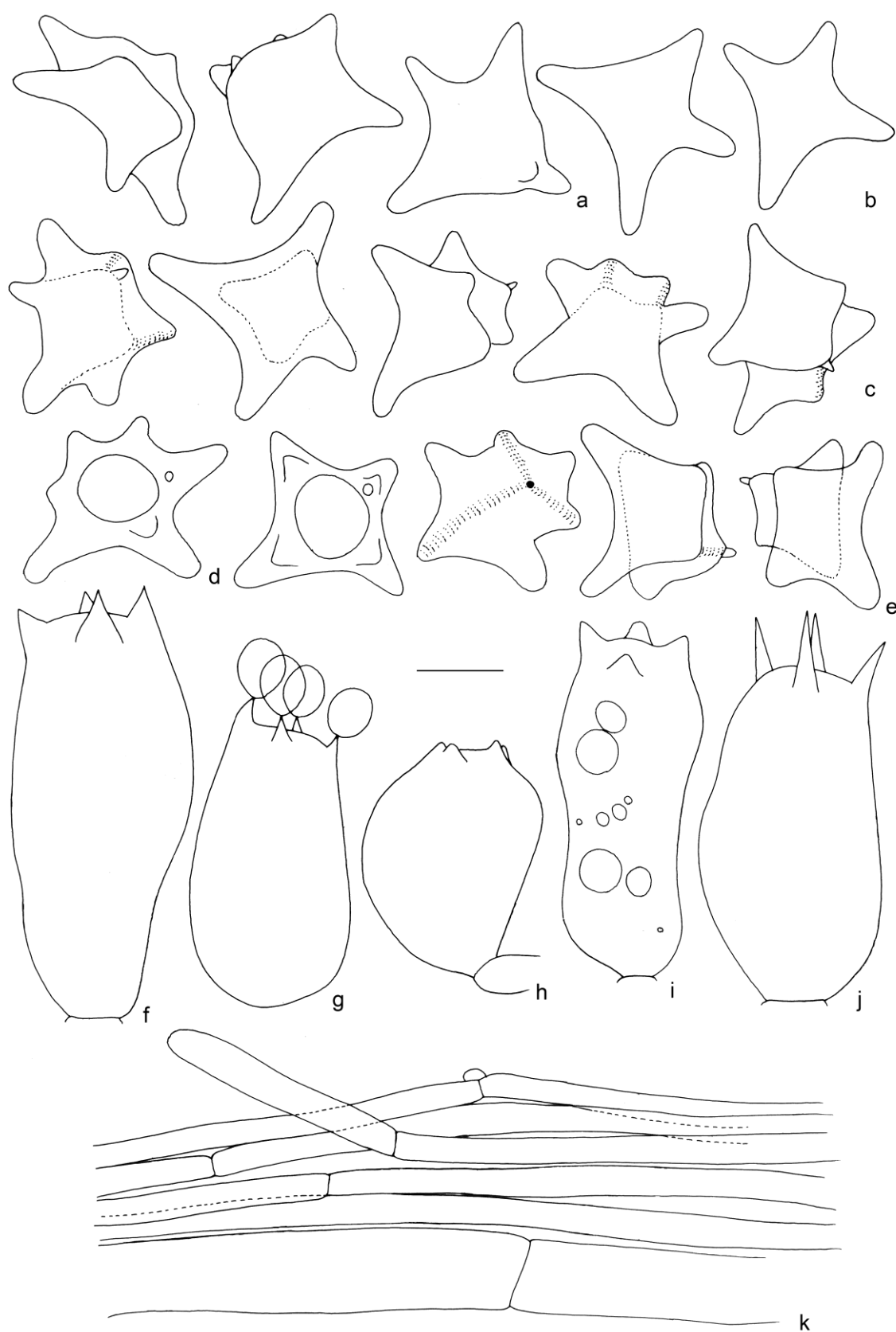


Figura 25. *Cubospora dragonospora*: **a-e.** basidiósporos: **a.** Singer B2106; **b.** ZT 77/266; **c.** FK1840; **d.** FK2019; **e.** FK1894; **f-j.** basídio: **f.** FK2095; **g.** Singer 81195; **h.** Singer B2106; **i.** MC4600; **j.** FK2019; **k.** superfície pilear (URM82260). Escalas: a-g: 10 μ m, h: 20 μ m.

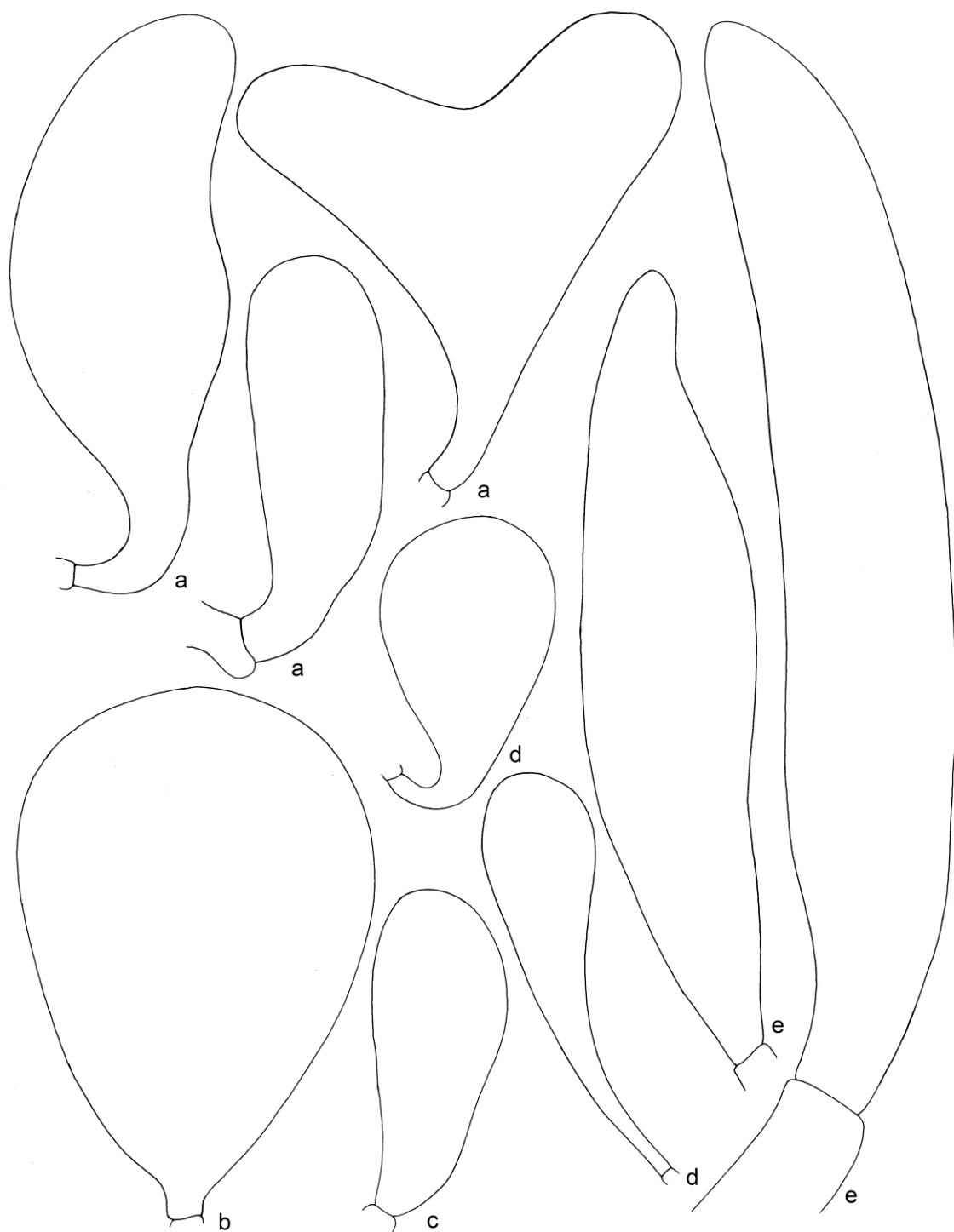


Figura 26. *Cubospora dragonospora*, queilocistídios: **a.** FK2042; **b.** FK1840; **c.** FK2095; **d.** FK1894; **e.** FK2070. Escala:10 µm.

F. Wartchow 09/2004 (URM); Moreno, RPPN Carnijó, 8 de julho de 2008, V.R.M. Coimbra et al. s.n. (URM 82261); Recife, Horto de Dois Irmãos, 13 de agosto de 2008, V.R.M. Coimbra et al. s.n. (URM 82260); RIO GRANDE DO NORTE: Parnamirin, EMPARN, Mata do Jiqui, 4 de

julho de 2008, *E.P. Fazolino s.n.* (UFRN 845); Natal, Parque Estadual Dunas de Natal, 6 de julho de 2011, *M. Capelari 4600* (SP); trilha da Geologia, 22 de julho de 2011, *F. Karstedt et al. FK2095* (UFRN); SANTA CATARINA: Itapoá, Reserva Particular do Patrimônio Natural Volta Velha, Trilha da Casa de Vidro, 10 de dezembro de 2012, *F. Karstedt et al. FK2100* (FLOR). GUIANA FRANCESA. “MOUNT DU GRAND MATOUTY”: 1 de março de 2001, *J.L. Cheype 080301-09* (ZT 12811).

Comentários: o holótipo de *Cubospora dragonospora* é composto por três fragmentos de um centímetro e nove fragmentos menores de cinco milímetros do estipe, sem píleo ou lamelas. Os fragmentos são cilíndricos, fibrosos e muito frágeis. Uma raspagem do papel que envolve o holótipo foi realizada, sendo possível recolher cinco basidiósporos, medindo 13,7–15 µm sem as projeções, 22–24 µm com as projeções e 27–30 µm em diagonal.

O isótipo é formado por seis fragmentos de lamelas. Os basidiósporos são levemente amarronzados, medindo 11,2–15 µm sem as projeções, 16–28 µm com as projeções e 25–31 µm em diagonal, corroborando com as medidas mencionadas no protólogo de 27,5–31,5 × 18–29,5 (±14) µm. Os basídios são fortemente inflados, hialinos com 31–41 × 23–35 µm e as hifas da trama da lamela medem 2,5–12,5 µm de diâm. Não foram verificadas a presença e a forma dos queilocistídios, pois além do material ser escasso, já foram registrados por Horak & Cheype (2007).

Cubospora dragonospora é aparentemente uma espécie comum e pode ser facilmente reconhecida pelo basidioma delgado, com estipe longo, píleo marrom, geralmente translúcido estriado com uma longa papila translúcida e basidiósporos cuboides grandes com as extremidades alongadas que em alguns ângulos lembram uma estrela. *Cubospora dragonospora* e *C. tenuis* apresentam macroscopia similar (figuras 48.c-e e g-h), no entanto diferem pela papila evidente e longa (1 × 3 mm) de *C. dragonospora*, enquanto que em *C. tenuis*, a papila é ausente com apenas um umbo discreto. Na microscopia diferem pelo tamanho dos basidiósporos que em *C. tenuis* são menores e medem 10–14 µm sem as projeções e 12,5–16 × 14–17 µm com as projeções (Karstedt & Capelari 2013).

Cubospora dragonospora é uma espécie que embora pertença a *Cubospora*, está em um ramo independente que é fracamente relacionado com o clado procerum e geralmente basal (figura 53). O clado procerum é formado por espécies com basidiomas micenoides, com píleo geralmente umbonado e basidiósporos cuboides com ângulos proeminentes. *Cubospora dragonospora* difere das espécies deste clado pela papila evidente e pelos basidiósporos com ângulos muito mais alongados.

Cubospora fraterna (Singer) Karstedt & Capelari, **comb. nov.**

Figuras 27, 29.g-i

≡ *Rhodophyllus fraternus* Singer, Sydowia 7: 97. 1973.

Píleo (11–)17 mm diâm., convexo com margem involuta, cinza-escuro, estriado-translúcido, glabro, não viscoso. *Contexto* sem cheiro. *Lamelas* adnatas a sinuadas, distantes, ventricosas, cinzas. *Estipe* (24–)40 × 1,5 (no ápice) – 4 (na base) mm, ápice atenuado, cinza, glabro.

Basidiósporos cuboides, com ângulos nada ou pouco alongados, com 4 ângulos em perfil, raramente 3 ângulos, 7,5–8,7 × 7,5–10 µm [$x_m = 8,17 (\pm 0,52) \times 8,64 (\pm 0,75) \mu m$, $Q = 1-1,16$, $Q_m = 1,05 (\pm 0,09)$, $n = 20$] sem projeções, 8,7–10 × 8,7–10 µm [$x_m = 8,87 (\pm 0,59) \times 9,49 (\pm 0,59) \mu m$, $Q = 1-1,33$, $Q_m = 1,07 (\pm 0,086)$, $n = 20$] com projeções, 10–12 × 10–12,5 µm [$x_m = 11,11 (\pm 0,52) \times 11,66 (\pm 0,68) \mu m$, $Q = 1-1,12$, $Q_m = 1,05 (\pm 0,065)$, $n = 20$] em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* clavados, 37–50 × 10–16 µm ($n = 20$), hialinos, parede fina, 4 esterigmas. *Queilocistídios* não observados, margem da lamela colapsada. *Pleurocistídios* e *pseudocistídios* ausentes. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas ou, às vezes, infladas, 2,5–17 µm diâm. ($n = 20$), hialinas, parede fina, septadas (distância entre septos > 200 µm), sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente dispostas, 6,2–19 µm diâm. ($n = 10$), cilíndricas, cilíndrico-infladas ou irregulares, hialinas, parede fina, septos distantes. *Superfície pilear* formada por hifas prostradas, cilíndricas, 2,5–11 µm diâm. ($n = 160/14$), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina, septos distantes. *Superfície do estipe* uma cutis, hifas cilíndricas, 5–10 µm diâm. ($n = 20$), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina, septos distantes. *Caulocistídios* dispersos, cilíndricos ou cilíndrico-clavados, 43–70 × 6,2–10 µm ($n = 6$), hialinos ou com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina. *Ansas* presentes em todos os tecidos. *Hifas refrativas* ausentes.

Habitat: em solo, no bioma Floresta Atlântica.

Distribuição: até o momento coletada somente em Pernambuco (Singer 1973).

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Recife, Parque Estadual Dois Irmãos, 5 de julho de 1960, *R. Singer B3074* (holótipo, BAFC).

Comentários: a descrição macroscópica apresentada foi feita com base no protólogo da espécie (Singer 1973) acrescida das observações realizadas no holótipo. O holótipo de *Cubospora fraterna* é formado por um basidioma completo, com estipe, píleo e lamelas. O basidioma estava intacto, sem vestígios de já ter sido utilizado para microscopia. O píleo tem

11 mm de diâmetro, as lamelas são adnatas a sinuadas e o estipe aparentemente fibroso medindo 24 mm de comprimento, diferentemente do que consta da descrição de Singer (1973) – píleo com 17 mm de diâmetro e estipe com 40 mm de comprimento. No entanto as características microscópicas observadas neste material estão de acordo com o descrito por Singer (1973).

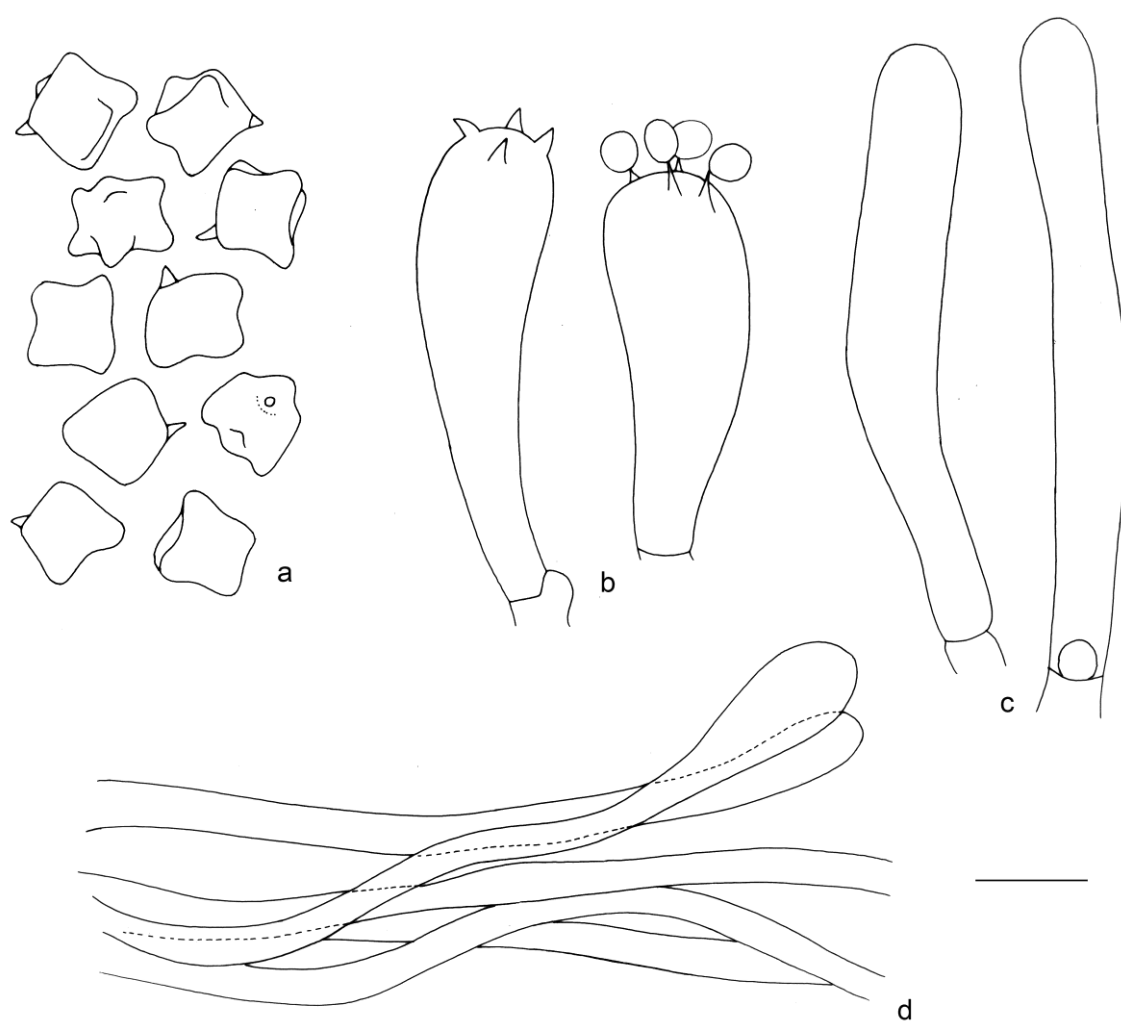


Figura 27. *Cubospora fraterna* (Singer B3074): **a.** basidiósporos; **b.** basídios; **c.** queilocistídios; **d.** superfície pilear. Escalas: a-c: 10 μ m, d: 20 μ m.

Horak (1976a) sinonimizou *Cubospora fraterna* com *Entoloma spadix* Hesler (Hesler 1967). No entanto, as espécies diferem pela última ter píleo marrom fibriloso-escamuloso, basídios bi ou tetra-sterigmados, superfície pilear em transição entre cútis e tricoderme, com elementos terminais inflados ou clavados preenchidos com pigmento intracelular marrom, além de hifas refrativas abundantes e hifas com grânulos brilhantes também presentes, de acordo com Noordeloos (1988). Outra característica que difere é que *C. fraterna* foi originalmente descrita

como tendo píleo translúcido-estriado, sugerindo que seja higrófono, enquanto *E. spadix* foi descrita como não higrófono. Devido a estas divergências a sinonimização proposta pro Horak (1976a) não é aceita.

Cubospora fraterna tem caracterização morfológica que se sobrepõem a outras espécies com basidiósporos cuboides sem ângulos proeminentes descritas para o Brasil. No entanto, é a única com basidioma de coloração cinza (píleo cinza-escuro, lamelas e estipe cinza) e com queilocistídios considerados ausentes. Entre as espécies com basidiósporos cuboides descritas do mundo, *E. canoconicum* também apresenta basidioma cinza, no entanto, difere por ter píleo cônico e pela presença de pleurocistídios (Horak 2008).

Cubospora fraterna aparentemente não é uma espécie comum, e para que a circunscrição da espécie possa ser melhorada, novas coletas são necessárias. Coimbra (2010) identificou uma coleção como *Entoloma* aff. *spadix* considerando-a sinônimo de *C. fraterna*, no entanto, a revisão morfológica sugere tratar-se de outra espécie, principalmente por ser caracterizada pelo píleo marrom-róseo e superfície pilear fibrilosa e na microscopia pelos queilocistídios clavados a inflado-clavados e hifas refrativas presentes.

Tentativas de obtenção de DNA foram realizadas, no entanto, sem sucesso.

***Cubospora gatesiana* Karstedt & Capelari, sp. nov.**

Figuras 28, 29.j-l, 45.d

Etimologia: em homenagem a Genevieve Maria Gates pela sua contribuição para o conhecimento de *Entolomataceae* da primeira autora e que aprecia muita a cor lilás.

Píleo 20-70 mm diâm., cônico, não translúcido-estriado ou somente próximo à margem, liláceo ou rosa levemente amarronzado, pouco higrófono, superfície levemente adpresso-fibrilosa; margem involuta. *Contexto do píleo* não observado. *Lamelas* adnatas ou sublivres, ventricosas, abundantes, rosa-amaronzadas a levemente ocre próximo a margem do píleo, com três séries de lamélulas; margem concolor, inteira ou levemente irregular. *Estipe* 75-150 × 4-13 mm, levemente supra-atenuado, circular, central, liláceo esbranquiçado em direção a base, tornando-se esverdeado onde machucado, glabro, longitudinalmente adpresso-fibriloso, retorcido, fibroso, oco, com micélio basal tomentoso, branco. *Odor* e *sabor* indiferentes. *Esporada* castanho-rosada (N₄₀Y₆₀₋₇₀M₅₀₋₆₀).

Basidiósporos cuboides, com apêndice hilar evidente, 7,5-10 × 8,7-11 µm [$x_m = 8,97 (\pm 0,54) \times 9,31 (\pm 0,66) \mu m$, $Q = 1-1,16$, $Q_m = 1,03 (\pm 0,07)$, $n = 21$] sem projeções, 10-12,5 ×

11,2–12,5 μm [$x_m = 11,02 (\pm 0,56) \times 11,46 (\pm 0,46) \mu\text{m}$, $Q = 1-1,25$, $Q_m = 1,04 (\pm 0,06)$, $n = 40/2$) em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* clavados, (37–)47–62 $\times$ 12,5–16 μm ($n = 40/2$), hialinos ou com pigmento intracelular amarronzado, parede fina, 4 esterigmas, raramente 2. *Queilocistídios* cilíndricos, cilíndrico-tortuosos, sinuosos, hifoides, fusóide-ventricosos, ampuliformes, fusóide-ampuliformes, frequentemente com ápice constricto, 37–118 $\times$ 5–14 μm ($n = 40/2$), com pigmento intracelular amarelo-palha ou amarronzado, ou hialino, parede fina ou levemente espessada. *Pleurocistídios* ausentes. *Pseudocistídios* dispersos a raros, hifoides, cilíndricos ou fusiformes, às vezes ramificados, não ultrapassando a altura do himênio, 2,5–5 μm diâm. ($n = 24/2$), hialinos ou amarelo-palha, refrativos em NH_4OH , parede fina. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas, cilíndrico-infladas ou pouco fusóides, 2,5–21 μm diâm. ($n = 42/2$), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha ou amarronzado, parede fina; sub-himênio ramoso, hialino. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente dispostas, cilíndricas ou infladas, 2,5–22 μm diâm. ($n = 40/2$), hialinas ou com pigmento intracelular marrom, parede fina. *Superfície pilear* formada por hifas prostradas, paralelas ou frouxamente emaranhadas, cilíndricas, 2,5–12,5 μm diâm. ($n = 40/2$), hialinas, ou com pigmento intracelular amarelo-palha ou amarronzado, parede fina; hifas terminais cilíndricas com ápice arredondado. *Superfície do estipe* uma cutis, hifas prostradas com 3,7–10 μm diâm. ($n = 40/2$), cilíndricas, com pigmento intracelular amarelo-palha ou amarelo-amarronzado, parede fina ou levemente espessadas. *Caulocistídios* ausentes. *Ansas* presentes em todos os tecidos. *Hifas refrativas* presentes na trama da lamella ou do píleo. *Hifas com grânulos brilhantes* presentes na trama da lamela e do píleo.

Habitat: solitário, em solo, no bioma Floresta Atlântica.

Distribuição: Espírito Santo, Brasil, localidade tipo.

Material examinado: BRASIL. ESPÍRITO SANTO: Santa Teresa, Reserva Biológica Augusto Ruschi, 4 de dezembro de 2012, A.C. Magnago ACM498 (holótipo, FLOR; isótipo, SP); A.C. Magnago ACM499 (FLOR).

Comentários: *Cubospora gatesiana* é caracterizada pelo basidioma fortemente pigmentado, liláceo a liláceo levemente amarronzado, basidiósporos cubóides e pseudocistídios dispersos e queilocistídios variáveis mas frequentemente fusóides com ápice constricto. Estas características, assim como a análise filogenética (figura 53), relacionam *C. gatesiana* com as demais espécies com basidiósporos cubóides e com pseudocistídios presentes, dentro do clado psittacini.

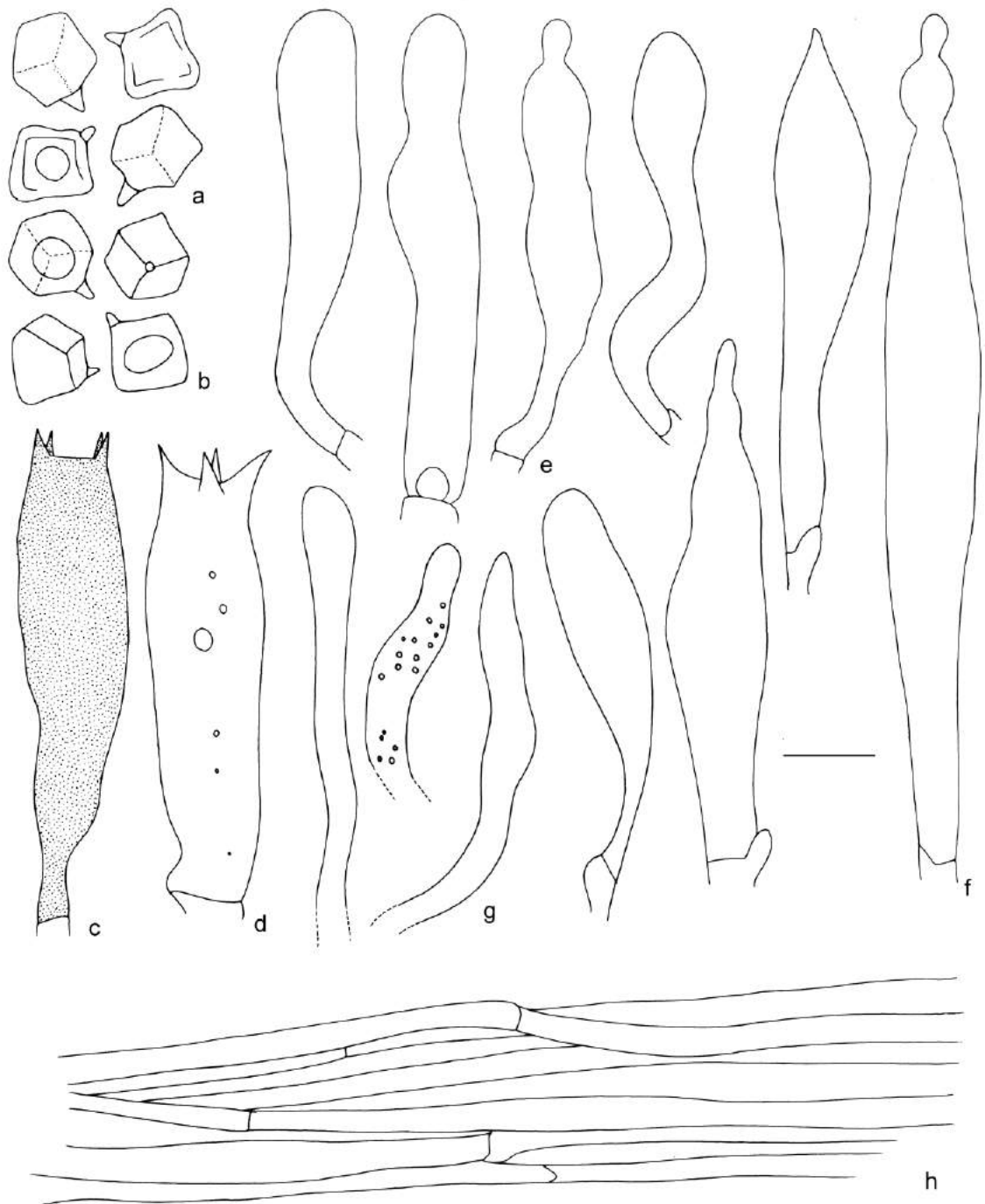


Figura 28. *Cubospora gatesiana*: **a-b.** basidiósporos: **a.** ACM499; **b.** ACM498; **c-d.** basídio: **c.** ACM499; **d.** ACM498; **e-f.** queilocistídios: **e.** ACM499; **f.** ACM498; **g.** pseudocistídios (ACM498), **h.** superfície pilear (ACM499). Escalas: a-g: 10 µm, h: 20 µm.

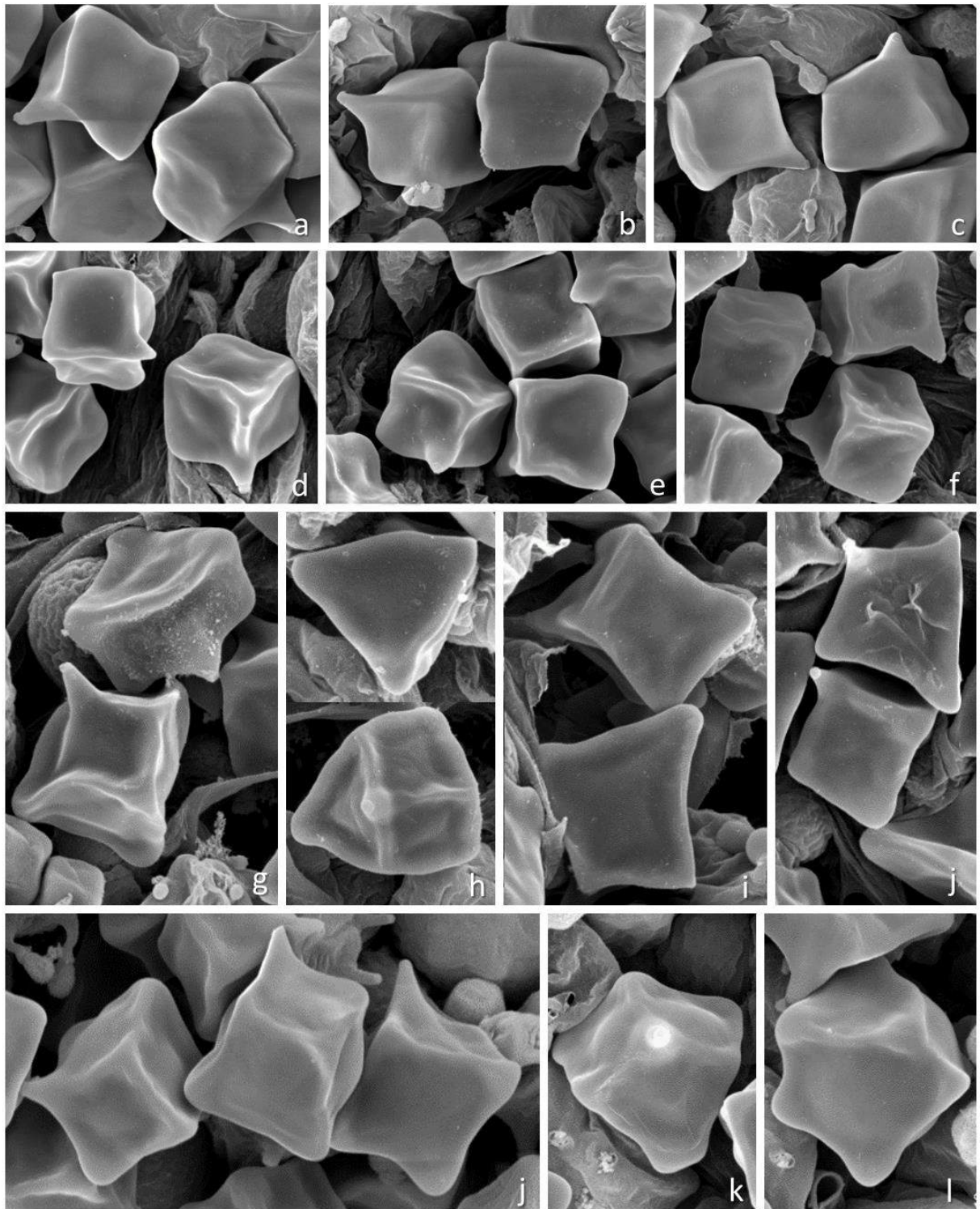


Figura 29. Microfotografia dos basidiósporos em microscopia eletrônica: **a-c.** *Cubospora brasiliensis* (FK2083); **d-f.** *C. brunneosquamulosa* (FK1871); **g-i.** *C. fraterna* (B3074); **j-l.** *C. gatesiana* (ACM499). Escala: 5 μ m.

Cubospora gatesiana é filogeneticamente relacionada com *Cubospora* cf. *lactifluus* (TJB7962 e TJB8753) e com *C. brasiliensis*. *Cubospora lactifluus* difere por produzir um exudado que varia na coloração de transparente, rosa a alaranjado, além dos queilocistídios terem sido reportados como não observados (Heim 1936, Romagnesi 1941). *Cubospora brasiliensis* difere pelo basidioma azul, pseudocistídios abundantes e queilocistídios clavados e não fusoides com ápice estrangulado.

***Cubospora luteobrunnea* Karstedt & Capelari, sp. nov.**

Figuras 30, 38.a-d, 45.c

Etimologia: refere ao píleo amarelo recoberto por fibrilas marrons.

Píleo 23 mm diâm., cônico, não translúcido-estriado ou somente próximo à margem, amarelo (próximo de N₈₀M₄₀C₁₀) e após coletado torna-se amarronzado a marrom-escuro, pouco higrofano, superfície adpresso-fibrilosa a levemente adpresso-fibrilosa na margem, margem involuta e levemente irregular. *Contexto do píleo* não observado. *Lamelas* adnatas ou sublivres, pouco ventricosas (< 2 mm), abundantes, amarelas, com três séries de lamélulas, margem concolor, inteira ou levemente irregular. *Estipe* 65 × 3–5 mm, levemente supra-atenuado, circular, central, amarelo (A₈₀M₃₀C₁₀) com base esbranquiçada (A₂₀M₈₀C₀₀), glabro, longitudinalmente adpresso-fibriloso, fibroso, oco, com micélio basal tomentoso, branco. *Odor* e *sabor* indiferentes. *Esporada* não observada.

Basidiósporos cuboides, com apêndice hilar evidente, 8,7–10 × 8,7–11,2 µm [$x_m = 9,4 (\pm 0,64) \times 9,88 (\pm 0,78) \mu m$, $Q = 1-1,28$, $Q_m = 1,12 (\pm 0,1)$, $n = 21$] sem projeções, 10–12,5 × 11,2–12,5 µm [$x_m = 11,29 (\pm 0,7) \times 11,96 (\pm 0,63) \mu m$, $Q = 1-1,25$, $Q_m = 1,06 (\pm 0,07)$, $n = 21$] em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* clavados, 37–57 × 11,2–16 µm ($n = 20$), hialinos, parede fina, 2 ou 4 esterigmas. *Queilocistídios* clavados ou cilíndrico-clavados, às vezes fusóide-ventricosos, 45–95 × 10–16 µm ($n = 20$), hialinos ou amarelo-palha, parede fina. *Pleurocistídios* ausentes. *Pseudocistídios* hifóides, cilíndricos ou fusiformes, às vezes ramificados, não ultrapassando a altura do himênio, 2,5–5 µm diâm. ($n = 20$), hialinos ou amarelo-palha, refrativos em NH₄OH, parede fina. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas, cilíndrico-infladas ou pouco fusoides, 5–17 µm diâm. ($n = 20$), hialinas, parede fina; sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente dispostas, cilíndricas ou infladas, 2,5–31 µm diâm. ($n = 24$), hialinas, parede fina. *Superfície pilear* formada por hifas prostradas, raramente formando grupos pouco

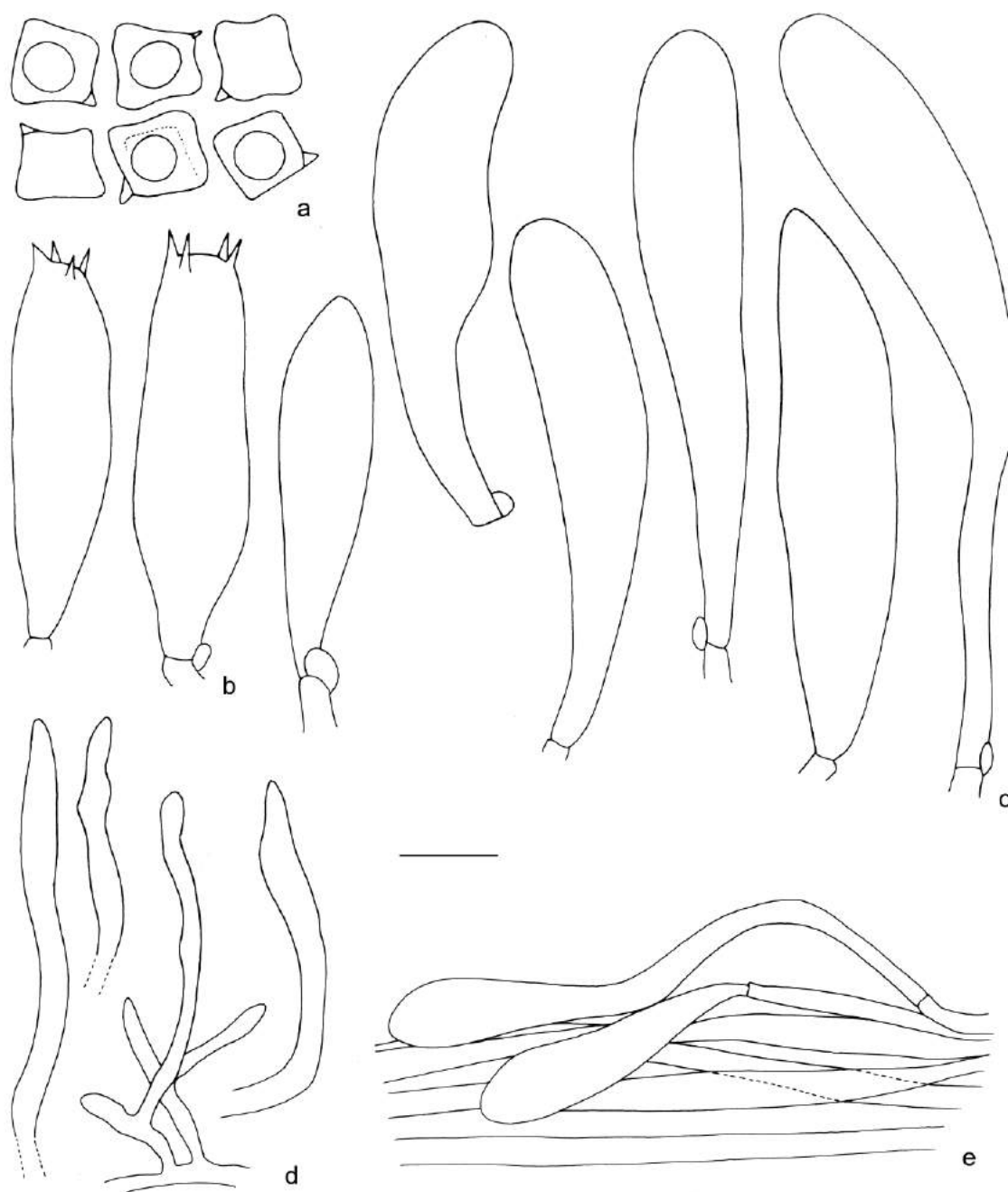


Figura 30. *Cubospora luteobrunnea* (FK1693): **a.** basidiósporos; **b.** basídios; **c.** queilocistídios; **d.** pseudocistídios; **e.** superfície pilear. Escalas: a-d: 10 μ m, e: 20 μ m.

emaranhados, cilíndricas, 3,7–16 μ m diâm. (n = 20), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina; hifas terminais cilíndricas com ápice arredondado ou, às vezes, cilíndrico-clavadas, 46–215 $\times$ 10–13(–15) μ m diâm. (n = 21), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina. *Superfície do estipe* uma cútis, hifas prostradas com

2,5–10 μm diâm. ($n = 20$), cilíndricas, com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina. *Caulocistídios* ausentes. *Ansas* presentes. *Hifas refrativas* presentes.

Habitat: solitário, em solo, no bioma Floresta Atlântica.

Distribuição: Rio de Janeiro, Brasil, localidade tipo.

Material examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Teresópolis, Parque Nacional Serra dos Órgãos, trilha Cartão Postal, 5 de janeiro de 2011, *F. Karstedt et al. FK1693* (holótipo, SP).

Comentários: tanto *Cubospora luteobrunnea* quanto *C. noordeloosiana* são caracterizadas pelo píleo amarelo recoberto por fibrilas adpressas amarronzadas e estipe concolor, além dos basidiósporos cuboides. No entanto, diferem pela primeira ter o ápice do píleo cônico e presença de pseudocistídios, enquanto que *C. noordeloosiana* tem píleo convexo e os pseudocistídios são ausentes.

Provavelmente esta espécie pertença ao clado psittacini pela forte pigmentação do basidioma, pelo píleo cônico, pela ornamentação adpresso-fibrilosa do píleo e do estipe e pela presença de pseudocistídios.

Cubospora luteolamellata (Largent & Aime) Karstedt & Capelari, **comb. nov.**

Figuras 31, 44.e-g

$\equiv$ *Trichopilus luteolamellatus* Largent & Aime, Mycologia 102: 644. 2010.

Píleo 21–40 mm diâm., inicialmente cônico, cônico-convexo ou campanulado e depois aplanado, margem involuta e inteira e às vezes ondulada, umbo presente e menos pronunciado com a idade, superfície fortemente fibriloso-escamulosa ou fibriloso-velutina, com escamas curtas e muito pequenas, não estriado-translúcido, marrom (próximo a $N_{80}A_{60}M_{50}$), não higrófono. *Contexto do píleo* amarelo. *Lamelas* adnatas, adnato-sinuadas ou sinuadas, faces lisas, ventricosas (< 4 mm), abundantes, amarelo-pálidas, amarelas ($N_{10}Y_{40}M_{00}$) ou creme, duas séries de lamélulas, margem irregular. *Estipe* 30–80 $\times$ 3–7 mm, cilíndrico ou supra-atenuado, circular, central, amarelo-pálido ($N_{10}Y_{40}M_{10}$) com fibrilas amarronzadas ($N_{60}Y_{50}M_{40}$), superfície levemente estriada, fibrosa ou pouco fibrilosa-adpressa, oco, sem ou com pouco micélio na base, branco. *Contexto do estipe* amarelado ou alaranjado. *Odor* indiferente e *sabor* adocicado. *Esporada* não observada.

Basidiósporos cuboides, 4 ângulos quando em perfil, 6,2–7,5 $\times$ 7,5–8,7(–10) μm [$x_m = 7,7 (\pm 0,58) \times 7,3 (\pm 0,4) \mu\text{m}$, $Q = 1\text{--}1,2$, $Q_m = 1,05 (0,08)$, $n = 51/4$] e 7,5–10 $\times$ 8,7–10 μm

[$x_m = 8,83 (\pm 0,44) \times 8,64 (\pm 0,43) \mu\text{m}$, $Q = 1-1,33$, $Q_m = 1,02 (\pm 0,07)$, $n = 51/4$] em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* clavados, $31-48 \times (10-11,2-14 \mu\text{m}$ ($n = 25/3$), hialinos, parede fina, 2-4 esterigmas. *Queilocistídios* abundantes, recobrimdo toda a margem da lamela, cilíndricos ou clavados, a maioria cilíndrico-clavados, ou flexuosos e, às vezes, levemente capitados, frequentemente ramificados, às vezes septados, $31-106 \times 5-11,2 \mu\text{m}$ ($n = 61/4$), hialinos ou levemente marrom-amarelados, parede fina. *Pleurocistídios* e *pseudocistídios* ausentes. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas ou cilíndrico-infladas, $5-19(-30) \mu\text{m}$ diâm. ($n = 64/4$), hialinas ou levemente amarelo-palha, parede fina, septos distantes (chegando a ter $1.250 \mu\text{m}$ de distância, $n = 1$); sub-himênio não observado. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente dispostas, $8,7-29 \mu\text{m}$ diâm. ($n = 24/2$), cilíndricas, cilíndrico-tortuosas ou irregulares, hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina, septos distantes. *Superfície pilear* formada por grupos de hifas terminais anticlinais em transição a uma tricoderme ou uma tricoderme, hifas prostradas cilíndricas, com $5-13,7 \mu\text{m}$ diâm. ($n = 30/2$), com pigmento intracelular marrom ou amarelo-palha; hifas anticlinais cilíndricas ou cilíndrico-clavadas, às vezes cilíndricas com o ápice subcapitado ou irregular, com ou sem septos, $50-150(-300) \times 6,2-16(-19) \mu\text{m}$ ($n = 49/3$), com pigmento intracelular marrom ou amarelo-palha, pigmento frequentemente dissolvido, mas, às vezes, coagulado (11RMT97), parede fina. *Superfície do estipe* uma cútis e partes em transição a tricoderme, formando caulocistídios, hifas prostradas cilíndricas, $6,2-12,5 \mu\text{m}$ diâm. ($n = 17$), com pigmento intracelular amarelo-palha ou marrom, às vezes com incrustações, parede fina, septadas. *Caulocistídios* cilíndricos ou clavados, $27-49 \times 6,2-12,5 \mu\text{m}$ ($n = 4$), com pigmento intracelular amarelo-palha ou marrom, parede fina. *Ansas* presentes. *Hifas refrativas* presentes.

Habitat: solitário ou disperso, no bioma da Floresta Amazônica.

Distribuição: *Cubospora luteolamellata* foi descrita originalmente para a Guiana Francesa (Aime *et al.* 2010) e agora é citada para o Pará, Brasil.

Material examinado: BRASIL. PARÁ: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Estação Ferreira Penha, 13 de fevereiro de 2011, R. Maziero & M. Tassilo 11RMT094 (MG); R. Maziero & M. Tassilo 11RMT097 (MG); R. Maziero & M. Tassilo 11RMT109 (MG); Plote 1, 15 de fevereiro de 2011, F. Karstedt *et al.* FK1866 (SP).

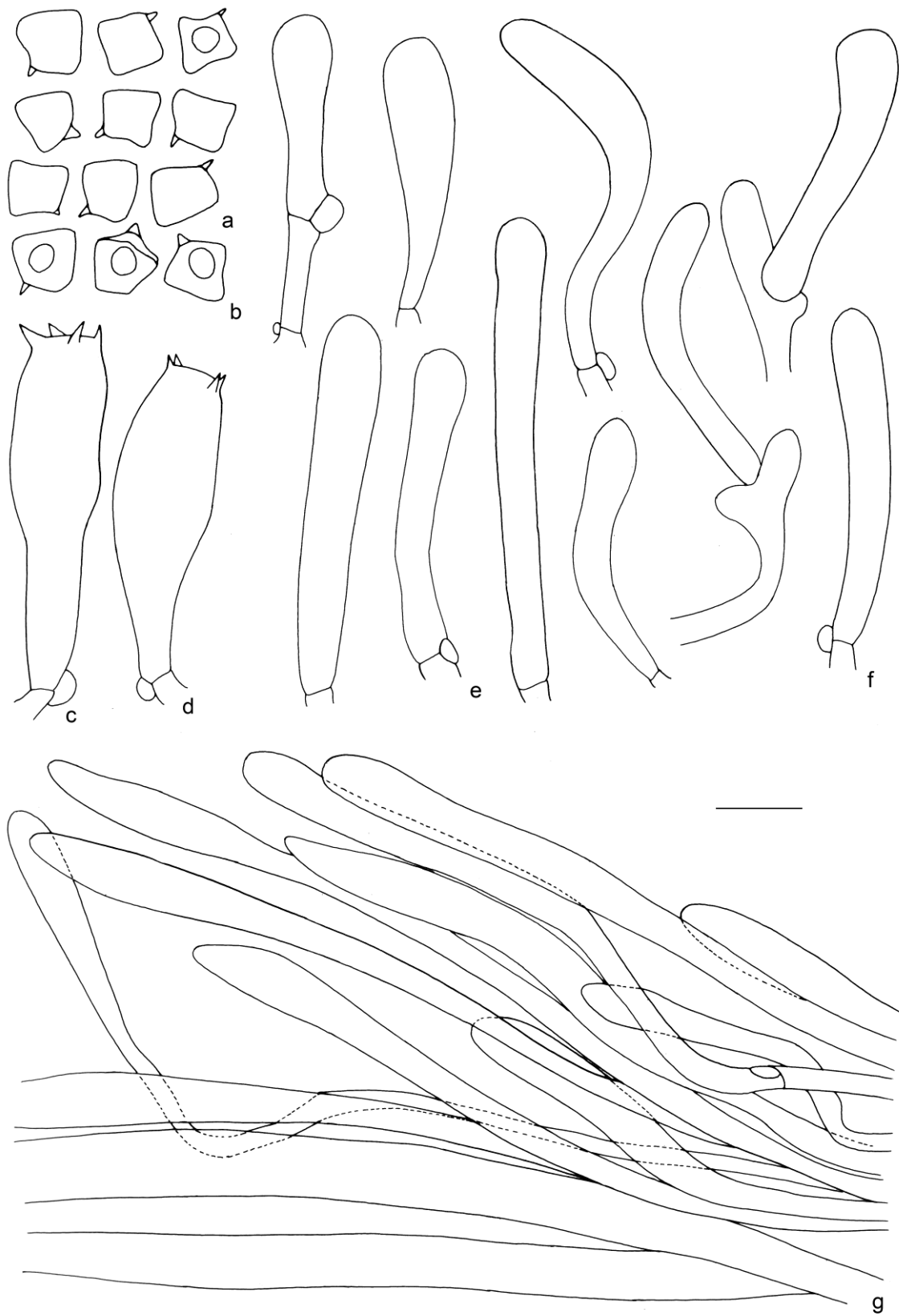


Figura 31. *Cubospora luteolamellata*: **a-b.** basidiósporos: **a.** FK1866; **b.** 11RMT094; **c-d.** basídio: **c.** FK1866; **d.** 11RMT094; **e-f.** queidocistídios: **e.** FK1866; **f.** 11RMT094; **g.** superfície pilear (11RMT094). Escalas: a-f: 10 μ m, g: 20 μ m.

Comentários: *Cubospora luteolamellata* é facilmente reconhecida pelo píleo cônico-umbonado, com a superfície fibrilosa-velutina marrom e lamelas amarelas, pelos basidiósporos cuboides, queilocistídios cilíndricos e superfície pilear quase tricodérmica. As coleções provenientes do Pará não apresentaram variações morfológicas ou moleculares significativas (figura 53) quando comparadas com o holótipo (Aime *et al.* 2010).

O gênero *Trichopilus* tem características morfológicas em que se enquadram os materiais analisados, sendo reconhecido pelo hábito robusto, pigmentação fortemente presente, estipe e píleo geralmente concolores, além de píleo geralmente cônico e umbonado e com a superfície opaca recoberta com fibrilas sedosas de disposição radial a evidentemente escamosa (Romagnesi & Gilles 1979, Largent 1994). No entanto o estudo molecular (figura 53) demonstrou que a única espécie tratada no gênero *Trichopilus* com basidiósporos cuboides é filogeneticamente relacionada com as demais espécies com basidiósporos cuboides e não com *Trichopilus*, um exemplo em que a forma do basidiósporo é mais relevante que o hábito e características macroscópicas.

Cubospora lycopersica* (E. Horak & Singer) Karstedt & Capelari, *comb. nov.

Figuras 32, 38.e-g, 48.f-g

≡ *Entoloma lycopersicum* E. Horak & Singer, Sydowia 35: 78. 1982.

Píleo 10–25 mm diâm., parabólico quando jovem, depois aplanado, estriado-translúcido, laranja (apricot 47) com o centro do píleo da mesma cor das estrias, higrófono, superfície lisa, margem do píleo estriada e às vezes esbranquiçada em relação ao restante do píleo. *Contexto do píleo* fino. *Lamelas* adnexas, adnexo-sinuadas ou sinuadas, faces lisas, ventricosas, espaçadas, laranja (apricot 47), uma ou duas séries de lamélulas, margem inteira ou levemente irregular. *Estipe* 10–25 × 1–3 mm, cilíndrico, circular, central ou pouco excêntrico, laranja (apricot 47), pouco translúcido, com aspecto sedoso, glabro, liso, oco, base com pouco micélio tomentoso, branco. *Contexto do estipe* laranja (apricot 47). *Odor e sabor* não observados. *Esporada* não observada.

Basidiósporos cuboides, às vezes com ângulos levemente salientes, 4 ângulos quando em perfil, 8–10(–11,2) × 8,7–10(–11,2) μm [$x_m = 9,7 (\pm 0,83) \times 9,1 (\pm 0,73)$ μm, $Q = 1–1,16$, $Q_m = 1,07 (\pm 0,07)$, $n = 50/3$] sem projeções, 8,7–11,2 × 8,7–11,2 μm [$x_m = 10,1 (\pm 0,57) \times 10,5 (\pm 0,64)$ μm, $Q = 1–1,14$, $Q_m = 1,04 (\pm 0,06)$, $n = 50/3$] com projeções e 11,2–13,7 × 11,2–

13,7 μm ($[x_m = 12,3 (\pm 0,7) \times 12,3 (\pm 0,7) \mu\text{m}, Q = 1-1,1, Q_m = 1,02 (\pm 0,04), n = 50/3]$ em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* clavados, 45–63 $\times$ 13,7–16,2 μm ($n = 31/2$), hialinos, parede fina, 4 esterigmas. *Queilocistídios* abundantes, recobrimdo toda a margem da lamela, cilíndricos, cilíndrico-clavados, clavados ou napiformes, às vezes irregulares, hifoides ou com ápice subcapitado, 40–113 $\times$ 5–18,75 μm ($n = 30/2$), hialinos ou com pouco pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina. *Pleurocistídios* e *pseudocistídios* ausentes. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas ou, às vezes, infladas, 6,2–21 μm diâm. ($n = 46/3$), hialinas, parede fina, septos distantes, sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente dispostas, 5–29 μm diâm. ($n = 35/3$), cilíndricas, cilíndrico-clavadas ou irregulares, hialinas ou, às vezes, com pouco pigmento intracelular marrom, parede fina, septos distantes. *Superfície pilear* formada por poucas hifas levemente emaranhadas e prostradas, 5–10 μm diâm. ($n = 41/3$), com pigmento amarelo palha ou hialinas, parede fina, septos distantes. *Superfície do estipe* uma cútis, hifas cilíndricas, 3,7–10 μm diâm. ($n = 20$), hialinas ou amarelo-palha, parede fina, septos distantes. *Caulocistídios* ausentes. *Ansas* presentes. *Hifas refrativas* presentes.

Habitat: solitário ou pouco gregário, em madeira ou, ocasionalmente, em solo arenoso com serapilheira, no bioma da Floresta Amazônica.

Distribuição: foi descrita com materiais coletados no estado do Amazonas (Horak 1982) e é reportada, pela segunda vez para a ciência, para o estado do Pará.

Material examinado: BRASIL. AMAZONAS: Manaus, Reserva Florestal Adolfo Ducke, 28 de junho de 1978, leg. E.M.L. Freire & R. Singer B11248 (holótipo, INPA; isótipo, ZTMyc 4345, antigo ZT 80/158); Manaus-Caracarái (km 45), 11 de julho de 1977, R. Singer B10066 (INPA); 25 de junho de 1980, R. Singer B12125 (INPA); R. Singer B12148 (INPA); PARÁ: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Plote 3, 5 de março de 2007, R. Maziero TBGAG 151 (MG), 18 de fevereiro de 2008, R. Maziero TBGAG 590 (MG).

Comentários: as coletas de Rolf Singer B11248 (holótipo, INPA), B12125 (parátipo, INPA) e B12148 (parátipo, INPA) encontram-se em mau estado de conservação. O holótipo é composto por um basidioma pequeno com píleo medindo 5 mm de diâmetro, duro e quebradiço e com areia aderida, o material B12148 é composto por um basidioma pequeno, com píleo medindo 7 mm de diâmetro também duro e quebradiço. Na microscopia, todas as estruturas permaneceram colapsadas, inclusive os basidiósporos. Já o material B12125 é composto somente pelo estipe e não foi possível confirmar a identificação.

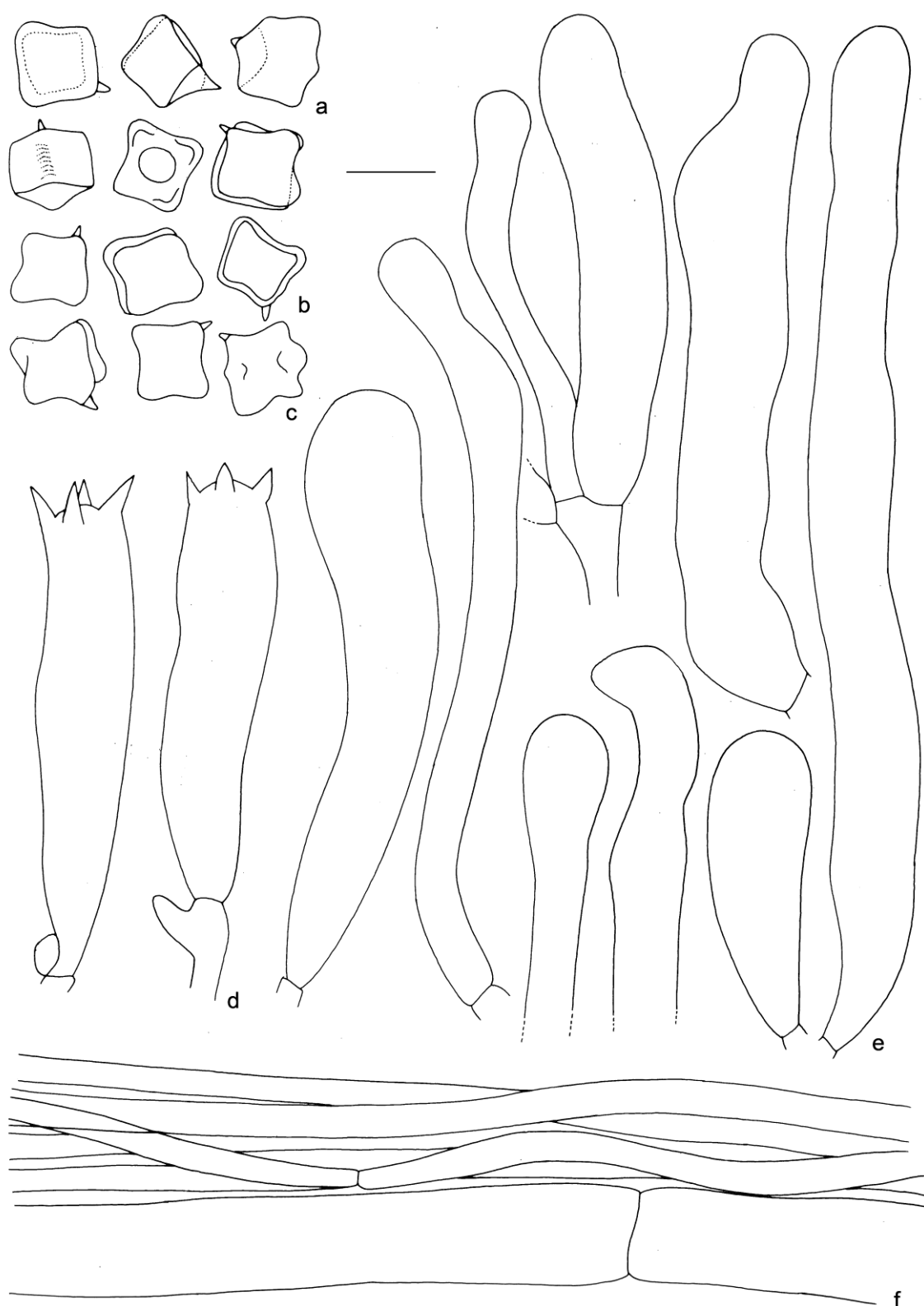


Figura 32. *Cubospora lycopersica*: **a-c.** basidiósporos: **a.** ZTMyc 4345; **b.** TBGAG590; **c.** TBGAG151; **d.** basídio (TBGAG590); **e.** queilocistídios (TBGAG590); **f.** superfície pilear (TBGAG151). Escalas: a-e: 10 μ m, f: 20 μ m.

O isótipo (ZTMyc 4345, antigo ZT 80/158) de *Cubospora lycopersica* é composto por um basidioma inteiro com píleo membranáceo, fino, estriado por transparência, marrom-avermelhado (N₅₀Y₉₉M₆₀) de 9 mm de diâmetro, com lamelas decurrentes, espaçadas e com uma ou duas séries de lamélulas de coloração levemente mais escura que o píleo (N₈₀Y₉₉M₆₀) e com estipe central, fino, colapsado, levemente fibroso com pouco micélio basal branco-amarelado e com 25 mm de comprimento. A análise microscópica foi incluída na descrição da espécie. No entanto, não foi possível visualizar os queilocistídios, pois a margem das lamelas analisadas estavam danificadas e em poucas regiões pareceu ser estéril com a presença de queilocistídios, porém, não foi possível separá-los da margem para realizar a medição.

Cubospora lycopersica pode ser reconhecida pelo basidioma laranja a vermelho com píleo fortemente estriado, com basidiósporos cuboides com ângulos pouco proeminentes, queilocistídios que variam de cilíndricos a clavados ou pouco irregulares e ansas evidentes. Em campo, pode ser facilmente confundido com *Mycena* ou *Hygrocybe*, principalmente pela coloração vibrante, superfície do píleo translúcido-estriada e glabra, e pelas lamelas concolores ao píleo.

Espécies com basidiomas laranja ou vermelhos são raras em *Entolomataceae*, sendo *Entoloma haematinum* Manim., Leelav. & Noordeloos, descrita de Kerala (Índia), a espécie que mais se assemelha à *Cubospora lycopersica*. Ambas possuem basidiomas pequenos, píleo estriado por transparência, glabro, além de basidiósporos cuboides e foram coletadas em serapilheira. No entanto, diferem por *E. haematinum* ter lamelas decurrentes, basidiósporos menores (6,5–8,5 × 6–8 µm) e sem qualquer proeminência nos ângulos, margem da lamela fértil, sem queilocistídios, além da presença de pileocistídios e caulocistídios clavados e ausência de ansas (Manimohan *et al.* 2002).

Tentativa de obtenção de DNA desta espécie foi realizada, mas sem sucesso.

***Cubospora membranacea* Karstedt & Capelari, sp. nov.**

Figuras 33, 49.f

Etimologia: refere-se ao píleo fino e delicado.

Píleo 13 mm diâm., cônico-expandido, fortemente estriado-translúcido, bege-amarronzado-rosado com centro e estrias amarronzadas, higrófono, superfície levemente adpressa-fibrilosa, margem do píleo irregular e radialmente rasgada. *Contexto do píleo* fino. *Lamelas* sinuadas, faces lisas, ventricosas, pouco abundantes, rosadas, duas séries de lamélulas,

margem irregular, serrulada. *Estipe* 45 × 1–2 mm, cilíndrico, circular, central, bege-rosado, levemente-translúcido, liso, glabro, adpresso-fibriloso com aspecto sedoso, oco, base com micélio tomentoso, branco. *Contexto do estipe* translúcido. *Odor e sabor* não observados. *Esporada* rosa observada no ápice do estipe.

Basidiósporos cuboides sem ou com ângulos pouco proeminentes, 4 ângulos em perfil, 6,2–8,7 × 7–8,7 µm [$x_m = 7,28 (\pm 0,61) \times 7,85 (\pm 0,61) \mu\text{m}$, $Q = 1-1,4$, $Q_m = 1,08 (\pm 0,11)$, $n = 20$] sem projeções, 7,5–10 × 7,5–11,2 µm [$x_m = 8,3 (\pm 2,5) \times 9,14 (\pm 1) \mu\text{m}$, $Q = 1-1,33$, $Q_m = 1,1 (\pm 0,11)$, $n = 20$] com projeções, 8,7–11,2 × 10–12,5 µm [$x_m = 10,37 (\pm 1) \times 11 (\pm 1) \mu\text{m}$, $Q = 1-1,43$, $Q_m = 1,06 (\pm 0,06)$, $n = 20$] em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* clavados, 29–44 × 10–12,5 µm ($n = 9$), hialinos, parede fina, 4 esterigmas. *Queilocistídios* cilíndricos, cilíndrico-clavados ou clavados, 25–70 × 5–19 µm ($n = 10$), hialinos, parede fina. *Pleurocistídios e pseudocistídios* ausentes. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas ou cilíndrico-infladas, 3,7–21 µm diâm. ($n = 21$), hialinas, parede fina, septos distantes; sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* não observada. *Superfície pilear* formada por hifas prostradas, com hifas cilíndricas, 2,5–13,7 µm diâm. ($n = 20$), hialinas, parede fina, septos distantes. *Superfície do estipe* uma cútis, hifas cilíndricas, 3,7–8,75 µm diâm., com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina, septadas ($n = 20$). *Caulocistídios* ausentes. *Ansas* presentes. *Hifas refrativas* presentes.

Habitat: solitário, no solo com serapilheira, no domínio da Floresta Amazônica.

Distribuição: material coletado em Belém, Pará.

Material examinado: BRASIL. PARÁ: Belém, Reserva do Mocambo, 22 de fevereiro de 2011, F. Karstedt & C. Castro FK1899 (holótipo, SP).

Comentários: *Cubospora membranacea* corresponde a uma espécie nova e é caracterizada pela coloração bege-amarronzado-rosada e píleo fortemente translúcido estriado, com basidiósporos cuboides que medem 7,28 (±0,61) × 7,85 (±0,61) µm sem projeções, 8,3 (±2,5) × 9,14 (±1) µm com projeções e 10,37 (±1) × 11 (±1) µm em diagonal e queilocistídios clavados.

Esta espécie assemelha-se a *Rhodophyllus roseomurinus* Romagn. & Gilles, descrita a partir de material coletado em floresta ombrófila na África (Romagnesi & Gilles 1979), pelo píleo marrom-acinzentado-rosado e pelos basidiósporos cuboides. No entanto, diferem por *R. roseomurinus* ter o píleo umbilicado e lamelas decurrentes, além de pigmentação presente nas hifas da superfície pilear.

Cubospora membranacea está inserida no clado cervinum, junto com outras espécies com basidioma delicado e basidiósporos cuboideis com ângulos levemente proeminentes.

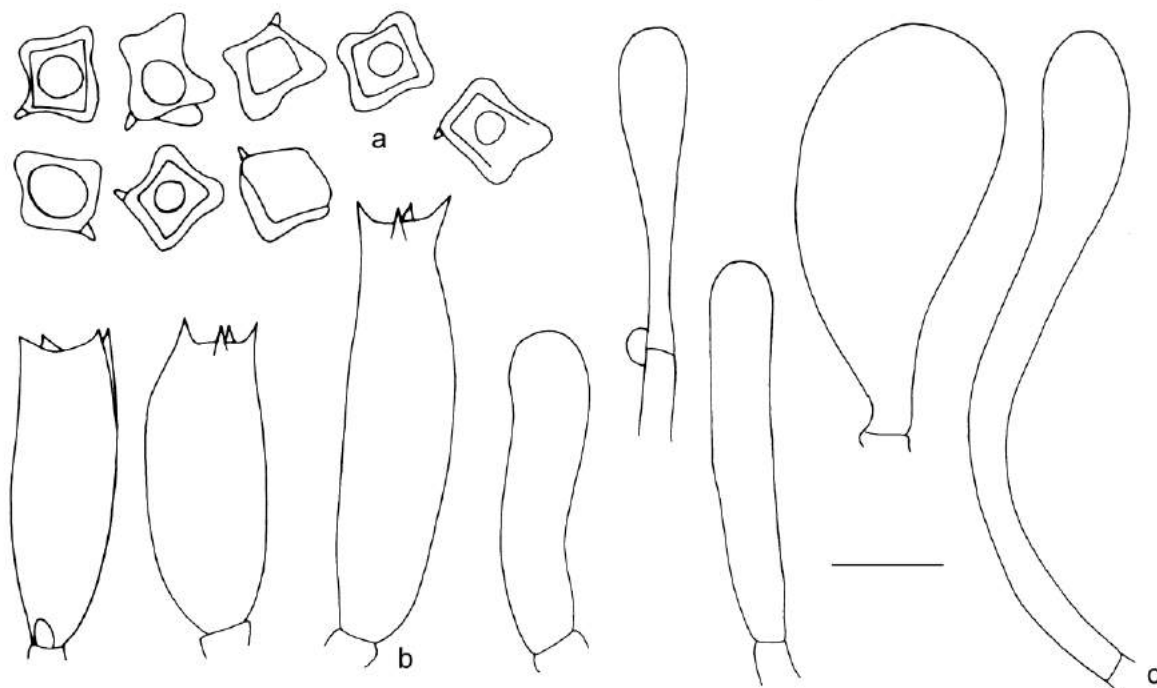


Figura 33. *Cubospora membranacea* (FK1899): **a.** basidiósporos; **b.** basídios; **c.** queilocistídios. Escala: 10 μ m.

Cubospora neotropicalis Karstedt & Capelari, **sp. nov.**

Figuras 34-35, 38.h-k, 50

Etimologia: por ter sido encontrada na região neotropical.

Pileo 9–28 mm diâm., quando jovem cônico com margem involuta, depois cônico-expandido, com papila pronunciada, margem involuta a revoluta, translúcido-estriado, quando jovem amarelado na margem (N₀₀Y₅₀M₄₀) e centro levemente marrom-alaranjado (próximo a N₃₀Y₉₀M₅₀), depois completamente amarelo (N₀₀Y₈₀M₃₀, N₀₀Y₆₀M₁₀ ou N₀₀Y₉₀M₂₀), ou salmão-alaranjado (N₀₀Y₅₀M₅₀₋₆₀), quando desidratando amarelo-esbranquiçado (N₀₀Y₅₀M₁₀) ou salmão-esbranquiçado, higrófono, superfície adpressa-fibrilosa, margem inteira, erodida ou pouco ondulada. *Contexto do pileo* com até 8 mm de espessura, amarelo-translúcido. *Lamelas* adnexas, adnexa-sinuadas ou sinuadas, estreitas ou pouco ventricosas, pouco abundantes, amarelas (N₀₀Y₉₀M₂₀), amarelas levemente rosadas (N₀₀Y₇₀M₃₀), rosadas (N₀₀Y₃₀M₁₀), ou salmão-alaranjadas (N₀₀Y₈₀M₅₀), com duas ou três séries de lamélulas, margem mais pálida e

levemente irregular ou serrilhada. *Estipe* 53–80 × 2–5 mm, supra-atenuado, circular, central ou excêntrico, amarelo-esbranquiçado (N₀₀Y₅₀M₁₀), amarelo-claro no ápice (N₀₀Y₇₀M₂₀) a bege-amarelado na base (N₀₀Y₅₀M₁₀), ou salmão-alaranjado (N₀₀Y₈₀₋₉₀M₅₀), levemente estriado-sulcado em sentido longitudinal, fibroso, oco, base com micélio tomentoso, branco levemente amarelado ou branco. *Odor e sabor* indiferentes. *Esporada* não observada.

Basidiósporos cuboides, com apêndice hilar evidente, (6,2–)7–8,7(–10) × 7–8,7(–10) µm [$x_m = 7,9 (\pm 0,73) \times 8,5 (\pm 0,7) \mu m$, $Q = 1-1,2(-1,4)$, $Q_m = 1,09 (\pm 0,1)$, $n = 116/10$] e 10–12,5 × 10–12,5 µm [$x_m = 10,9 (\pm 0,56) \times 11,38 (\pm 0,86) \mu m$, $Q = 1-1,12$, $Q_m = 1,01 (\pm 0,05)$, $n = 67/8$] em diagonal, levemente rosados, parede fina. *Basídios* clavados, 31–50 × (11–)12,5–16 µm ($n = 72/8$), hialinos, parede fina, 4 esterigmas. *Queilocistídios* recobrimdo toda a margem da lamela, cilíndricos, cilíndrico-clavados, clavados, inflados, às vezes ventricosos, fusoides, tortuosos, às vezes septados, 26–112 × (5–)8,7–20 µm ($n = 121/8$), hialinos ou com pouco pigmento intracelular amarelo-palha ou amarronzado, parede fina. *Pleurocistídios* e *pseudocistídios* ausentes. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas, 5–25(–33) µm diâm. ($n = 114/8$), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina, septos distantes; sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente dispostas, cilíndricas, infladas ou fusoides, 3,7–25 µm diâm. ($n = 90/5$), hialinas, às vezes com pigmento interno “brilhante/cristalino” incrustado, parede fina, septos distantes. *Superfície pilear* formada por hifas prostradas, às vezes formando grupos emaranhados que lembram tufos, cilíndricas, às vezes infladas, 3,7–13 µm diâm. ($n = 144/9$), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, raramente com pigmento “brilhante” incrustado, parede fina, septos distantes. *Superfície do estipe* uma cutis, com hifas cilíndricas, 2,5–8,7(–11,2) µm diâm. ($n = 82/4$), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina, septos distantes. *Caulocistídios* raros, cilíndrico-clavados ou clavados, 15–75 × 8,7–12,5 µm ($n = 4/1$), hialinos ou com pouco pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina. *Ansas* presentes em todos os tecidos. *Hifas refrativas* presentes na trama da lamela, trama do píleo, superfície pilear e superfície do estipe. *Hifas com grânulos brilhantes* presentes na trama da lamela e do píleo.

Habitat: solitário ou gregário, em solo arenoso, no bioma Floresta Atlântica.

Distribuição: *Cubospora neotropicalis* está sendo descrita a partir de material coletado no Brasil, nos estados da Bahia e de Santa Catarina.

Materiais examinados: BRASIL. BAHIA: Camacan, Complexo Reserva Particular do Patrimônio Natural Serra Bonita, trilha da Pousada, 25 de março de 2011, F. Karstedt FK2016 (SP). SANTA CATARINA: Itapoá, Reserva Particular do Patrimônio Natural Volta Velha, Trilha

da casa de vidro, 11 de novembro de 2011, *F. Karstedt et al.* FK2106 (FLOR), FK2108 (FLOR), FK2109 (FLOR), Trilha do Sambaqui, 11 de novembro de 2011, *F. Karstedt et al.* FK2114 (parátipo, FLOR), FK2117 (parátipo, FLOR), FK2123 (parátipo, FLOR), FK2129 (parátipo, FLOR), FK2130 (holótipo, FLOR).

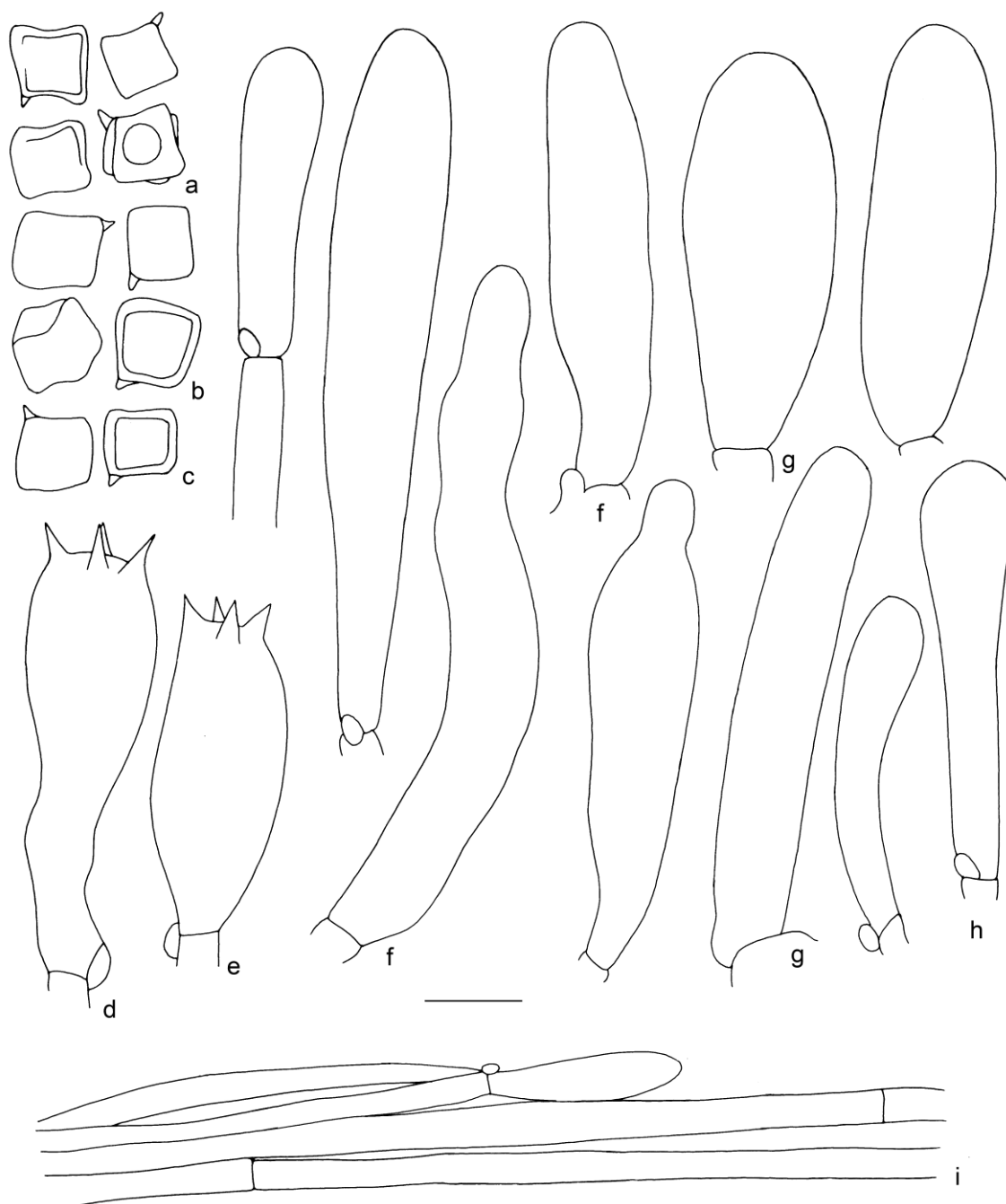


Figura 34. *Cubospora neotropicalis*: **a-c.** basidiósporos: **a.** FK2106; **b.** FK2123; **c.** FK2130; **d-e.** basídio: **d.** FK2130; **e.** FK2123; **f-h.** queilocistídios: **f.** FK2123; **g.** FK2106; **h.** FK2130; **i.** superfície pilear (FK2130). Escala: a-h: 10 µm, i: 20 µm.

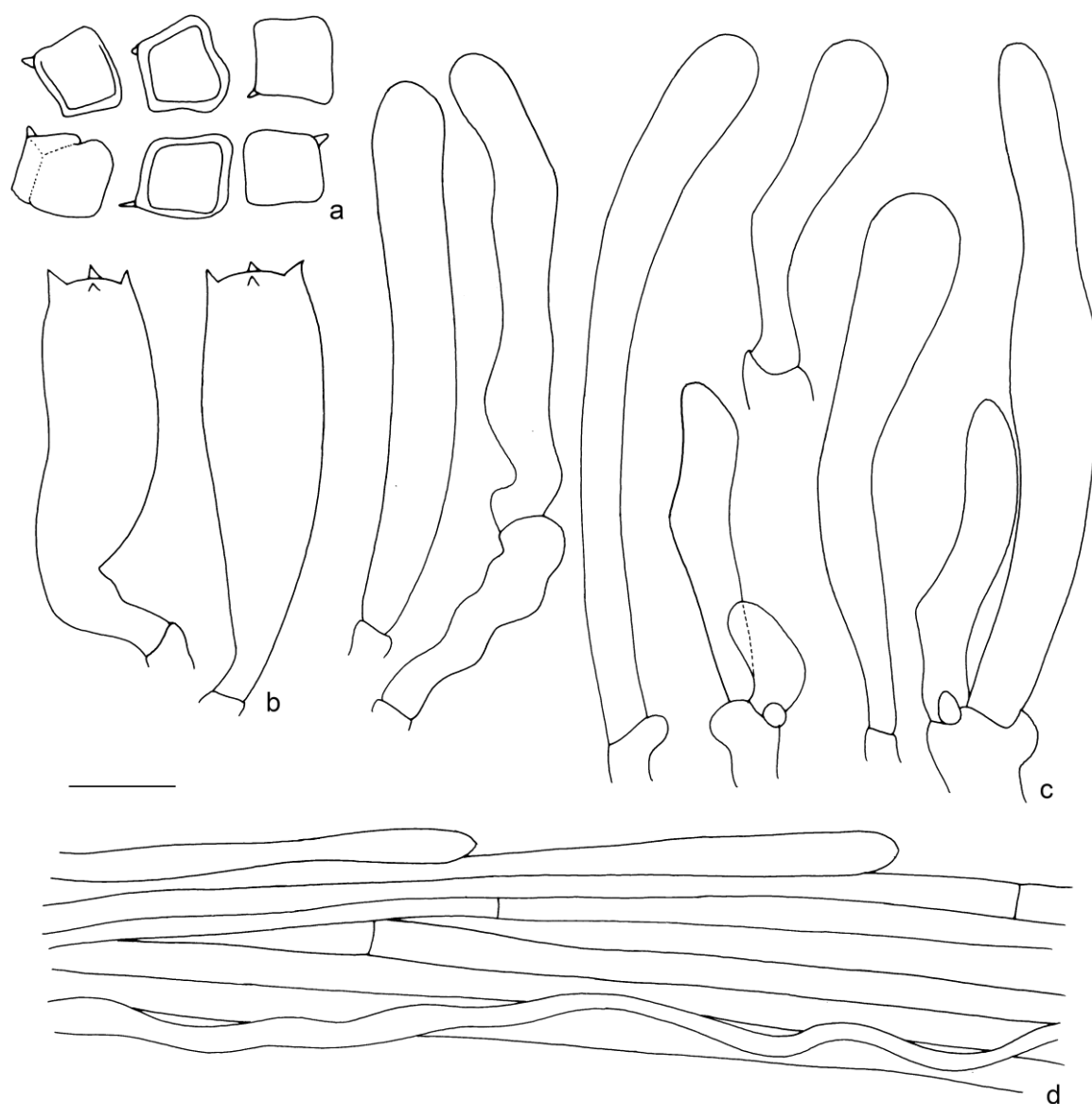


Figura 35. *Cubospora neotropicalis* (FK2109): **a.** basidiósporos; **b.** basídios; **c.** queilocistídios; **d.** superfície pilear. Escala: a-c: 10 µm, d: 20 µm.

Comentários: *Cubospora neotropicalis* pode ser facilmente confundida com *C. murrayi*, pois ambas são caracterizadas pelo basidioma amarelo, píleo cônico-papilado e basidiósporos cuboides. Possivelmente as coleções de *C. murrayi* citadas para o Paraná (Meijer 2006, como *Entoloma murrayi*) sejam *C. neotropicalis*, devido à distribuição geográfica de *C. neotropicalis* e à semelhança morfológica entre *C. murrayi* e *C. neotropicalis*.

Cubospora murrayi foi originalmente descrita dos Estados Unidos, como tendo basidioma amarelo-palha a marrom-vermelho quando seco (Berkeley & Curtis 1859, como *Agaricus murrayi*). De acordo com Hesler (1967), que analisou coletas do Tennessee e do tipo de *Agaricus cuspidatus* (= *Entoloma cuspidatum*), considerado sinônimo de *C. murrayi*, a

coloração varia de amarela a amarelo-mostarda (Hesler 1967) e, de acordo com Horak (1976a), que analisou o holótipo e coleções de Borneo, Japão e Sibéria, varia de amarela a amarelo-pálida.

As variações morfológicas entre *Cubospora neotropicalis* e *C. murrayi* são poucas, diferindo por *C. murrayi* ter ansas raras e hifas refrativas dispersas (Hesler 1967) ou ainda ausentes, de acordo com Horak (1976a), enquanto que em *C. neotropicalis* ansas e hifas refrativas são abundantes. Embora a abundância ou escassez destas estruturas geralmente não são consideradas importantes, a análise filogenética (figura 53) demonstra que *C. neotropicalis* e *C. murrayi* são espécies distintas.

Cubospora neotropicalis têm variação de coloração de amarelo (figuras 35, 49.a-c) a salmão (figuras 36, 49.d) e leve variação morfológica, no entanto as sequências de nLSU, mtSSU, RPB2 e TEF1 para *FK2109* (basidioma salmão) e para *FK2016*, *FK2106* e *FK2130* (basidioma amarelo) são idênticas, não apresentando variação na identidade molecular (tabela 10). Essa variação de coloração entre amarelo e salmão e/ou laranja dentro de uma espécie não é exclusivo a *C. neotropicalis*. O material *LE253781* identificado como *C. quadrata* da Rússia (Noordeloos & Morozova 2010, como *E. quadratum*), uma espécie também caracterizada por ser salmão, segrega com espécies identificadas como *C. murrayi* (figura 53), tradicionalmente aceita como tendo coloração amarela. Independentemente dos nomes aplicados serem adequados, estas amostras comprovam que *C. neotropicalis* não é a única espécie com coloração que varia do amarelo ao salmão.

Tabela 10. Matriz de identidade de comparação por pareamento das sequências obtidas para *Cubospora neotropicalis* coletadas com coloração amarela e com coloração salmão

	nLSU				mtSSU				RPB2				TEF1			
	FK2016	FK2106	FK2130	FK2109	FK2016	FK2106	FK2130	FK2109	FK2016	FK2106	FK2130	FK2109	FK2016	FK2106	FK2130	FK2109
FK2016		99,90	99,50	99,90			100,00	99,90	95,60		100,00	99,60	99,80		100,00	99,60
FK2106	99,90		99,90	99,90	100,00			99,90	95,60	100,00		99,60	99,70	100,00		99,60
FK2130	99,50	99,90		99,90	99,90	99,90			95,40	99,60	99,60		99,80	99,60	99,60	
FK2109	99,90	99,90	99,90		95,60	95,60	95,40		99,80	99,70	99,80		99,80	99,70	99,80	

***Cubospora noordeloosiana* Karstedt & Capelari, sp. nov.**

Figuras 36, 38.l-o, 44.h

Etimologia: em homenagem a Machiel Evert Noordeloos pela sua contribuição para o conhecimento de *Entolomataceae*.

Píleo 11 mm diâm., 7 mm de alt., cônico-hemisférico, não translúcido-estriado, amarelo-ocre (próximo de $N_{10-20}Y_{90}M_{30}$) com fibrilas mais amarronzadas (próximo de $N_{70}Y_{99}M_{50}$), não higrofano, superfície adpresso-fibrilosa, levemente fibriloso-pruinosa; margem levemente irregular, em algumas partes levemente amarelo-ocre. *Contexto do píleo* branco. *Lamelas* adnexo-sinuadas, pouco ventricosas (< 2 mm), pouco abundantes, brancas; com 2 séries de lamélulas; margem inteira e em partes levemente pigmentada, ocrácea. *Estipe* $50-65 \times 2-5$ mm, excêntrico, cilíndrico, amarelo-ocre (próximo de $N_{10-20}Y_{90}M_{30}$) com fibrilas mais amarronzadas (próximo de $N_{70}Y_{99}M_{50}$), longitudinal adpresso-fibriloso com fibrilas ou fibriloso-pruinosa, fibroso, oco, com micélio basal tomentoso, esbranquiçado. *Odor e sabor* indiferentes. *Esporada* não observada.

Basidiósporos $(8,7-10-11,2 \times 8,7-11,2 \mu\text{m})$ [$x_m = 10,75 \pm 0,74 \times 9,65 \pm 0,86 \mu\text{m}$, $Q = 1-1,28$ (1,4), $Q_m = 1,12 \pm 0,1$, $n = 20$], cuboides, com apêndice hilar evidente, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídio* $47-63 \times 12,5-16 \mu\text{m}$ ($n = 10$), clavados, hialinos, parede fina, 4 esterigmas. *Queilocistídios* recobrimdo toda a margem da lamela, clavados, inflado-clavados, raramente fusóide-ventricosos, septados, ramificados, $43-63 \times 10-18 \mu\text{m}$ ($n = 12$), hialinos, amarelo-palha ou amarelo-mel, parede fina. *Pleurocistídios* e *pseudocistídios* ausentes. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas, $5-10 \mu\text{m}$ diâm. ($n = 20$), hialinas, parede fina, septadas; sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* composta por hifas com arranjo radial, $5-17(-30) \mu\text{m}$ diâm. ($n = 20$), cilíndricas, infladas ou fusóides, hialinas, parede fina, septadas. *Superfície pilear* formada por hifas prostradas, às vezes formando grupos pouco emaranhados, $5-13 \mu\text{m}$ diâm. ($n = 21$), cilíndricas, amarelo-mel, com pigmento intracelular, parede fina, septadas; hifas terminais cilíndrico-clavadas ou, mais frequentemente, cilíndricas com ápice arredondado, amarelo-mel, às vezes com grumos amarronzados. *Superfície do estipe* uma cutis em transição para tricoderme, hifas prostradas com $6,2-8,7 \mu\text{m}$ diâm. ($n = 3$), cilíndricas, amarelo-mel, parede fina, septadas. *Caulocistídios* anticlinais formando uma tricoderme, poucos prostrados, $25-100 \times 7,5-18(-24) \mu\text{m}$ ($n = 18$), cilíndricos, cilíndrico-clavados ou clavados, amarelo-mel, parede fina, septadas. *Ansas* presentes. *Hifas refrativas* presentes. *Hifas com grânulos brilhantes* presentes na trama da lamela e do píleo.

Habitat: solitário, em solo arenoso, no domínio da Floresta Atlântica.

Distribuição: Rio Grande do Norte, Brasil.

Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO NORTE: Natal, Parque Estadual Dunas do Natal, Trilha da Geologia, 22 de julho de 2011, *F. Karstedt et al.* FK2096 (holótipo, UFRN).

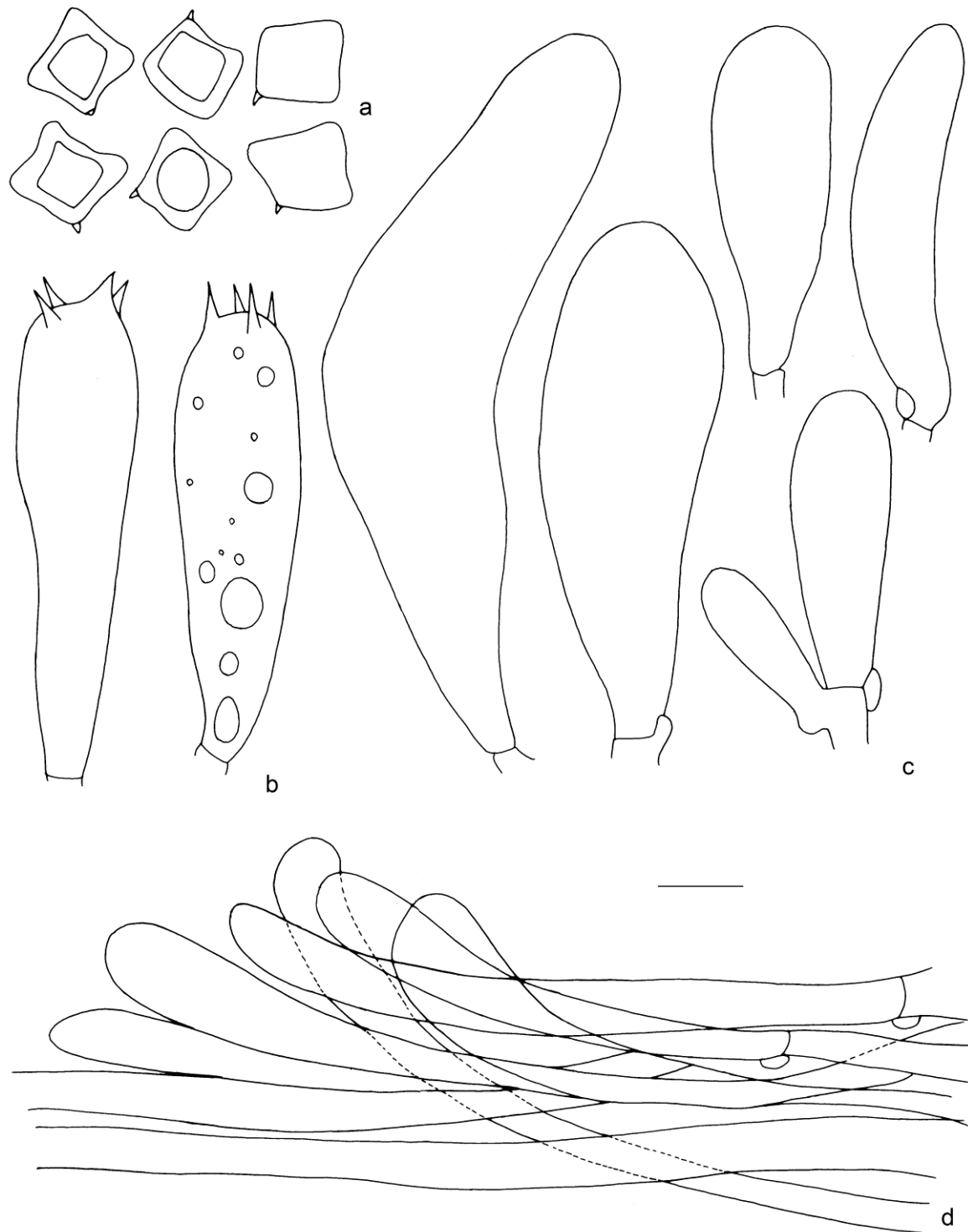


Figura 36. *Cubospora noordeloosiana* (FK2096): **a.** basidiósporos; **b.** basídios; **c.** queilocistídios; **d.** superfície pilear. Escalas: a-c: 10 μ m, d: 20 μ m.

Comentários: *Cubospora noordeloosiana* é caracterizada pelo basidioma amarelo-ocre, com píleo convexo e estipe cilíndrico coberto por fibrilas adpressas de coloração ocrácea, além de basidiósporos cuboide e queilocistídios recobrendo toda a margem da lamela.

Cubospora noordeloosiana e *C. lutea* compartilham as características acima, no entanto, diferem por *C. lutea* ter ansas e hifas refrativas ausentes (Hesler 1967). Horak (1976a, como *Entoloma luteum*) caracterizou *C. lutea* como tendo ansas numerosas e não mencionou hifas refrativas. No entanto, a descrição foi baseada em coleções de diferentes partes do mundo, enquanto que a descrição de Hesler (1967, como *Entoloma luteum*) foi elaborada com materiais coletados nos Estados Unidos, local de onde o holótipo é procedente. Além de diferirem quanto à essas características, claramente diferem quanto à identidade molecular, considerando que os materiais coletados nos Estados Unidos, e identificados pelo especialista Timothy J. Baroni como *C. lutea*, estão em um clado completamente distinto de *C. noordeloosiana* (figura 53). *Cubospora lutea* está inserida no clado *murrayi* enquanto que *C. noordeloosiana* no clado *acutopallida*.

Cubospora noordeloosiana está relacionada com *C. borbonica*, tanto molecular quanto morfológicamente, diferindo por *C. borbonica* ter basidiósporos maiores ($13\text{--}17,5 \times 12,5\text{--}16,5 \mu\text{m}$) e basídios bi e tetra-esterigmados (Noordeloos & Hausknecht 2007).

***Cubospora papillata* Karstedt & Capelari, sp. nov.**

Figuras 37, 38.p-r, 48.d-e

Etimologia: referente a papila evidente presente no píleo.

Píleo 5–23 mm diâm., 5–15 mm de altura, cônico com ápice cônico ou com papila alongada, amarelo ($N_{00}Y_{90}M_{40}$), amarelo levemente amarronzado ($N_{10}Y_{90}M_{40}$), amarelo-amarronzado ($N_{00}Y_{80}M_{30}$ a $M_{10}Y_{90}M_{40}$) ou ocre ($N_{30}Y_{90}M_{50}$), com margem frequentemente mais pálida, fortemente estriado-translúcido, higrófono, superfície glabra, levemente adpressa-fibrilosa, margem do píleo lisa a denteada, papila geralmente pronunciada, 1-3 mm diâm., concolor ao píleo, translúcida. *Contexto do píleo* fino. *Lamelas* adnexas, adnexa-sinuadas ou sinuadas, faces lisas, ventricosas ($< 2,5 \text{ mm}$), subabundantes, amareladas ($N_{00}Y_{70}M_{20}$), bege-rosadas, rosadas ($N_{00}Y_{40}M_{20}$), duas séries de lamélulas, margem inteira ou irregular. *Estipe* $30\text{--}50 \times 1\text{--}3 \text{ mm}$, cilíndrico ou supra-atenuado, circular, central, amarelo ($N_{00}Y_{90}M_{30}$ ou $N_{00}Y_{99}M_{90}$), levemente mais pálido no ápice, superfície levemente adpressa-fibrilosa, oco, base

com micélio branco. *Contexto do estipe* amarelo-amarronzado, translúcido. *Odor* indiferente; *sabor* não observado. *Esporada* não observada.

Basidiósporos cuboides com ângulos alongados, às vezes lembrando uma estrela com 4–6 projeções, 4 ângulos em perfil, $6,2\text{--}8,7 \times 7,5\text{--}8,7 \mu\text{m}$ [$x_m = 7,45 (\pm 0,46) \times 7,83 (\pm 0,51) \mu\text{m}$, $Q = 1\text{--}1,2$, $Q_m = 1,04 (\pm 0,07)$, $n = 52/5$] sem projeções, $(7,5\text{--})8\text{--}11,2 \times 8,7\text{--}12,5 \mu\text{m}$ [$x_m = 9,35 (\pm 0,79) \times 10 (\pm 0,91) \mu\text{m}$, $Q = 1\text{--}1,33$, $Q_m = 1,09 (\pm 0,1)$, $n = 50/5$] com projeções e $10\text{--}13,7 \times 11\text{--}15 \mu\text{m}$ [$x_m = 11,77 (\pm 0,8) \times 12,4 (\pm 0,93) \mu\text{m}$, $Q = 1\text{--}1,12$, $Q_m = 1,05 (\pm 0,04)$, $n = 50/5$] em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* clavados ou delgado-clavados, $32\text{--}42 \times 11\text{--}13,7\text{--}(16) \mu\text{m}$ ($n = 44/5$), hialinos, parede fina ou espessada, 4 esterigmas. *Queilocistídios* abundantes, recobrimdo toda a margem da lamela, tipo ‘*serrulatum*’, cilíndrico-clavados, clavados ou cilíndrico-tortuosos, $33\text{--}100 \times 6,2\text{--}12,5 \mu\text{m}$ ($n = 53/4$), hialinos, parede fina. *Pleurocistídios* e *pseudocistídios* ausentes. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas ou, às vezes, ramificadas, $3,7\text{--}18\text{--}(25) \mu\text{m}$ diâm. ($n = 92/5$), hialinas, às vezes com pigmento incrustado, parede fina, sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente dispostas, $5\text{--}20 \mu\text{m}$ diâm. ($n = 33/3$), cilíndricas ou cilíndrico-infladas, hialinas, parede fina. *Superfície pilear* formada por hifas pouco emaranhadas e prostradas, com transição para tricoderme, hifas cilíndricas, $(3,7\text{--})5\text{--}12,5 \mu\text{m}$ diâm. ($n = 70/5$), hialinas ou com pouco pigmento intracelular amarelo-palha, às vezes com pigmento incrustado amarelo-palha, parede fina; hifas terminais não diferenciadas, cilíndricas cilíndrico-infladas, cilíndrico-clavadas, com ápice arredondado, $62\text{--}250 \times 8,7\text{--}19 \mu\text{m}$ ($n = 26/5$). *Superfície do estipe* formada por hifas prostradas, cilíndricas, $3,7\text{--}10 \mu\text{m}$ diâm. ($n = 36/2$), hialinas, ou com pouco pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina ou pouco espessada. *Caulocistídios* cilíndrico-clavados ou clavados, $35\text{--}88 \times 6,2\text{--}11,2 \mu\text{m}$ ($n = 5/2$), hialinos ou com pouco pigmento incrustado amarelo-palha, parede fina ou pouco espessada. *Ansas* presentes em todos os tecidos. *Hifas refrativas* presentes na trama da lamela e do píleo.

Habitat: gregário ou disperso, em serapilheira com areia, em mata de restinga do bioma da Floresta Atlântica.

Distribuição: *Cubospora papillata* está sendo descrita do litoral do estado de Santa Catarina.

Material examinado: BRASIL. SANTA CATARINA: Itapoá, Reserva Particular do Patrimônio Natural Volta Velha, Trilha da Casa de Vidro, 10 de dezembro de 2012, *F. Karstedt et al.* FK2104 (FLOR); Trilha do Sambaqui, 11 de dezembro de 2012, *F. Karstedt et al.* FK2115

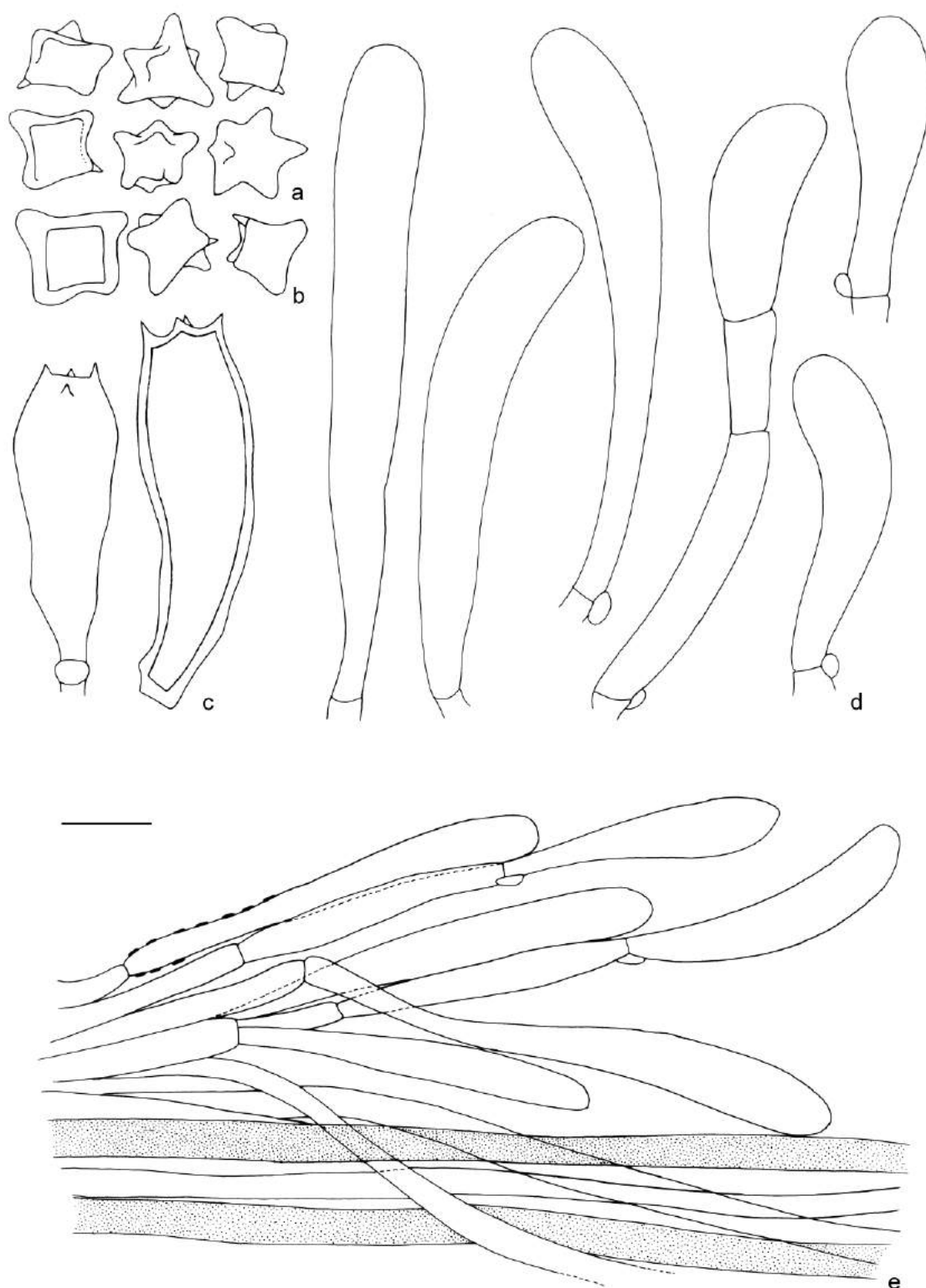


Figura 37. *Cubospora papillata*: **a-b.** basidiósporos: **a.** FK2115; **b.** FK2122; **c.** basídio com parede fina e com parede espessada (FK2115); **d.** queilocistídios (FK2115); **e.** superfície pilear com hifas pigmentadas e hifas cm parede incrustada (FK2115). Escalas: a-d: 10 µm, e: 20 µm.

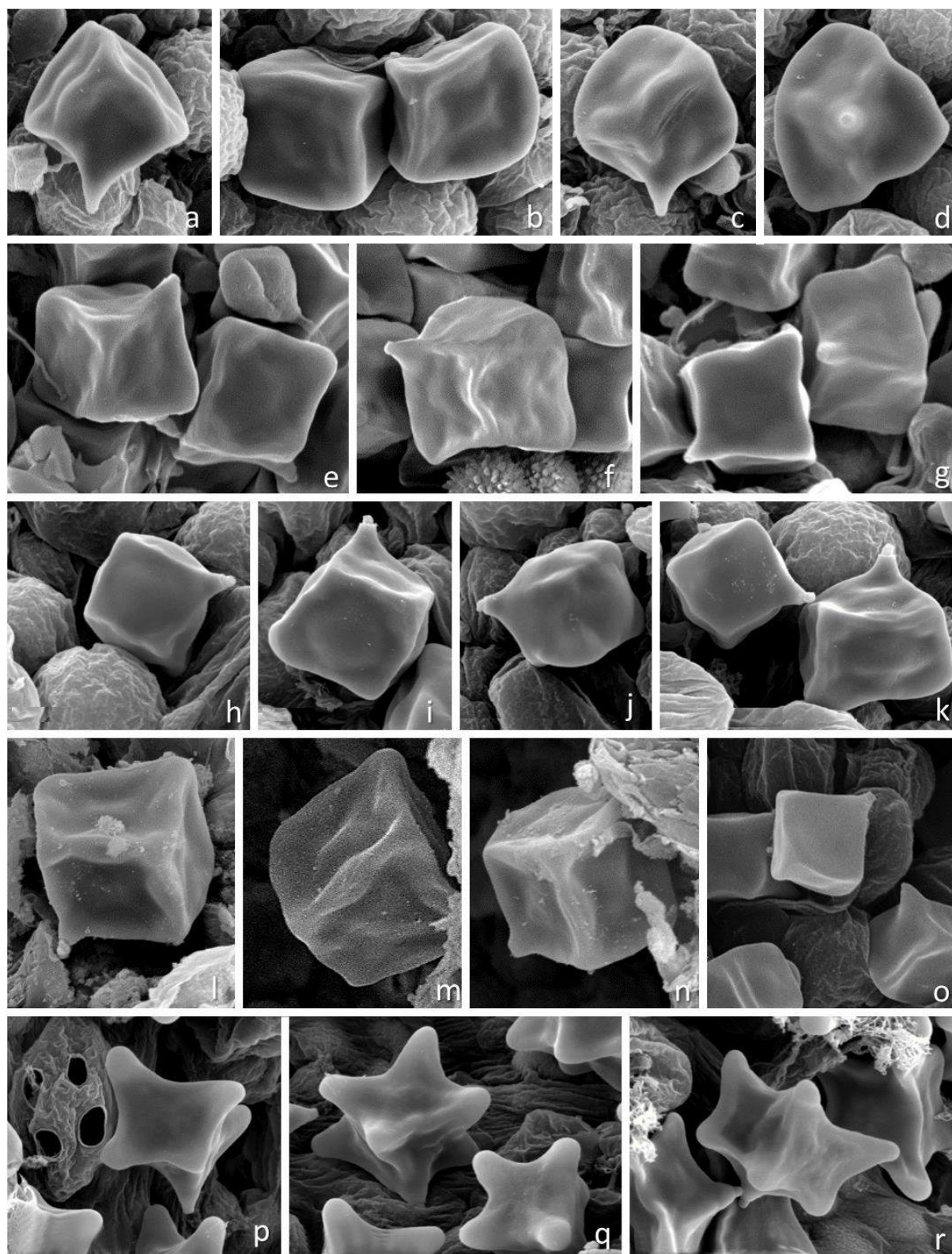


Figura 38. Microfotografia dos basidiósporos em microscopia eletrônica: **a-d.** *Cubospora luteobrunnea* (FK1693). **e-g.** *C. lycopersica* (TBGAG151); **h-k.** *C. neotropicalis* (FK2130); **l-o.** *C. noordeloosiana* (FK2096); **p-r.** *C. papillatum* (FK2120). Escala: 5 μ m.

(parátipo, FLOR); *FK2120* (parátipo, FLOR); *FK2122* (parátipo, FLOR); *FK2131* (holótipo, FLOR).

Comentários: *Cubospora papillata* é caracterizada pelo basidioma com píleo e estipe variando de amarelo a ocre, além do píleo cônico frequentemente com papila bem desenvolvida, fortemente translúcido-estriado, lamelas pálidas em relação ao píleo, pelos basidiósporos cuboides com ângulos proeminentes, que às vezes lembra uma estrela, além de queilocistídios cilíndricos a clavados e superfície pilear com hifas prostradas emaranhadas com transição para tricoderme.

A espécie *Entoloma asterospermum* (Romagn. & Gilles) Noordel., descrita de material coletado na África, assemelha-se a *Cubospora papillata*, sendo que ambas tem basidiósporos cuboides com ângulos proeminentes que lembram estrelas e basídios com parede espessada. No entanto, *E. asterospermum* tem píleo marrom e convexo sem papila, além de basidiósporos maiores, medindo $11,5\text{--}14 \times 10\text{--}12 \mu\text{m}$ e hifas da superfície pilear contendo pigmento vacuolar (Romagnesi & Gilles 1979).

Cubospora papillata é filogeneticamente relacionada com *C. rufescens*, formando um clado bem suportado e segregado das demais espécies (figura 53).

***Cubospora rufescens* Karstedt & Capelari, sp. nov.**

Figuras 39, 43.a-c, 48.b-c

Etimologia: pela coloração do basidioma, tendendo ao ruivo.

Píleo 5–16 mm diâm., 6–18 mm de altura, cônico com ápice cônico ou com papila alongada, vermelho-amarronzado (N₄₀Y₉₉M₇₀ ou N₆₀Y₉₀M₈₀), bordô (N₆₀Y₂₀M₈₀ ou N₆₀Y₉₉M₉₀), margem frequentemente mais pálida, fortemente estriado-translúcido, higrófono, superfície glabra ou levemente adpresso-fibrilosa, margem do píleo lisa a denteada; papila geralmente pronunciada, concolor ao píleo, translúcida. **Contexto do píleo** fino. **Lamelas** adnexas, adnexa-sinuadas ou sinuadas, faces lisas, estreitas (< 1,5 mm) a levemente ventricosas, subabundantes, vermelho-amarronzado-pálidas, tendendo a rosadas (próximo a N₄₀Y₆₀M₆₀), com três séries de lamélulas, margem inteira ou irregular e levemente pálida em relação às faces. **Estipe** 30–75 × 1–3 mm, cilíndrico ou supra-atenuado, circular, central, vermelho levemente amarronzado, vermelho levemente alaranjado (N₄₀Y₈₀M₇₀ a M₅₀Y₉₉M₇₀) ou alaranjado-escuro (N₃₀Y₉₀M₆₀₋₇₀), glabro, levemente adpresso-fibriloso, oco, base com micélio

branco. *Contexto do estipe* vermelho-amarronzado, translúcido. *Odor* indiferente; *sabor* não observado. *Esporada* não observada.

Basidiósporos cuboides com ângulos alongados, às vezes lembrando uma estrela com 4-6 projeções, 4 ângulos quando em perfil, $6,2-7,5(-8,7) \times 7,5-8,7 \mu\text{m}$ [$x_m = 7,39 (\pm 0,34) \times 7,79 (\pm 0,47) \mu\text{m}$, $Q = 1-1,2$, $Q_m = 1,05 (\pm 0,08)$, $n = 50/4$] sem projeções, $8-10,5(-12,5) \times (8-8,7-11,2(-12,5) \mu\text{m}$ [$x_m = 9,25 (\pm 0,84) \times 9,93 (\pm 0,86) \mu\text{m}$, $Q = 1-1,28$, $Q_m = 1,07 (\pm 0,07)$, $n = 50/4$] com projeções e $10-12,5(-14) \times 11-13,7(-15) \mu\text{m}$ [$x_m = 11,77 (\pm 0,7) \times 12,14 (\pm 0,82) \mu\text{m}$, $Q = 1-1,12$, $Q_m = 1,03 (0,04)$, $n = 50/4$] em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* clavados, $34-51 \times 10-15 \mu\text{m}$ ($n = 31/4$), hialinos, parede fina, 4 esterigmas. *Queilocistídios* abundantes, recobrimdo toda a margem da lamela, tipo ‘*serrulatum*’, cilíndrico-clavados, clavados ou clavado-tortuosos, $40-70 \times 8,7-15 \mu\text{m}$ ($n = 37/4$), hialinos, parede fina. *Pleurocistídios* e *pseudocistídios* ausentes. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas ou, às vezes, infladas, $3,7-20(-30) \mu\text{m}$ diâm. ($n = 71/4$), hialinas, parede fina; sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente dispostas, $5-21(-25) \mu\text{m}$ diâm. ($n = 60/4$), cilíndricas, cilíndrico-infladas ou irregulares, hialinas ou, às vezes, com pouco pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina. *Superfície pilear* formada por hifas pouco emaranhadas e prostradas, com transição para tricoderme, hifas cilíndricas, $5-10(-13,7) \mu\text{m}$ diâm. ($n = 57/4$), hialinas ou com pouco pigmento intracelular amarelo-palha, às vezes com pigmento incrustado amarelo-palha, parede fina; hifas terminais não diferenciadas, cilíndricas cilíndrico-infladas, cilíndrico-clavadas, com ápice arredondado, às vezes com ápice fusoide, $47-131 \times 6,2-13,7 \mu\text{m}$ ($n = 30/4$). *Superfície do estipe* uma cútis, hifas cilíndricas, $3,7-12,5 \mu\text{m}$ diâm. ($n = 30/2$), hialinas, parede fina. *Caulocistídios* cilíndrico-clavados ou clavados, $40-77 \times 3,7-12,5 \mu\text{m}$ ($n = 6/2$), hialinos ou com pouco pigmento incrustado amarelo-palha, parede fina ou pouco espessada. *Ansas* presentes em todos os tecidos. *Hifas refrativas* presentes na trama da lamela e do píleo.

Habitat: gregário ou disperso, em serapilheira com areia, em mata de restinga do bioma da Floresta Atlântica.

Distribuição: *Cubospora rufescens* está sendo descrita de material coletado no litoral do estado de Santa Catarina.

Material examinado: BRASIL. SANTA CATARINA: Itapoá, Reserva Particular do Patrimônio Natural Volta Velha, Trilha da Casa de Vidro, 10 de dezembro de 2012, *F. Karstedt et al.* FK2102 (holótipo, FLOR); Trilha do Sambaqui, 11 de dezembro de 2012, *F. Karstedt et al.* FK2111 (FLOR); FK2116 (FLOR); FK2128 (FLOR).

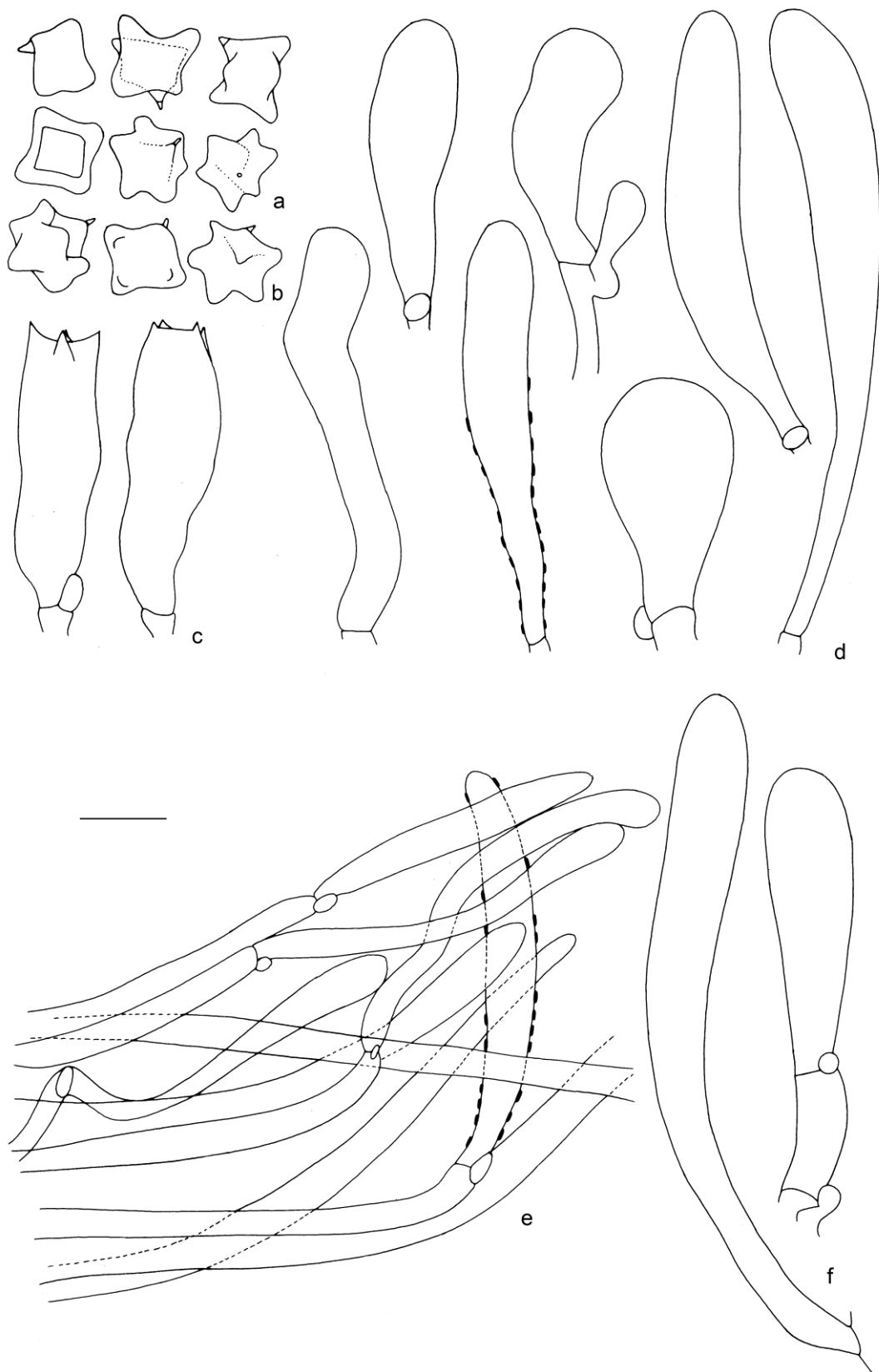


Figura 39. *Cubospora rufescens*: **a-b.** basidiósporos: **a.** FK2102; **b.** FK2111; **c.** basídio (FK2102); **d.** queilocistídios (FK2102); **e.** superfície pilear (FK2102; **f.** caulocistídios. Escalas: a-d, f: 10 μ m, e: 20 μ m.

Comentários: *Cubospora rufescens* é caracterizada pelo basidioma vermelho-amarronzado, píleo cônico frequentemente com papila bem desenvolvida, fortemente translúcido estriado, lamelas pálidas em relação ao píleo, basidiósporos cuboides com ângulos proeminentes, que às vezes lembra uma estrela, além de queilocistídios cilíndricos a clavados e superfície pilear com hifas prostradas e emaranhadas com transição para tricoderme.

Entoloma rufum (Romagn. & Gilles) Noordel. & Co-David, da África, é a espécie que mais se assemelha a *Cubospora rufescens*, sendo que ambas tem píleo vermelho-amarronzado e basidiósporos cuboides com ângulos proeminentes. No entanto, *E. rufum* tem píleo que varia de convexo a subhemisférico, não higrófono e estipe branco-amarelado. Os basidiósporos são maiores, $12\text{--}17 \times 10\text{--}14 \mu\text{m}$, os queilocistídios são somente cilíndricos e as hifas da superfície pilear contêm pigmento vacuolar vermelho (Romagnesi & Gilles 1979).

Cubospora rufescens é filogeneticamente relacionada com *C. papillata* (figura 53), diferindo em poucas características, como a coloração do basidioma que no primeiro tende ao vermelho-amarronzado e no segundo a amarelo ou ocre, além da papila do tipo cuspidata em *C. rufescens* e ser bem alongada em *C. papillata*.

Cubospora tenuis (Karstedt & Capelari) Karstedt & Capelari **comb. nov.** Figuras 40, 49.g-h
 $\equiv$ *Inocephalus tenuis* Karstedt & Capelari, Nova Hedwigia 96: 297. 2013.

Píleo 9–17 mm diâm., cônico, cônico-campanulado ou cônico-convexo, umbonado, marrom ($N_{80}Y_{50-60}M_{40}$, $N_{80}Y_{99}M_{40}$ ou $N_{60-70}Y_{80}M_{40}$), estriado-translúcido, higrófono, superfície glabra, levemente adpresso-fibrilosa, margem do píleo denteada. *Contexto do píleo* fino e branco. *Lamelas* adnexas, adnexo-sinuadas, faces lisas, ventricosas ($< 2,4$ mm), subabundantes, cinza-amarronzado-pálidas ou acinzentadas ($N_{30}Y_{10}M_{10}$), com três séries de lamélulas, margem irregular. *Estipe* 64–88 $\times$ 1–2,8 mm, cilíndrico ou supra-atenuado, circular, central, branco levemente cinza-amarronzado ($N_{10}Y_{40}M_{10}$), ou com base bege e ápice amarronzado, glabro, levemente estriado e retorcido, com poucas fibrilas adpressas, oco, base com micélio tomentoso, branco. *Contexto do estipe* esbranquiçado. *Odor e sabor* não observado. *Esporada* não observada.

Basidiósporos cuboides com ângulos alongados, às vezes lembrando uma estrela com 4–7 projeções, 4 ângulos quando em perfil, $10\text{--}13,7 \times 10\text{--}13,7 \mu\text{m}$ [$x_m = 11,9 (\pm 0,9) \times 12,5 (\pm 0,8) \mu\text{m}$, $Q = 1\text{--}1,22$, $Q_m = 1,05 (\pm 0,06)$, $n = 40/3$] sem projeções, $12,5\text{--}16,2 \times 12,5\text{--}$

17,5 μm [$x_m = 14,2 (\pm 1) \times 15 (\pm 1,3) \mu\text{m}$, $Q = 1-1,18(-1,36)$, $Q_m = 1,06 (\pm 0,08)$, $n = 30/3$] com projeções e 16,2–20 $\times$ 16,2–21,2 μm [$x_m = 17,8 (\pm 1,08) \times 18,8 (\pm 1,11) \mu\text{m}$, $Q = 1-1,17$, $Q_m = 1,06 (\pm 0,05)$, $n = 30/2$] em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* clavados, clavado-inflados, 41–64 $\times$ 16–21 μm ($n = 60/3$), hialinos, parede fina, 4 esterigmas. *Queilocistídios* abundantes, recobrimdo toda a margem da lamela, cilíndricos, cilíndrico-clavados ou clavados, 36–131 $\times$ 7,5–12,5 μm ($n = 60/3$), hialinos ou com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina ou levemente espessada. *Pleurocistídios* e *pseudocistídios* ausentes. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas ou, às vezes, cilíndrica-infladas, 2,5–21 μm diâm. ($n = 60/3$), hialinas, mais frequentemente com pigmento intracelular amarelo-palha levemente amarronzada ou marrom, parede fina, septos a mais de 200 μm de distância; sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente dispostas, 7,5–27 μm diâm. ($n = 60/3$), cilíndricas ou cilíndrico-infladas, hialinas ou com pigmento intracelular marrom, parede fina, septos distantes. *Superfície pilear* formada por hifas prostradas, cilíndricas, 3,7–15 μm diâm. ($n = 58/3$), hialinas ou mais frequentemente com pigmento intracelular marrom, às vezes com pigmento incrustado disperso, parede fina; hifas terminais cilíndricas ou cilíndrico-clavadas. *Superfície do estipe* uma cútis, hifas cilíndricas, 3,7–8,7(–14) μm diâm. ($n = 40/2$), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha ou amarronzado, parede fina, septos distantes. *Caulocistídios* ausentes. *Ansas* presentes em todos os tecidos. *Hifas refrativas* presentes, na trama da lamela, contexto, superfície pilear e estipe.

Habitat: solitário ou gregário, em solo com serapilheira, no bioma Floresta Atlântica.

Distribuição: *Cubospora tenuis* foi coletada somente na localidade tipo, São Paulo, Brasil.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, em meio a mata, 7 de abril de 2005, *M. Capelari et al. s.n.* (parátipo, SP), trilha paralela à Avenida do Cursino, 24 de janeiro de 2008, *F. Karstedt & L.A. Silva Ramos FK1039* (holótipo, SP), trilha no sentido da Avenida do Cursino (próximo ao Jardim Botânico), 3 de março de 2011, *F. Karstedt & J.J.S. Oliveira FK1922* (SP).

Comentários: *Cubospora tenuis* é caracterizada pelo basidioma delgado, píleo umbonado marrom, geralmente translúcido estriado, com estipe longo e basidiósporos grandes e cuboides com as extremidades alongadas que em alguns ângulos lembram uma estrela.

Cubospora tenuis está filogeneticamente relacionada com *Cubospora procerum*, com distribuição na Nova Zelândia e Tasmânia, Austrália, e com *Entoloma albogracile*, pertencendo ao clado procerum (figura 53).

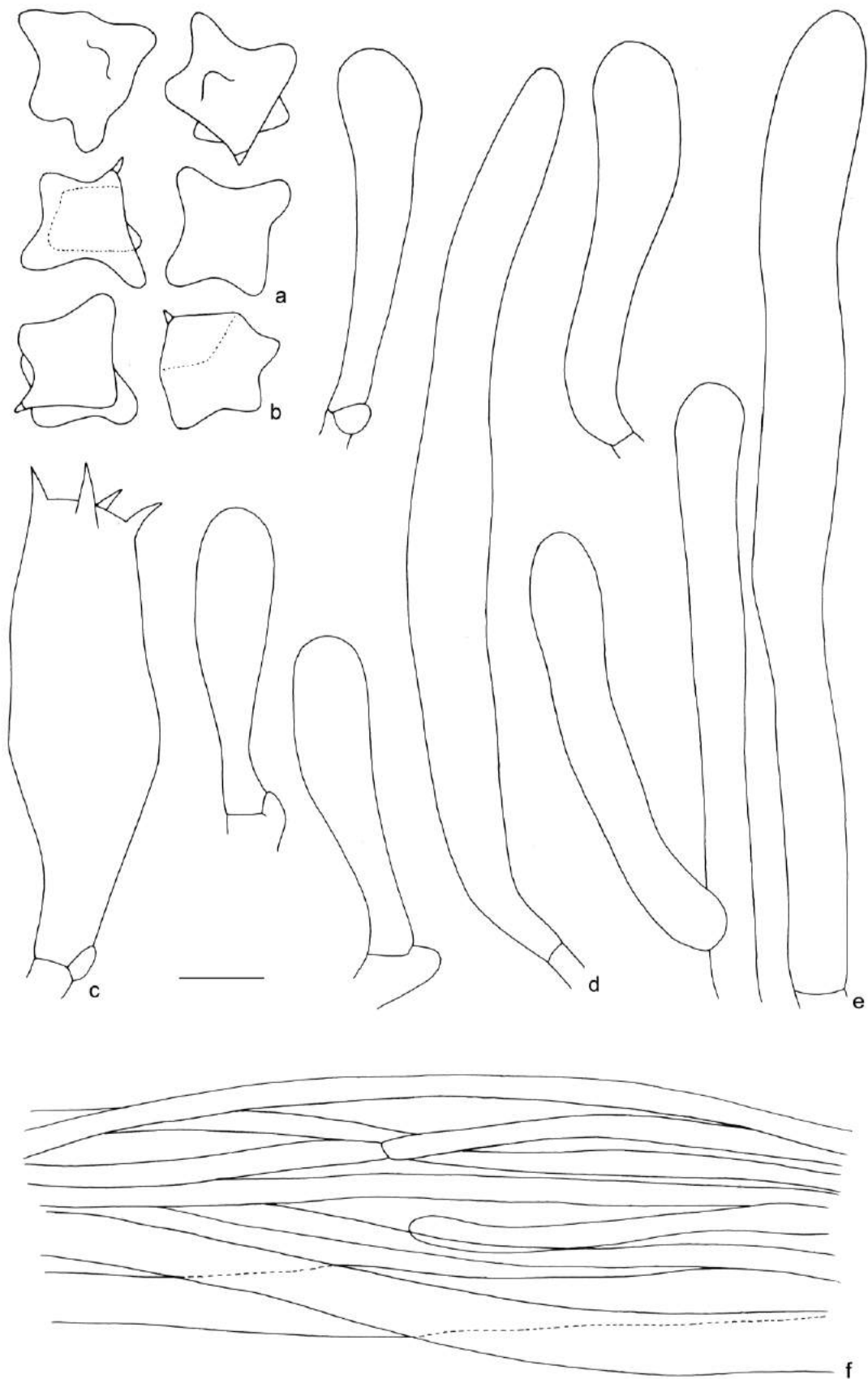


Figura 40. *Cubospora tenuis*: **a-b.** basidiósporos: **a.** MC s.n.; **b.** FK1922; **c.** basídio (FK1922); **d-e.** queilocistídios: **d.** FK1922; **e.** MC s.n.; **f.** superfície pilear (FK1922). Escalas: a-f: 10 µm, g: 20 µm.

***Cubospora vinososquamulosa* Karstedt & Capelari sp. nov.**

Figuras 41, 43.d-f, 46.f-g

Etimologia: pela coloração vinácea das escamas da superfície do píleo.

Píleo 14 mm diâm., fortemente convexo com papila evidente, bege-esbranquiçado com escamas vináceas (N₂₀Y₅₀M₈₀), opaco, levemente translúcido estriado, não higrofano, superfície fibriloso-escamosa, centro do píleo punctato-escamuloso, margem do píleo levemente irregular. *Contexto do píleo* fino, branco. *Lamelas* adnexo-sinuadas, ventricosas (< 2 mm), subabundantes, branco-creme-amareladas, com duas séries de lamélulas, margem irregular. *Estipe* 43 × 2–3 mm, supra-atenuado, circular, central, ápice bege-amarelado a levemente vináceo em sentido basal, longitudinalmente estriado e retorcido, levemente fibriloso, fibroso, oco, base com micélio tomentoso, branco. *Contexto do estipe* branco. *Odor e sabor* não observados. *Esporada* não observada.

Basidiósporos cuboides, com apêndice hilar presente, 7,5–8,7(–10) × 7,5–8,7(–10) µm [$x_m = 8,12 (\pm 0,75) \times 8,68 (\pm 0,49)$ µm, Q = 1–1,16, Q_m = 1,07 (± 0,85), n = 20], levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* delgado-clavados, 42–54 × 10–14 µm (n = 20), hialinos, parede fina, 4 esterigmas. *Queilocistídios* cobrindo toda a margem da lamela, cilíndricos, cilíndrico-clavados, clavados, irregulares ou hifoides, às vezes ramosos, às vezes pouco colapsados, 18–77 × 5–12,5 µm (n = 20), hialinos ou levemente amarelo-palha, parede fina. *Pleurocistídios* e *pseudocistídios* ausentes. *Trama da lamela* formada por hifas subparalelas, cilíndricas ou cilíndrico-infladas, 3,7–12,5 µm diâm. (n = 20), hialinas, parede fina, septos raros; sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente emaranhadas, cilíndricas ou cilíndrico-infladas, 3,7–19 µm diâm. (n = 20), hialinas, parede fina, septadas. *Superfície pilear* formada por hifas emaranhadas prostradas a uma tricoderme, cilíndricas ou pouco infladas, 3,7–8,7 µm diâm. (n = 20), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina; hifas terminais delgado-clavadas ou cilíndricas com ápice arredondado. *Superfície do estipe* uma cútis, com hifas cilíndricas, 2,5–8,7 µm diâm. (n = 20), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina, septadas. *Caulocistídios* dispersos, solitários ou em pequenos grupos, prostrados ou anticlinais, clavados ou delgado-clavados, hialinos ou com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina. *Ansas* presentes. *Hifas refrativas* presentes.

Habitat: solitário, em solo com matéria orgânica e raízes, no bioma Floresta Atlântica.

Distribuição: esta espécie está sendo descrita de material coletado no estado do Rio Grande do Sul.

Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: Parque Nacional Aparados da Serra, trilha do Vértice, 19 de janeiro de 2011, F. Karstedt FK1745 (holótipo, SP).

Comentários: *Cubospora vinososquamulosa* assemelha-se à *C. arenicola* e à *C. atlantica* pelo píleo cônico-papilado com coloração tendendo a vinácea, basidiósporos cuboides e queilocistídios cilíndricos a clavados. *Cubospora vinososquamulosa* difere por ter escamas evidentes e de coloração vinácea sob uma superfície pálida. Difere ainda por ter basidiósporos cuboides sem ângulos proeminentes ou faces depressas e pela superfície pilear variando de hifas emaranhas prostradas a uma trichoderme.

Na análise filogenética (figura 53) esta espécie está fracamente relacionada com às espécies do clado psittacini.

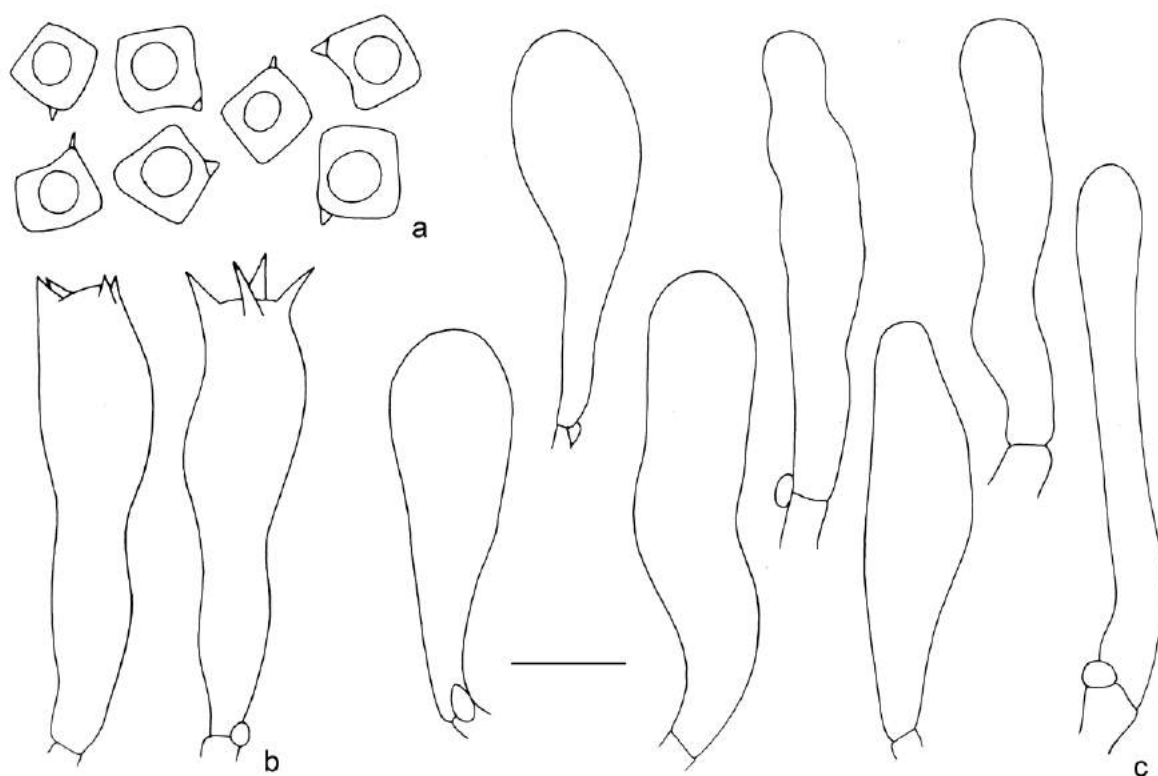


Figura 41. *Cubospora vinososquamulosa* (FK1745): **a.** basidiósporos; **b.** basídios; **c.** queilocistídios. Escala: 10 μ m.

Cubospora viscaurantia (E. Horak) Karstedt & Capelari, **comb. nov.**

Figuras 41, 43.g-j

≡ *Entoloma viscaurantium* E. Horak & Singer, Sydowia 35: 81. 1982.

Píleo 22 mm diam., distintamente cônico ou papilado, depois tornando campanulado ou convexo-umbonado, marrom a marrom-alaranjado (M & P 14L12) no centro, canela-alaranjado ou rosa-alaranjado (M & P 11B8) em direção à margem, viscoso, glabro, margem crenada, estriado por transparência. *Contexto* laranja-amarronzado pálido. *Lamelas* adnatas, subdistantes, laranja-rosadas (M & P 11B/C9) a laranja-amarronzada-pálidas; margem fimbriada, concolor. *Estipe* 30 × 2 mm, cilíndrico, regular, concolor com o píleo ou laranja, liso, não viscoso, sólido, simples. *Odor* e *sabor* indistintos.

Basidiósporos cuboídes, com ângulos pouco alongados, com 4 ângulos, raro 3, quando em perfil, (7,5–)8,7–10(–11,25) × 8,7–11,2 µm [$x_m = 9,03 (\pm 0,75) \times 9,9 (\pm 0,7) \mu m$, $Q = 1-1,29 (-1,33)$, $Q_m = 1,1 (\pm 0,1)$, $n = 40$] sem projeções, (8,7–)10–12,5 × 10–13,7 µm [$x_m = 10,55 (\pm 0,8) \times 11,6 (\pm 0,88) \mu m$, $Q = 1-1,25(-1,4)$, $Q_m = 1,1 (\pm 0,1)$, $n = 40$] com projeções, 12,5–13,7(–15) × 12,5–15 µm [$x_m = 12,11 (\pm 0,8) \times 13,59 (\pm 0,9) \mu m$, $Q = 1-1,22(-1,33)$, $Q_m = 1,09 (\pm 0,08)$, $n = 40$] em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* clavados, 39–50 × 10–16 µm ($n = 20$), com pigmento intracelular méleo ou amarronzado, parede levemente espessada, 4 esterigmas. *Queilocistídios* abundantes, recobrimdo toda a margem da lamela, cilíndricos, cilíndrico-clavados, clavados, napiformes, ventricosos ou ramosos, 40–100 × 7,5–16 µm ($n = 20$), hialinos ou com pouco pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina. *Pleurocistídios* ausentes. *Pseudocistídios* cilíndricos, ventricosos ou fusoides, 3,7–8,7 µm diâm. ($n = 20$), pouco ou fortemente pigmentados, pigmento intracelular amarelo-palha ou méleo, parede levemente espessada. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas ou, às vezes, infladas, 3,7–24 µm diâm. ($n = 20$), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina, septadas (distância entre septos cerca de 200 µm); sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente dispostas, 3,7–20 µm diâm. ($n = 20$), cilíndricas, cilíndrico-infladas ou irregulares, hialinas ou com pouco pigmento intracelular amarelo-palha ou méleo, parede fina ou levemente espessadas, septadas. *Superfície pilear* formada por hifas pouco emaranhadas e prostradas, cilíndricas, 3,7–8,7(–12,5) µm diâm. ($n = 20$), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha, parede fina ou levemente espessadas, septadas. *Superfície do estipe* uma cutis, hifas cilíndricas, 3,7–7,5 µm diâm. ($n = 20$), hialinas ou com pigmento intracelular amarelo-palha ou méleo, parede fina ou

levemente espessada, septadas. *Caulocistídios* ausentes. *Ansas* presentes em todos os tecidos. *Hifas refrativas* presentes, méleas.

Habitat: solitário, no solo ou entre a serapilheira, no bioma Floresta Amazônica.

Distribuição: até o momento coletada somente no Amazonas (Horak 1982).

Material examinado: BRASIL. AMAZONAS: Manaus, Ponta Negra (Rio Negro), 24 de dezembro de 1978, R. Singer B11442, ZT 80/147 (isótipo, ZT).

Comentários: o holótipo de *Cubospora viscaurantia* que foi depositado no herbário INPA (81197) não foi localizado. O isótipo é composto por um único basidioma, com o píleo fragmentado em três partes, o maior com 13 mm de largura, superfície aparentemente lisa e estriado na inserção das lamelas. As lamelas são adnatas ou adnexas, ventricosas, a margem é levemente desbotada em relação às faces e levemente irregular. O estipe é, aparentemente, cilíndrico, medindo 23 mm de comprimento, oco e está achatado. A descrição macroscópica apresentada é a de Horak (1982) e a microscópica realizada com base no isótipo.

Cubospora viscaurantia é caracterizada pela coloração marrom tendendo ao laranja na região central do píleo, lamelas de coloração alaranjado-rosadas a marrom-alaranjado-pálidas e estipe concolor ao píleo ou completamente alaranjado, pelos basidiósporos cuboides e pela presença de pseudocistídios e queilocistídios. Horak (1982), mencionou no protólogo que os basidiósporos são cuboides contorcidos, porém a análise microscópica do isótipo demonstrou que os basidiósporos não são, precisamente, como descritos por Horak (1982). Os basidiósporos observados são mais irregulares, às vezes dando a impressão da ausência de um dos ângulos, como se dois lados do cubo formassem um só pela perda de uma das arestas. Outra divergência foi a observação da existência de pseudocistídios que não foram reportados por Horak (1982).

As características morfológicas como descritas em Horak (1982) sugerem que *Cubospora viscaurantia* relaciona-se com *C. papillata* e *C. rufescens*, tendo píleo cônico ou papilado, translúcido estriado, píleo e estipe pigmentados e basidiósporos cuboide-estrelados. No entanto, nem *C. papillata* nem *C. rufescens* possuem pseudocistídios e hifas refrativas pigmentadas. Estas duas últimas características relacionam *C. viscaurantia* com espécies do clado psittacini. A única espécie deste clado com píleo amarronzado é *C. amazonica*, que difere por ter estipe esbranquiçado, além de basidiósporos cuboides com ângulos raramente pouco alongados e menores, medindo $7,5\text{--}10 \times 8,7\text{--}11,2 \mu\text{m}$. Outra espécie que pode ser relacionada é *C. gatesiana* que, no entanto, difere pelos queilocistídios fusoides ou fusoides-ampuliformes.

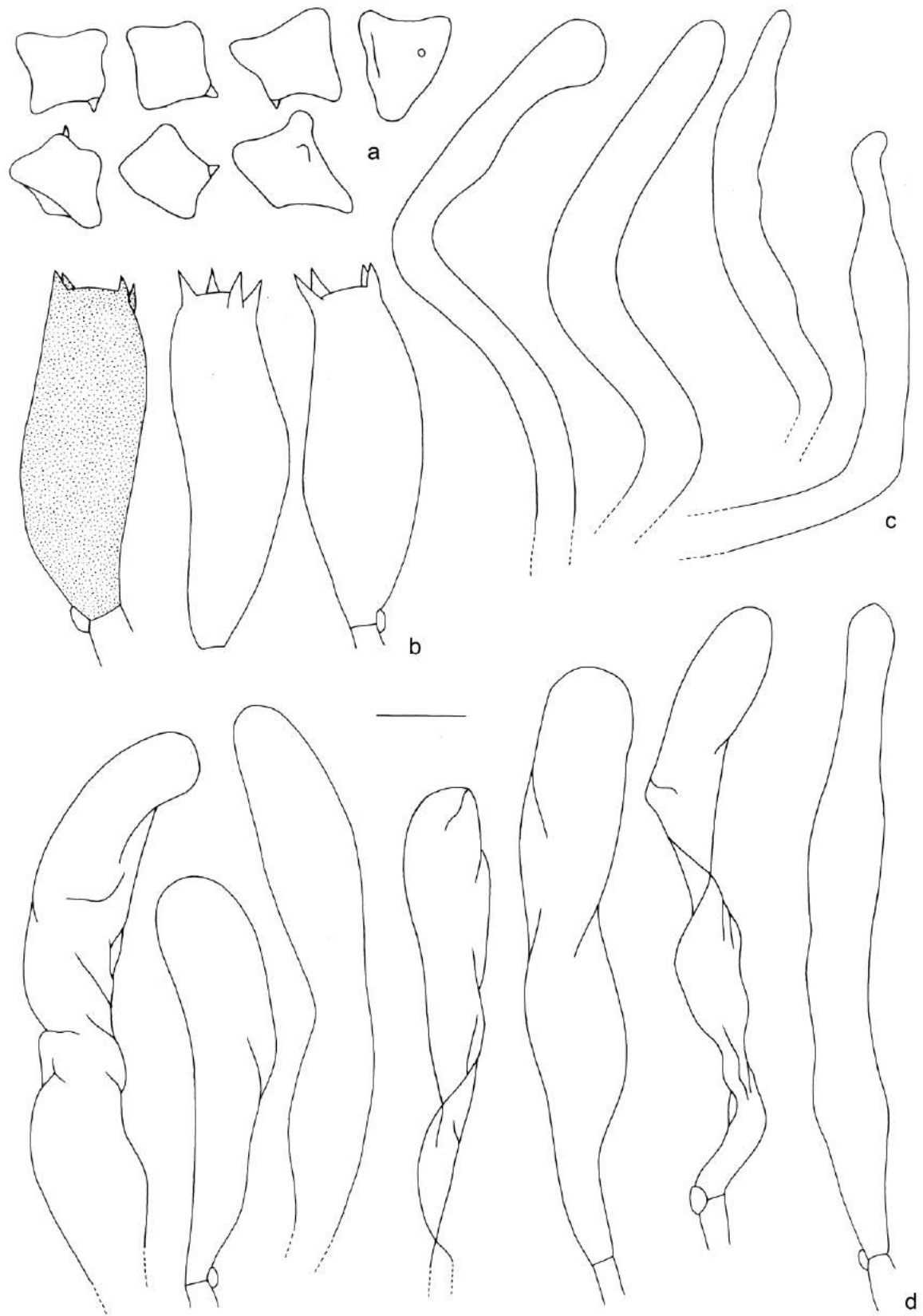


Figura 42. *Cubospora viscaurantia* (Singer B11442): **a.** basidiósporos; **b.** basídios; **c.** pseudocistídios; **d.** queilocistídios. Escala: a-d: 10 μ m.

A coloração do basidioma tendendo ao alaranjado, a forma da superfície pilear e a forma e tamanho dos queilocistídios relacionam esta espécie com *Cubospora lycopersica*. No entanto, estas espécies diferem ligeiramente no formato dos basidiósporos, sendo que em *C. viscauriantia* os ângulos são proeminentes e em *C. lycopersica* não são proeminentes, ou são muito pouco proeminentes. Pseudocistídios também são presentes em *C. viscauriantia* enquanto que em *C. lycopersica* são ausentes.

A tentativa de obtenção de DNA não foi bem sucedida.

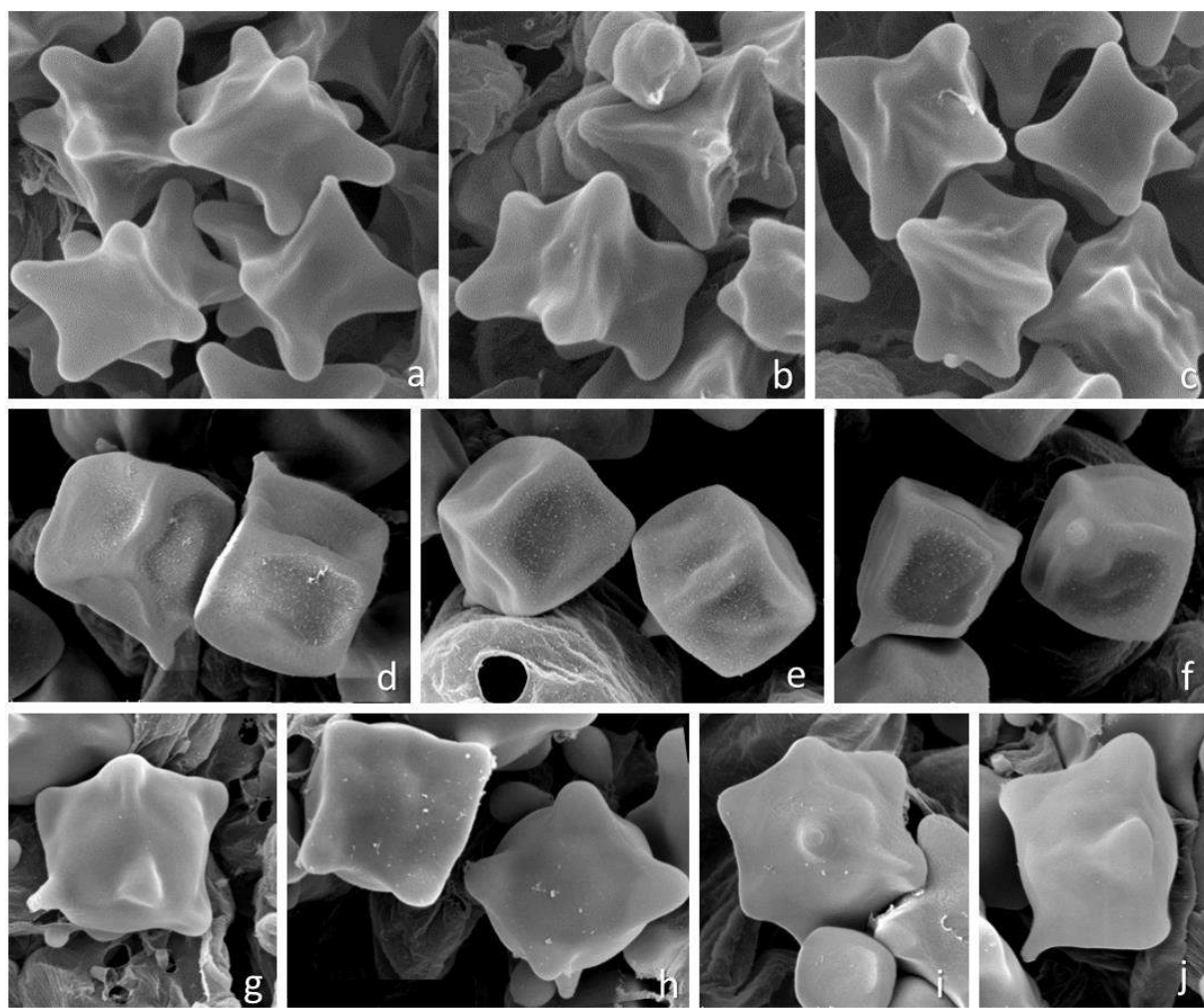


Figura 43. Microfotografia dos basidiósporos em microscopia eletrônica: **a-c.** *Cubospora rufescens* (FK2102); **d-f.** *C. vinososquamulosa* (FK1745); **g-j.** *C. viscauriantia* (Singer B11442). Escala: 5 um.



Figura 44. Basidiomas: **a-b.** *Cubospora acutopallida*: **a.** FK1893; **b.** 11RMT078; **c.** *C. brunneolosquamulosa* (FK1899); **d.** *C. dennisii* (CP47/04); **e-g.** *C. luteolamellata*: **e.** 11RMT094; **f-g.** 11RMT109; **h.** *C. noordeloosiana* (FK2096). Fotos: a, c, h: F. Karstedt; b, e-g: R. Mazieiro; d: C. Puccineli. Escala: 1 cm.



Figura 45. Basidiomas: **a-b.** *Cubospora amazônica*: **a.** FK1815; **b.** FK1814; **c.** *C. luteobrunnea* (FK1693); **d.** *C. gatesiana* (ACM498). Fotos: a-c: F. Karstedt; d: A.C. Magnago. Escala: 1 cm.



Figura 46. Basidiomas: **a-b.** *Cubospora arenicola*: **a.** FK1811; **b.** FK2089; **c-e.** *C. atlântica*: **c.** FK1694; **d-e.** FK2118; **f-g.** *C. vinososquamulosa* (FK1745). Fotos: F. Karstedt. Escala: 1 cm.



Figura 47. Basidiomas: **a-c.** *Cubospora azurea*: **a.** FK1709; **b.** FK1717; **c.** FK1741; **d-f.** *C. brasiliensis*: **d.** FK2066; **e.** FK2083; **f.** ACM500; **g-h.** *C. caelesta*: **g.** FK0821; **h.** FK1151. Fotos: a-e, g-h: F. Karstedt; f: A.C. Magnago. Escala: 1 cm.



Figura 48. Basidiomas: **a.** *Cubospora caribaea* (FK1970); **b-c.** *C. rufescens*: **b.** FK2102; **c.** FK2116; **d-e.** *C. papillata* (FK2131); **f-g.** *C. lycopersica*: **f.** TBGAG151; **g.** TBGAG590. Fotos: a-e: F. Karstedt; f-g: R. Maziero. Escala: 1 cm.



Figura 49. Basidiomas: **a-b.** *Cubospora cervina*: **a.** FK0940; **b.** FK1770; **c-e.** *C. dragonospora*: **c.** FK2100; **d.** FK2019; **e.** FK2065; **f.** *C. membranacea* (FK1899); **g-h.** *C. tenuis*: **g.** FK1039; **h.** FK1922. Fotos: a-f, h: F. Karstedt, g: C. Puccinelli. Escala: 1 cm.



Figura 50. Basidiomas de *Cubospora neotropicalis*: **a.** FK2016; **b.** FK2030; **c.** FK2108; **d.** FK2109. Fotos: F. Karstedt. Escala: 1 cm.

***Cubospora* sp. ‘MC 340’**

Píleo 15–20 mm diâm, cônico-mamilado, castanho-claro, levemente estriada por transparência, higrófano, superfície lisa, frágil. *Contexto* fino. *Lamelas* aderidas ou sinuadas, abundantes, róseas, com lamélulas, margem lisa. *Estipe* 35 × 2 mm, cilíndrico, regular, bege-amarelado, com micélio branco na base. *Odor* e *sabor* não observados. *Esporada* não observada.

Basidiósporos cuboides com ângulos alongados, às vezes lembrando uma estrela com 4–6 projeções, 4 ângulos em perfil, 7,5–8,7 × 6,2–7,5 µm [$x_m = 7,8 (\pm 0,6) \times 7,2 (\pm 0,5)$ µm, $Q = 1-1,16$, $Q_m = 1,1 (\pm 0,09)$, $n = 10$] sem projeções, 8,7–11,2 × 8,7–10 µm [$x_m = 10,3 (\pm 0,79) \times 9,2 (\pm 0,65)$ µm, $Q = 1-1,14$, $Q_m = 1,11 (\pm 0,06)$, $n = 10$] com projeções, 11,2–13,7 × 11,2–13,7 µm [$x_m = 12 (\pm 0,87) \times 12,6 (\pm 0,92)$ µm, $Q = 1-1,1$, $Q_m = 1,05 (\pm 0,05)$, $n = 10$] em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* clavados, 31–42 × 10–14 µm ($n = 11$), hialinos, parede fina, 4 esterigmas. *Queilocistídios* abundantes e formando a margem da lamela estéril, cilíndricos, cilíndrico-clavados ou clavados, 31–100 × 7,5–15 µm ($n = 11$), hialinos, parede fina. *Pleurocistídios* e *pseudocistídios* ausentes. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas, às vezes pouco tortuosas ou infladas, 3,7–22 µm diâm. ($n = 15$); hialinas; parede fina; sub-himênio não observado. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente emaranhadas; cilíndricas ou cilíndrico-infladas, 8,7–27 µm diâm. ($n = 17$), hialinas ou levemente amarronzadas quando em grupo, parede fina, septadas. *Superfície pilear* composta por hifas prostradas e emaranhadas, cilíndricas, elementos terminais com ápice arredondado ou levemente clavados, 5–13 µm diâm. ($n = 19$), amarelo-palha, parede fina. *Superfície do estipe* e *caulocistídios* não observados. *Ansas* raras e de difícil visualização, mas presentes. *Hifas refrativas* presentes.

Habitat: solitário em folhas, em mata de restinga do bioma Floresta Atlântica.

Distribuição: litoral do estado de São Paulo.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Cananéia, Parque Estadual da Ilha do Cardoso, encosta do morro da “Costela”, 24 de abril de 1985, M. Capelari 340 (SP).

Comentários: inicialmente este material foi identificado como *Nolanea* cf. *avilana* (Capelari 1989). No entanto, embora haja sobreposição na dimensão dos basidiósporos de *Cubospora* sp. e *Cubospora avilana*, os basidiósporos de *C. avilana* são cuboides com faces levemente depressas, enquanto que o material examinado apresenta basidiósporos com

depressões mais evidentes e/ou os ângulos proeminentes, diferindo ainda por *C. avilana* ter ansas evidentes e abundantes e não raras e de difícil visualização.

São poucas as espécies de píleo castanho e com basidiósporos com as extremidades alongadas e a que mais se assemelha ao material examinado é *Cubospora papillata*, diferindo pela primeira ter píleo mamilado e não papilado, estipe bege-amarelado e não amarelo ou ocre, além de pigmento incrustado ausente.

O material examinado corresponde a uma espécie nova para a ciência e é necessária a coleta de outros materiais para que a espécie seja devidamente descrita.

ESPÉCIES EXCLUÍDAS

Cubospora avilana* (Dennis) Karstedt & Capelari, **comb. nov.*

Figura 51.a-b

≡ *Nolanea avilana* Dennis, Kew Bull. 15: 151. 1961.

≡ *Inopilus avilanus* (Dennis) Pegler, Kew Bull. Addit. Ser. 9: 350. 1983.

≡ *Entoloma avilinum* (Dennis) E. Horak, Sydowia 28: 186. 1976.

Píleo 1 cm diâm., subcampanulado, fortemente papilado, estriado, de coloração rosa-carne, submembranáceo, contexto citrino. *Lamelas* adnato-sinuadas, canela-pálidas subabundantes. *Estipe* 20 × 1 mm, cilíndrico, ápice citrino e base ocrácea, glabro, sólido.

Basidiósporos cuboideis, com lados levemente depressos e ângulos pouco pronunciados e arredondados, apêndice hilar evidente, 7,5–10 × 8,7–10 µm [$x_m = 8,56 (\pm 0,61) \times 9,31 (\pm 0,64) \mu m$, $Q = 1-1,33$, $Q_m = 1,09 (\pm 0,09)$, $n = 20$], levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* clavados ou cilíndrico-clavados, 43–60 × 12–15 µm ($n = 6$), hialinos, parede fina ou espessada, com 4 esterigmas. *Margem da lamela* de difícil visualização, elementos fortemente aglomerados e parcialmente colapsados. *Queilocistídios* não recuperados. *Pleurocistídios* e *pseudocistídios* não observados. *Trama da lamela* com hifas subparalelas, cilíndricas ou infladas, 3,7–11,2 µm diâm. ($n = 10$), hialinas, parede fina, septadas, sub-himênio não observado. *Trama do píleo* não observada. *Superfície pilear* formado por hifas emaranhadas e prostradas, cilíndricas, 5–13 µm diâm. ($n = 11$), hialinas, parede fina, septadas. *Superfície do estipe* e *caulocistídios* não observados. *Ansas* presentes. *Hifas refrativas* presentes.

Habitat: entre briófitas, em casca de árvore, 2.000 m de altitude (Dennis 1961).

Distribuição: citada para Guadalupe, Dominica (Pegler 1983) e Venezuela (Dennis 1961).

Material examinado: VENEZUELA. EL AVILA: Dto Federal, 17 de agosto de 1958, R.W.G. Dennis 1816 (holótipo, K).

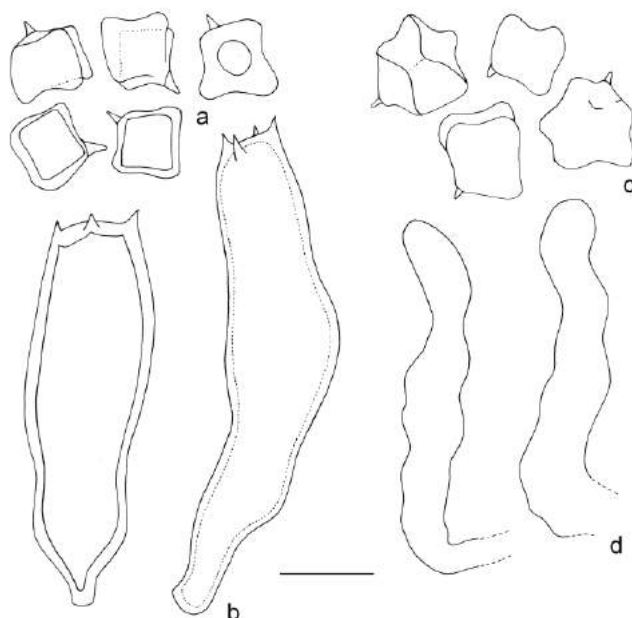


Figura 51. a-b. *Cubospora avilana* (Dennis 1816): a. basidiósporos; b. basídios. c-d. *Cubospora* sp. (URM2273): c. basidiósporos; d. pseudocistídios. Escala: 10 μ m.

Comentários: o holótipo de *Cubospora avilana* é constituído por um basidioma, com o píleo fragmentado em quatro partes e estipe separado do píleo. Na base do estipe pode-se observar a presença de talo de briófita. Esta espécie é caracterizada pelo basidioma reduzido, píleo de coloração rosa-carne e basidiósporos cuboídes com lados levemente depressos e ângulos pouco arredondados e que medem $7,5-10 \times 8,7-10 \mu\text{m}$, além de queilocistídios cilíndricos (Horak 1975, Pegler 1983).

Cubospora avilana também foi citada para o estado do Pernambuco (Coimbra *et al.* 2013, como *Entoloma avilanum*). O material é formado por um único basidioma, pequeno e quebradiço, não estando em bom estado de conservação. Na análise morfológica foram observados basidiósporos medindo $7,5-8,7 \times 7,5-8,7 \mu\text{m}$ nas depressões, $8,7-10 \times 8,7-10 \mu\text{m}$ com as projeções e $11,5-12,5 \times 12-12,5 \mu\text{m}$ em diagonal (figura 51.c-d). Também foram observadas hifas refrativas pigmentadas e presença de pseudocistídios, caracteres que divergem do holótipo de *C. avilana*, impossibilitando concordar com a identificação.

A revisão dos dois materiais citados para o Brasil (MC340 - Capelari 1989, Coimbra *et al.* 2013) excluem a citação da espécie para o Brasil.

Não houve sucesso na obtenção de DNA dos três materiais acima mencionados.

Cubospora kamerunensis* (Bres.) Karstedt & Capelari, **comb. nov.*

Figura 52

≡ *Nolanea kamerunensis* Bres., Bull. Soc. Mycol. Fr. 6: 34. 1890.

≡ *Rhodophyllus kamerunensis* (Bres.) Singer, Lilloa 22: 618. 1949.

≡ *Entoloma kamerunense* (Bres.) E. Horak, Sydowia 29(1-6): 292. 1977.

≡ *Inopilus kamerunensis* (Bres.) Pegler, Kew Bull. Addit. Ser. 9: 347. 1983.

≡ *Nolanea staurospora* var. *kamerunensis* (Bres.) Singer, Collectanea Botanica 1(3): 241. 1947.

Píleo 13–30 mm diâm., carnosos, cônico campanulado, marrom (marrom-amarelado-pálido em álcool), marrom-castanho, superfície glabra. *Lamelas* adnexas ou sublivres, ventricosas, subdistantes, amarelo-oliváceo-avermelhadas ou rosa-pálidas. *Contexto* amarelo-pálido. *Estipe* 35–60 × 3–5 mm, cilíndrico, circular, central, amarelado ou acinzentado, a quase concolor com o píleo, glabro, liso, fibroso, oco, com micélio basal esbranquiçado. *Contexto do estipe* amarelo-pálido. *Odor e sabor* não observados. *Esporada* não observada.

Basidiósporos cuboides, sem ângulos proeminentes, 4 ângulos quando em perfil, 8,7–10 × 8,7–10(–11,2) µm [$x_m = 9,15 (\pm 0,58) \times 9,46 (\pm 0,61) \mu m$, $Q = 1-1,13$, $Q_m = 1,03 (\pm 0,06)$, $n = 60/3$] sem projeções, 10–12,5 × 11,2–12,5 µm [$x_m = 11,29 (\pm 0,58) \times 11,99 (\pm 0,59) \mu m$, $Q = 1-1,13$, $Q_m = 1,06 (\pm 0,05)$, $n = 50/3$] com projeções e 11,2–13,7 × 11,2–13,7 µm [$x_m = 12,3 (\pm 0,7) \times 12,3 (\pm 0,7) \mu m$, $Q = 1-1,1$, $Q_m = 1,02 (\pm 0,04)$, $n = 40/2$] em diagonal, levemente marrom-rosados, parede fina. *Basídios* clavados, 41–60 × 10–14 µm ($n = 14/2$), hialinos, parede fina, 4 esterigmas. *Queilocistídios*, *pleurocistídios* e *pseudocistídios* ausentes. *Trama da lamela* formada por hifas paralelas, cilíndricas ou, às vezes, infladas, 5–17,5 µm diâm. ($n = 18/2$), hialinas, parede fina, septos raros; sub-himênio ramoso. *Trama do píleo* composta por hifas radialmente dispostas, 5–29 µm diâm. ($n = 35/3$), cilíndricas, cilíndrico-clavadas ou irregulares, hialinas ou, às vezes, com pouco pigmento intracelular marrom, parede fina, septos raros. *Superfície pilear* formada por hifas prostradas, 3,7–12,5 µm diâm. ($n = 28/3$), hialinas ou com pigmento intracelular marrom, coagulado, parede fina, septos raros. *Superfície do estipe* não observada. *Ansas* não observadas. *Hifas refrativas* não observadas.

Habitat: gregário em solo, o material do Brasil foi coletado no bioma da Floresta Atlântica.

Distribuição: descrita de Camarões (Bresadola 1890), citada para Madagascar (Romagnesi 1941) e para Guadalupe e Martinica (Pegler 1983), e para o Brasil (Pegler 1997).

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Campos do Jordão, 27 de janeiro de 1987, D.N. Pegler 3854 (K). CAMARÕES. 1888, J. Braun (holótipo, S, F197366); J. Braun (S, F14412).

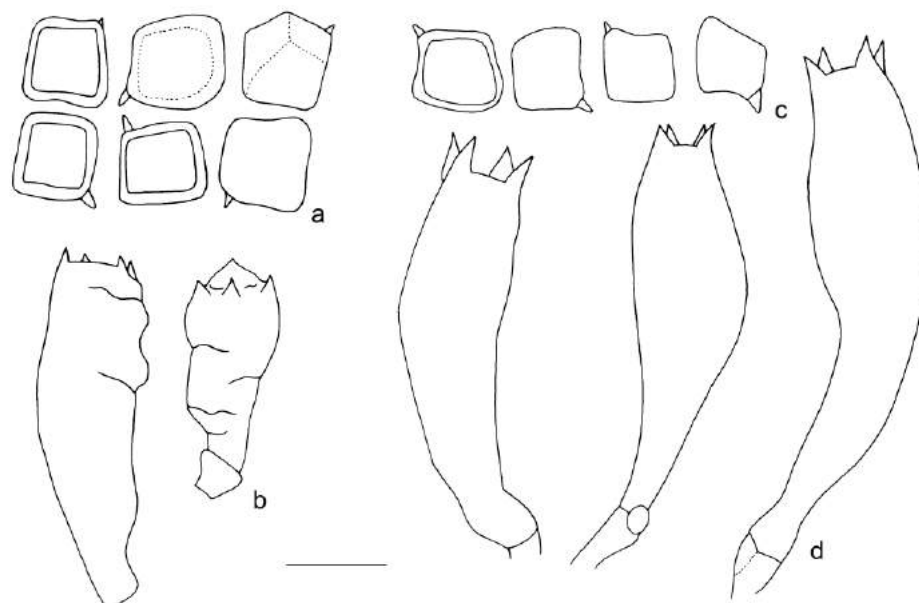


Figura 52. a-b. *Cubospora kamerunensis* (F197366): a. basidiósporos; b. basídios. c-d. *Cubospora* sp. (Pegler 3854): c. basidiósporos; d. basídios. Escala: 10 μ m.

Comentários: na coleção de G. Bresadola depositada no Herbário de Estocolmo (S) foram encontrados dois materiais identificados como *Nolanea kamerunensis* e, de acordo com Horak (1977), o material F197366 é o holótipo composto por três basidiomas, sendo dois basidiomas praticamente inteiros e o terceiro com píleo e estipe pouco fragmentados, correspondendo tanto com a descrição quanto com a ilustração do protólogo (Bresadola 1890).

A análise microscópica dos três materiais demonstraram que não há qualquer tipo de cistídio, discordando das descrições apresentadas por Pegler (1983), que descreveu a presença tanto de queilocistídios quanto pleurocistídios e por Pegler (1997, D.N. Pegler 3854) que mencionou pleurocistídios subcilíndricos medindo 40–80 μ m de comprimento. A análise da duplicata D.N. Pegler 3854 depositada no herbário SP não corresponde à espécie e nem mesmo pertence à família *Entolomataceae*. O material possui basidiósporos hialinos e subglobosos.

A ausência de cistídios nos materiais analisados e as poucas demais características recuperadas, sugerem que o material coletado em São Paulo é conspecífico com o material de

Camarões, mas a distribuição geográfica e a ausência de descrição macroscópica do material coletado no Brasil impossibilita confirmar ou refutar a identificação.

A tentativa de obtenção de DNA também não foi bem sucedida.

Parte 2: FILOGENIA

Para a análise filogenética, um total de 135 táxons foi utilizado, com 307 sequências obtidas durante este trabalho, sendo 100 de nLSU, 75 de mtSSU, 70 de RPB2, 62 de TEF1 e as demais provenientes do GenBank (tabela 11). O alinhamento é composto pelos quatro genes resultando 4.662 caracteres e que após a omissão dos íntrons, dos sítios ambíguos e das posições não informativas, ficou composto por 616 pares de base de RPB2 (de 1.219), 824 de TEF1 (de 1.100), 962 de nLSU (de 1.506) e 567 de mtSSU (de 835). Os filogramas provenientes das análises filogenéticas multi-*loci* de IB e MV apresentaram praticamente a mesma topologia (figura 53) e as poucas exceções foram nos ramos sem suporte.

Tabela 11. Coleções utilizadas nas análises, entre parênteses com a identificação constante no GenBank, sequências geradas para este trabalho (x) e o número de acesso ao GenBank

Espécies	Voucher (Herbário)	Localidade	RPB2	TEF1	nLSU	mtSSU
<i>Alboleptonia cystidiosa</i> Largent & Aime	MCA2395 ! (BRG, LSUM)	Guiana Francesa, Potaro-Siparuni	x	x	x	x
<i>Alboleptonia stylophora</i> (Berk. & Broome) Pegler	DLL9805 (CNS)	Austrália, Queensland	x	x	x	x
<i>Catathelasma ventricosum</i> (Peck) Singer	AFTOL1488 (WTU)	Estados Unidos, Oregon	DQ089012		DQ470830	
<i>Claudopus viscosus</i> Largent & Abell-Davis	DLL9788 ! (BRI, CNS)	Austrália, Queensland	HQ731518	x	HQ731516	HQ731513
<i>Clitopilopsis hirneola</i> (Fr.) Kühner ex Konrad & Maubl.	REH8490 (CORT)	Rússia, Novgorod Region	GU384646	KC816820	GU384611	GU384587
<i>Clitopilus apalus</i> (Berk. & Broome) Petch	WAT26394 (CORT)	Malásia	KC816906	KC816822	x	x
<i>Cuboecilia lagentiana</i> Karstedt & Capelari	MC4450 ! (SP)	Brasil, São Paulo			x	
<i>Cuboecilia omphalinoides</i> (Largent) Karstedt & Capelari	DLL9673 (CNS, BRI)	Austrália, Queensland	JQ756431		JQ756416	JQ756400
<i>Cuboecilia omphalinoides</i> (Largent) Karstedt & Capelari	DLL9800 ! (BRI, CNS)	Austrália, Queensland	JQ756432	x	JQ756417	JQ756401
<i>Cubospora acutopallida</i> (E. Horak & Cheype) Karstedt & Capelari	11RMT078 (MG)	Brasil, Pará	x		x	x
<i>Cubospora acutopallida</i> (E. Horak & Cheype) Karstedt & Capelari	FK1893 (SP)	Brasil, Pará	x	x	x	x
<i>Cubospora</i> aff. <i>lutea</i> (Peck) T.J. Baroni (GenBank: <i>Entoloma</i> aff. <i>luteum</i>)	GDGM28991	China	JQ993075		JQ993093	
<i>Cubospora albidoquadrata</i> (Manim. & Noordel.) Karstedt & Capelari (GenBank: <i>Entoloma albidoquadratum</i>)	PM667 ! (L)	Índia	GQ289223		GQ289151	GQ289291
<i>Cubospora albogracilis</i> (E. Horak) Karstedt & Capelari	ZTMyc42855 ! (ZT)	Papua Nova Guiné, Popondetta (E. Horak ZT 72/388)			x	
<i>Cubospora amazonica</i> Karstedt & Capelari	11RMT126 (MG)	Brasil, Pará	x	x	x	x
<i>Cubospora amazonica</i> Karstedt & Capelari	FK1815 ! (SP)	Brasil, Pará			x	x
<i>Cubospora arenicola</i> Karstedt & Capelari	FK1811 ! (SP)	Brasil, Pará	x		x	x
<i>Cubospora arenicola</i> Karstedt & Capelari	FK2089 (UFRN)	Brasil, Rio Grande do Norte	x	x	x	x
<i>Cubospora arenicola</i> Karstedt & Capelari	MC4601 (UFRN)	Brasil, Rio Grande do Norte			x	x
<i>Cubospora arenicola</i> Karstedt & Capelari	NMJ195 (UFRN)	Brasil, Rio Grande do Norte	x	x	x	x

Espécies	Voucher (Herbário)	Localidade	RPB2	TEF1	nLSU	mtSSU
<i>Cubospora atlantica</i> Karstedt & Capelari	FK1694 ! (SP)	Brasil, Rio de Janeiro	x	x	x	x
<i>Cubospora atlantica</i> Karstedt & Capelari	FK2118 (FLOR)	Brasil, Santa Catarina	x		x	x
<i>Cubospora azurea</i> Karstedt & Capelari	FK1123 (SP)	Brasil, São Paulo	x	x	x	x
<i>Cubospora azurea</i> Karstedt & Capelari	FK1709 (SP)	Brasil, Rio de Janeiro			x	x
<i>Cubospora azurea</i> Karstedt & Capelari	FK1717 ! (SP)	Brasil, Rio de Janeiro			x	
<i>Cubospora azurea</i> Karstedt & Capelari	FK1741 (SP)	Brasil, Rio Grande do Sul	x	x	x	x
<i>Cubospora borbonica</i> (Noordel. & Hauskn.) Karstedt & Capelari	WU21097 ! (WU)	La Reunión, Saint-Pierre	x	x	x	x
<i>Cubospora brasiliensis</i> Karstedt & Capelari	ACM500 (FLOR)	Brasil, Espírito Santo	x	x	x	x
<i>Cubospora brasiliensis</i> Karstedt & Capelari	FK2066 ! (INPA)	Brasil, Amazonas			x	x
<i>Cubospora brasiliensis</i> Karstedt & Capelari	FK2083 (INPA)	Brasil, Amazonas	x		x	x
<i>Cubospora brunneolosquamulosa</i> Karstedt & Capelari	FK1871 ! (SP)	Brasil, Pará	x		x	x
<i>Cubospora caelesta</i> Karstedt & Capelari	FK0821 (SP)	Brasil, São Paulo	x		x	
<i>Cubospora caelesta</i> Karstedt & Capelari	FK1151 (SP, K)	Brasil, São Paulo	x		x	
<i>Cubospora caribaea</i> (Pegler) Karstedt & Capelari	FK1790 (SP)	Brasil, Santa Catarina	x	x	x	x
<i>Cubospora carnea</i> (Z.S. Bi) Karstedt & Capelari	LE262954 (LE)	Vietnã, Lam Dong Prov.	x		x	x
<i>Cubospora carnea</i> (Z.S. Bi) Karstedt & Capelari	LE262912 (LE)	Vietnã, Lam Dong Prov.	x	x	x	x
<i>Cubospora cervina</i> (Karstedt & Capelari) Karstedt & Capelari	FK0940 ! (SP)	Brasil, São Paulo	x	x		x
<i>Cubospora cervina</i> (Karstedt & Capelari) Karstedt & Capelari	FK1770 (SP)	Brasil, Santa Catarina	x		x	x
<i>Cubospora</i> cf. <i>lactiflua</i> (R. Heim) T.J. Baroni	TJB8753 (CORT)	Porto Rico, El Yunque	x	x	x	
<i>Cubospora dennisii</i> (E. Horak) Karstedt & Capelari	CP47/04 (SP)	Brasil, São Paulo			x	x
<i>Cubospora dennisii</i> (E. Horak) Karstedt & Capelari	TJB8263 (CORT)	Porto Rico, Cerro Doña Juana	x	x	x	
<i>Cubospora dragonospora</i> (Singer) Karstedt & Capelari	FK1894 (SP)	Brasil, Pará			x	
<i>Cubospora dragonospora</i> (Singer) Karstedt & Capelari	FK2019 (SP)	Brasil, Bahia	x	x	x	
<i>Cubospora dragonospora</i> (Singer) Karstedt & Capelari	FK2100 (FLOR)	Brasil, Santa Catarina			x	
<i>Cubospora dragonospora</i> (Singer) Karstedt & Capelari	MC4600 (SP)	Brasil, Rio Grande do Norte	x	x	x	x
<i>Cubospora 'fuscopunctata'</i> Largent & Aime sp. nov. prov.	MCA1585	Guiana Francesa	GU384639		x	GU384592
<i>Cubospora gatesiana</i> Karstedt & Capelari	ACM498 ! (FLOR)	Brasil, Espírito Santo	x	x	x	x
<i>Cubospora gatesiana</i> Karstedt & Capelari	ACM499 (FLOR)	Brasil, Espírito Santo			x	
<i>Cubospora lactiflua</i> (R. Heim) T.J. Baroni (GenBank: <i>Rhodophyllus lactifluus</i>)	TJB7962				AF261304	
<i>Cubospora lutea</i> (Peck) T.J. Baroni	TJB6562 (CORT)	Estados Unidos, New York			x	
<i>Cubospora lutea</i> (Peck) T.J. Baroni	TJB7771 (CORT)	Estados Unidos, New York	x	x	x	x
<i>Cubospora lutea</i> (Peck) T.J. Baroni (GenBank: <i>Entoloma luteum</i>)	GDGM 27698	China			JQ320121	
<i>Cubospora luteolamellata</i> (Largent & Aime) Karstedt & Capelari	11RMT109 (MG)	Brasil, Pará	x		x	x
<i>Cubospora luteolamellata</i> (Largent & Aime) Karstedt & Capelari	FK1866 (SP)	Brasil, Pará	x		x	x
<i>Cubospora luteolamellata</i> (Largent & Aime) Karstedt & Capelari	MCA1480 ! (BRG, LSUM)	Guiana Francesa, Potaro-Siparuni	x	x	x	x

Espécies	Voucher (Herbário)	Localidade	RPB2	TEF1	nLSU	mtSSU
<i>Cubospora membranacea</i> Karstedt & Capelari	FK1899 ! (SP)	Brasil, Pará	x	x	x	
<i>Cubospora murrayi</i> (Berk. & M.A. Curtis) T.J. Baroni (GenBank: <i>Entoloma murrayi</i>)	QI 1002	China	JQ993082		JQ993089	JQ993063
<i>Cubospora murrayi</i> (Berk. & M.A. Curtis) T.J. Baroni (GenBank: <i>Entoloma murrayi</i>)	QI 1001	China	JQ993081		JQ993090	JQ993064
<i>Cubospora murrayi</i> (Berk. & M.A. Curtis) T.J. Baroni	TJB8210 (CORT)	Estados Unidos, Texas	x		x	x
<i>Cubospora murrayi</i> (Berk. & M.A. Curtis) T.J. Baroni	TJB8230 (CORT)	Estados Unidos, New York			x	
<i>Cubospora murrayi</i> (Berk. & M.A. Curtis) T.J. Baroni (GenBank: <i>Inocephalus murrayi</i>)	TJB6038	Estados Unidos			AF611305/ AF611305	
<i>Cubospora murrayi</i> (Berk. & M.A. Curtis) T.J. Baroni (GenBank: <i>Inocephalus murrayi</i>)	VHAs02/02		GU384637		GU384620	GU384590
<i>Cubospora neotropicalis</i> Karstedt & Capelari	FK2016 (SP)	Brasil, Bahia	x	x	x	x
<i>Cubospora neotropicalis</i> Karstedt & Capelari	FK2106 (FLOR)	Brasil, Santa Catarina			x	x
<i>Cubospora neotropicalis</i> Karstedt & Capelari	FK2109 (FLOR)	Brasil, Santa Catarina	x	x	x	x
<i>Cubospora neotropicalis</i> Karstedt & Capelari	FK2130 ! (FLOR)	Brasil, Santa Catarina	x	x	x	x
<i>Cubospora noordehoosi</i> Karstedt & Capelari	FK2096 ! (UFRN)	Brasil, Rio Grande do Norte	x		x	x
<i>Cubospora pallidoflava</i> (Henn. & E. Nyman) Karstedt & Capelari	LE262934 (LE)	Vietnã, Lam Dong Prov.	x	x	x	x
<i>Cubospora papillata</i> Karstedt & Capelari	FK2120 (FLOR)	Brasil, Santa Catarina	x	x	x	x
<i>Cubospora papillata</i> Karstedt & Capelari	FK2131 ! (FLOR)	Brasil, Santa Catarina	x		x	
<i>Cubospora plicata</i> (Largent) Largent	DLL10083 (DAR)	Austrália, New South Wales	JQ624619	x	JQ624612	
<i>Cubospora plicata</i> (Largent) Largent	DLL10091 (DAR)	Austrália, New South Wales	JQ624620	x	JQ624613	
<i>Cubospora procera</i> (G. Stev.) Karstedt & Capelari	PDD75517 (PDD)	Nova Zelândia, Westland			x	x
<i>Cubospora procera</i> (G. Stev.) Karstedt & Capelari	ZTMyc42821 (ZT)	Nova Zelândia, Gisborne (E. & A. Horak ZT8754)		x	x	
<i>Cubospora procera</i> (G. Stev.) Karstedt & Capelari (GenBank: <i>Entoloma procerum</i>)	MEN 2004070	Austrália, Tasmânia	GQ289254		GQ289183	GQ289323
<i>Cubospora quadrata</i> (Berk. & M.A. Curtis) T.J. Baroni	LE253781 (LE)	Rússia, Primorsky Territory	x		x	x
<i>Cubospora quadrata</i> (Berk. & M.A. Curtis) T.J. Baroni	WU21098 (WU)	La Reunião, Saint-Pierre			x	x
<i>Cubospora quadrata</i> (Berk. & M.A. Curtis) T.J. Baroni	TJB7794 (CORT)	Estados Unidos, New York	x		x	x
<i>Cubospora quadrata</i> (Berk. & M.A. Curtis) T.J. Baroni	TJB8214 (CORT)	Estados Unidos, New York	x	x	x	
<i>Cubospora quadrata</i> (Berk. & M.A. Curtis) T.J. Baroni (GenBank: <i>Inocephalus quadratus</i>)	TB26/ EQ7695				AF261303	
<i>Cubospora rufescens</i> Karstedt & Capelari	FK2102 ! (FLOR)	Brasil, Santa Catarina	x	x	x	x
<i>Cubospora rufescens</i> Karstedt & Capelari	FK2116 (FLOR)	Brasil, Santa Catarina	x		x	
<i>Cubospora 'squamulosa'</i> Largent & Aime sp. nov. prov.	MCA1867	Guiana Francesa	GU384638	x	GU385621	GU384591
<i>Cubospora tenuis</i> (Karstedt & Capelari) Karstedt & Capelari	FK1922 (SP)	Brasil, São Paulo	x		x	
<i>Cubospora vinososquamulosa</i> Karstedt & Capelari	FK1745 ! (SP)	Brasil, Rio Grande do Sul			x	x
<i>Cubospora virescens</i> (Sacc.) Karstedt & Capelari	DLL9972 (DAR)	Austrália, New South Wales	x	x	x	
<i>Cubospora virescens</i> (Sacc.) Karstedt & Capelari	TJB9703 (CORT)	Belize, Doyles Delight	x		x	x
<i>Cubospora virescens</i> (Sacc.) Karstedt & Capelari	WU21096 (WU)	La Reunião, Saint-Pierre			x	x

Espécies	Voucher (Herbário)	Localidade	RPB2	TEF1	nLSU	mtSSU
<i>Cubospora virescens</i> (Sacc.) Karstedt & Capelari (GenBank: <i>Entoloma virescens</i>)	Li929	China			JQ993098	
<i>Cubospora virescens</i> (Sacc.) Karstedt & Capelari (GenBank: <i>Inocephalus virescens</i>)	MCA2479	Guiana Francesa	GU384640	x	GU384622	GU384593
<i>Entocybe haastii</i> (G. Stev.) Largent	DLL10087 (DAR)	Austrália, New South Wales	JQ793659	x	JQ793652	JQ793645
<i>Entoloma acutoconicum</i> (Hongo) E. Horak	ZTMyc42856 (ZT)	Papua Nova Guiné, Bulolo (E. Horak ZT 73/134)			x	
<i>Entoloma alboubonatum</i> Hesler	TJB5761 (CORT)	Estados Unidos, Carolina do Norte	x	x	x	x
<i>Entoloma altissimum</i> (Massee) E. Horak	LE262945 (LE)	Vietnã, Lam Dong Prov.	x		x	x
<i>Entoloma bicolor</i> Murrill	TJB4967		x	x	AF261298/ AF261297	x
<i>Entoloma brunneocarnosum</i> C.K.Pradeep & K.B. Vrinda	TBGT5666 (CORT)	Índia, Kerala	x	x	x	x
<i>Entoloma canoconicum</i> E. Horak	PDD75649 (PDD)	Nova Zelândia, Westland			x	
<i>Entoloma canoconicum</i> E. Horak	ZTMyc42846 (ZT)	Nova Zelândia, Northland (E. & A. Horak ZT9395)			x	
<i>Entoloma canoconicum</i> E. Horak	ZTMyc42850 (ZT)	Nova Zelândia, Northland (E. & A. Horak ZT9381)	x		x	x
<i>Entoloma fragilum</i> Largent & Aime	MCA2415 ! (BRG, LSUM)	Guiana Francesa, Potaro-Siparuni	x	x	x	x
<i>Entoloma gasteromycetoides</i> Co-David & Noordel. [= <i>Richoniella pumila</i> G. Cunn.]	GGates E2031	Austrália, Tasmânia	GQ289235		GQ289164	GQ289304
<i>Entoloma hochstetteri</i> (Reichardt) G. Stev.	ZTMyc42838 (ZT)	Nova Zelândia, Blackball (E. & A. Horak ZT8450)			x	x
<i>Entoloma hochstetteri</i> (Reichardt) G. Stev.	ZTMyc42841 (ZT)	Nova Zelândia, Westland (E. & A. Horak ZT9314)			x	
<i>Entoloma infundibuliforme</i> Petch	ZTMyc42836 (ZT)	Papua Nova Guiné, Morobe Distric (E. Horak ZT72/487)			x	
<i>Entoloma inocephalum</i> (Romagn.) Dennis	LE262921 (LE)	Vietnã, Lam Dong Prov.	x	x	x	x
<i>Entoloma inocephalum</i> (Romagn.) Dennis	LE262922 (LE)	Vietnã, Lam Dong Prov.	x	x	x	x
<i>Entoloma latericolor</i> E. Horak	ZTMyc42832 (ZT)	Nova Zelândia, Northland (E. & A. Horak ZT9394)		x	x	x
<i>Entoloma nothofagi</i> G. Stev.	ZTMyc 42828 (ZT)	Nova Zelândia, Buller (E. & A. Horak ZT9324)	x	x	x	x
<i>Entoloma omiense</i> (Hongo) E. Horak	GDGM 27563	China	JQ993079		JQ410330	JQ993067
<i>Entoloma percuboideum</i> Noordel. & Hauskn.	WU7051 ! (WU, L)	Áustria, Austria inferior			x	x
<i>Entoloma petchii</i> E. Horak	HKAS 56716	China			JQ320120	
<i>Entoloma serrulatum</i> (Fr.) Hesler	MEN 2004062	Austrália, Tasmânia	GQ289263		GQ289192	GQ289332
<i>Entoloma strictius</i> var. <i>isabellinus</i> Peck	TJB7710		GU384641	x	GU384618	GU384594
<i>Entoloma umbraphilum</i> Noordel. & Hauskn.	WU27124 ! (WU)	Seicheles, Mahé	x		x	x
<i>Inocephalus cystidiophorus</i> (Dennis) Karstedt & Capelari	FK1023 (SP)	Brasil, São Paulo	x	x	x	x
<i>Inocephalus cystidiophorus</i> (Dennis) Karstedt & Capelari	FK1747 (SP)	Brasil, Rio Grande do Sul	x	x	x	x
<i>Inocephalus flavotinctus</i> (E. Horak & Corner) Karstedt & Capelari	FK0834 (SP)	Brasil, São Paulo	x		x	x
<i>Inocephalus hypipamee</i> Largent	DLL9981 (BRI, CNS)	Austrália, Queensland	x		JQ624608	JQ624603
<i>Inocephalus lagenicystis</i> (Hesler) T.J. Baroni	TJB6565 (CORT)	Estados Unidos, New York			x	x
<i>Inocephalus mucronatus</i> Karstedt & Capelari	FK1033 ! (SP)	Brasil, São Paulo	x	x	x	x
<i>Inocephalus</i> sp.	FK1924 (SP)	Brasil, São Paulo	x	x	x	x
<i>Lepista nuda</i> (Bull.) Cooke	11CA041 (CORT)	Estados Unidos, Califórnia	KJ136110	x	KJ021705	KJ021692
<i>Leptonia exilis</i> (Fr.) P.D. Orton	DLL9530 (HSU)	Estados Unidos, Califórnia	x	x	x	x

Espécies	Voucher (Herbário)	Localidade	RPB2	TEF1	nLSU	mtSSU
<i>Leptonia fragilis</i> (R.E.D. Baker & W.T. Dale) Dennis	FK0946 (SP)	Brasil, São Paulo	x	x	x	x
<i>Leptonia poliopus</i> (Romagn.) P.D. Orton	DLL10209a (DAR)	Austrália, New South Wales	JQ756433	x	JQ756418	JQ756402
<i>Leptonia umbraphila</i> (Noordel. & Hauskn.) Largent	DLL9766 (BRI, CNS)	Austrália, Queensland	JQ756439	x	JQ756423	JQ756408
<i>Nolanea cetrata</i> (Fr.) P. Kumm.	DLL9531 (CORT)	Estados Unidos, Califórnia	KF771346	x	KF738942	KF738927
<i>Pouzarella lasia</i> (Berk. & Broome) Largent & Abell-Davis	DLL9811 (BRI, CNS)	Austrália, Queensland	HQ876512	x	HQ876534	HQ876556
<i>Rhodocybe mellea</i> T.J. Baroni & Ovrebo	TJB6883	Estados Unidos, Flórida	KC816944	KC816854	x	x
<i>Rhodocybe nitellina</i> (Fr.) Singer	TJB7861	Estados Unidos, Califórnia	KC816959	KC816866	x	x
<i>Richoniella asterospora</i> (Coker & Couch) Zeller & C.W. Dodge	PBM3268 (TENN)	Estados Unidos, Tennessee	JF706312		JF706310	
<i>Tricholoma flavovirens</i> (Pers.) S. Lundell	11CA038 (CORT)	Estados Unidos, Califórnia	KC816997	KC816903	KJ021704	KJ021691
<i>Trichopilus jubatus</i> (Fr.) P.D. Orton	DLL9547 (CORT)	Estados Unidos, Califórnia	x	x	x	x
<i>Trichopilus tibiiformis</i> Largent & Aime	MCA2426 ! (BRG, LSUM)	Guiana Francesa, Potaro-Siparuni	x	x	x	x
<i>Trichopilus vividus</i> Largent & Aime	ACM497 (FLOR)	Brasil, Espírito Santo		x	x	
<i>Trichopilus vividus</i> Largent & Aime	MCA1478 ! (BRG, LSUM)	Guiana Francesa, Potaro-Siparuni	x		x	x

! coleção tipo

Na análise filogenética foi possível distinguir os mesmos clados já reconhecidos para as espécies de *Entolomataceae*, onde *Clitopilus* e *Rhodocybe* estão em uma posição basal em relação às espécies entolomatoides, representadas por espécies dos clados Entociboide, Rodopolioide, Prunuloides, Pouzarella, Nolanea-Claudopus e Inocephalus-Cyanula. O clado Inocephalus-Cyanula abriga espécies dos gêneros *Alboleptonia*, *Calliderma*, *Cuboecilia*, *Cubospora*, *Inocephalus*, *Leptonia* e *Trichopilus*, além de *Entoloma s.l.*, com ampla variação macro e micromorfológica.

No Brasil foram amostradas 28 espécies com basidiósporos cuboides e 22 (45 coleções) foram incluídas nas análises filogenéticas. Estas espécies formaram um único clado (CC, figura 53) com bom suporte estatístico (PPB) e distribuídas em dois clados *Cuboecilia* e *Cubospora*, cada um com bom suporte estatístico (PPB/BS). O clado CC formado nesta análise sugere que os clados *Cuboecilia* e *Cubospora* estão relacionados, no entanto, quando o filograma obtido neste capítulo é comparado com o filograma do capítulo 1 (figura 6), pode-se observar que a inclusão de táxons não relacionados aos clados estabelecidos (*Cuboecilia*, *Cubospora*, *Cyanula*, *Inocephalus*, *Trichopilus*) torna o nível desta relação questionável. Já o suporte dos clados *Cuboecilia* e *Cubospora* corroboram os resultados do Capítulo 1 e se mantêm estáveis com a inclusão de mais espécies com basidiósporos cuboides.

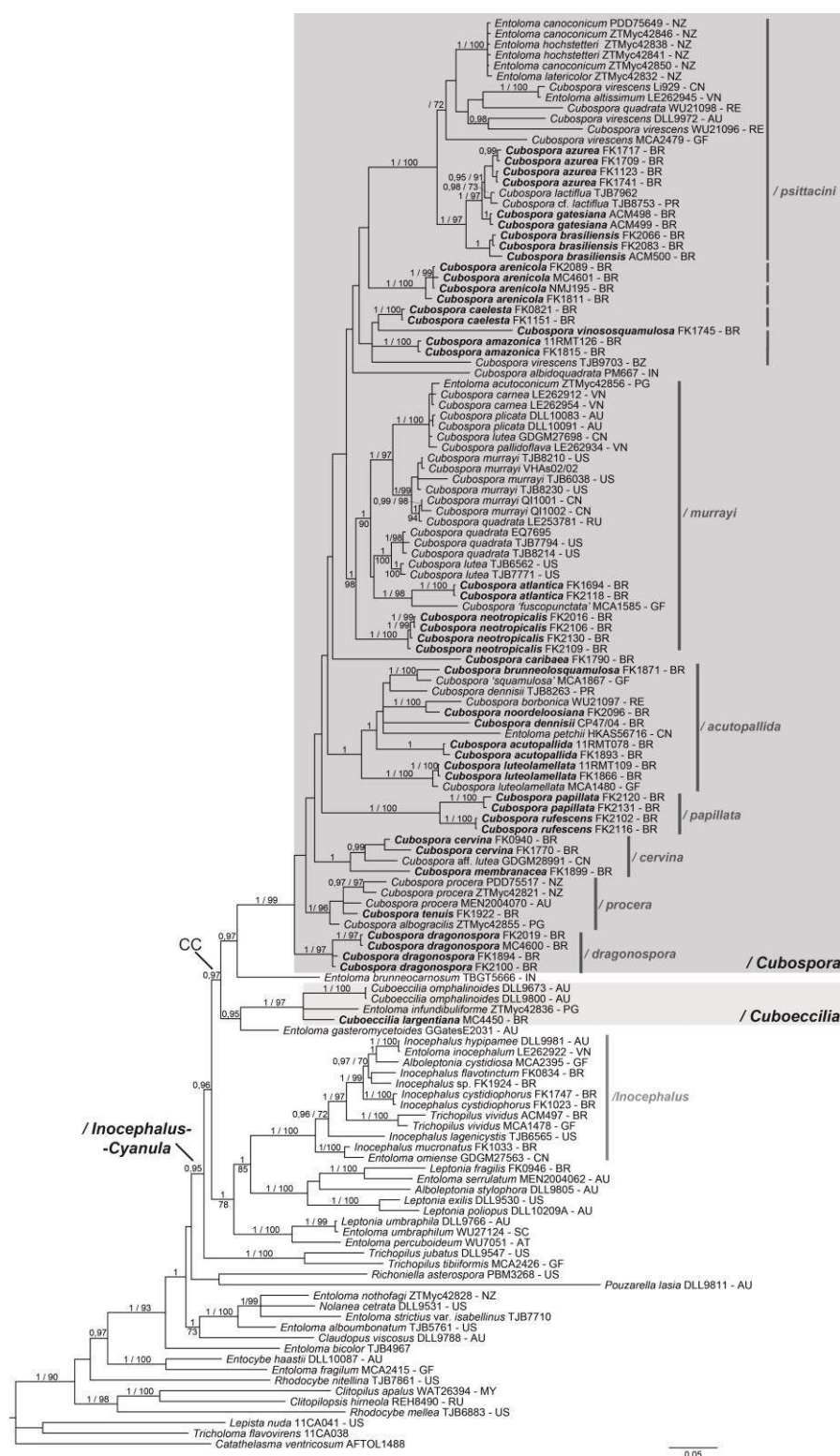


Figure 53. Reconstrução filogenética de espécies de *Entomataceae* com basidiósporos cuboides e espécies relacionadas com base nos genes combinados (nLSU, mtSSU, RPB2 e TEF1). Probabilidade posterior bayesiana (PPB > 0,95) e os valores de bootstrap (BS) da análise de máxima verossimilhança (BS > 70%) são indicados acima ou abaixo dos ramos como PPB/BS. Em negrito as espécies estudadas. AU: Austrália, AT: Áustria, BZ: Belize, BR: Brasil, CN: China, GF: Guiana Francesa, IN: Índia, MY: Malásia, NZ: Nova Zelândia, PG: Papua Nova Guiné, PR: Porto Rico, RE: Lá Reunião, RU: Rússia, SC: Seicheles, US: Estados Unidos, VN: Vietnã.

Uma única espécie pertence ao clado *Cuboeccilia*, *Cuboeccilia largentiana*, mais relacionada com as espécies com basidiósporos cuboides e hábito onfalinoide e colibioide (*Cuboeccilia omphalinoides*, Austrália; *Entoloma infundibuliforme*, Papua Nova Guiné) do que com as demais espécies com basidiósporos cuboides amostradas no Brasil.

As demais espécies pertencem ao clado *Cubospora*, caracterizadas pelos basidiósporos cuboides e pelo hábito que varia de micenoide a tricolomatoide. De modo geral, os clados dentro de *Cubospora* e com bom suporte estatístico são formados por espécies de diferentes partes do mundo, sendo mais fácil relacioná-los às características morfológicas do que à distribuição geográfica. Já quando consideradas as espécies dentro dos clados melhor amostrados (*psittacini* e *murrayi*) é possível reconhecer que ocorre uma diversificação dividida entre Indo-Malásia e Australásia *versus* América.

Clado psittacini

O clado *psittacini* é composto por *Cubospora quadrata* (La Reunião), quatro coleções do complexo *C. virescens* (Austrália, China, La Reunião e Guiana Francesa), *C. cf. lactiflua* (Porto Rico), *Entoloma altissimum* (Vietnã), *E. canoconicum* (Nova Zelândia), *E. hochstetteri* (Nova Zelândia), *E. latericolor* (Nova Zelândia) e três espécies novas coletadas no Brasil, *C. azurea*, *C. brasiliensis* e *C. gatesiana*.

Este clado abriga as espécies que se enquadram na descrição proposta para *Rhodophyllus* subgênero *Inocephalus* seção *Psittacini* Romagn., as quais são caracterizadas pelo basidioma fortemente pigmentado, geralmente azul ou azul-esverdeado, que lembram espécies de *Hygrocybe* seção *Conica* (= *Hygrocybe*) e superfície pilear adpresso-fibrilosa, e ao microscópio pelos basidiósporos cuboides e pseudocistídios “lactescente” (Romagnesi 1941, Romagnesi & Gilles 1979, Singer 1986).

Cubospora caelesta (Brasil) e *C. virescens* (Belize) corroboram morfológicamente com as demais espécies de *psittacini*, no entanto, a análise filogenética não suporta estatisticamente esta relação. *Cubospora arenicola* e *C. amazonica* também estão fracamente relacionadas com as espécies do clado *psittacini* e, morfológicamente, compartilham a presença de pseudocistídios, hifas refrativas e basidiósporos sem ângulos proeminentes. No entanto, apresentam píleo com pigmentação enquanto que as lamelas e o estipe são brancos. *Cubospora vinososquamulosa* também é relacionada com o clado *psittacini* e compartilha o píleo opaco e

basidiósporos sem ângulos proeminentes, mas difere por não apresentar pseudocistídios. Embora com hifas refrativas abundantes, as hifas não se estendem pelo himênio.

No filograma foi possível verificar que *E. canocanicum*, *E. hochstetteri* e *E. latericolor*, todas da Nova Zelândia, formam um clado bem suportado e provavelmente compreendem uma única espécie. Estas espécies são similares e separadas pela coloração do basidioma, sendo a primeira cinza, a segunda vermelha e a terceira azul-celeste (Horak 2008). Este sendo mais um exemplo em que uma espécie possui ampla variação de coloração. E, embora *E. hochstetteri* já tenha sido proposta como sinônimo de *Cubospora virescens*, ambas representam claramente espécies distintas.

Cubospora virescens, caracterizada pelos basidiomas azul-celeste e basidiósporos cuboides, compreende claramente um complexo de espécies, segregando em diferentes posições dentro do clado psittacini e quando relacionados, apresentam ramos longos, o que sugere divergência genética.

Clado murrayi

O clado *murrayi* inclui *Cubospora carnea* (Vietnã), *C. 'fuscopunctata'* (Guiana Francesa), *C. lutea* (Estados Unidos), *C. pallidoflava* (Vietnã), *C. plicata* (Austrália), quatro amostras do complexo de espécies *C. murrayi* (Estados Unidos e China) e *C. quadrata* (Rússia e Estados Unidos), além das espécies amostradas no Brasil *C. atlantica* e *C. neotropicalis*.

Estas espécies são caracterizadas pelo basidioma com coloração variando de bege, amarelo, alaranjado ou salmão, ou vinácea em *Cubospora atlantica*, superfície do píleo adpresso-fibrilosa, frequentemente higrófono, e pelos basidiósporos cuboides sem ângulos proeminentes ou depressões evidentes.

Clado acutopallida

O clado *acutopallida* abriga as espécies *Cubospora acutopallida* (Brasil), *C. borbonica* (La Reunião), *C. brunneolosquamulosa* (Brasil), *C. denisii* (Brasil), *C. luteolamellata* (Brasil e

Guiana Francesa), *C. noordeloosiana* (Brasil), *C. 'squamulosa'* (América do Sul) e *Entoloma petchii* (China).

As espécies deste clado podem ser caracterizadas por terem o basidioma variando de colibioide a tricolomatoide, com a superfície do píleo fortemente adpresso-fibrilosa ou esquamuloso-fibrilosa, com fibrilas e escamas mais pigmentadas que a superfície abaixo delas e pelos basidiósporos com ângulos pouco alongados ou com prolongamentos ausentes e superfície pilear formada por uma córtis em transição a tricoderme.

Clado papillata

O clado papillata é composto pelas espécies *Cubospora papillata* e *C. rufescens*, ambas espécies novas para a ciência. As espécies deste clado são caracterizadas pelo basidioma micenoide, papilado, translúcido-estriado, com estipe da mesma cor, lamelas levemente pálidas e pelos basidiósporos cuboides com ângulos proeminentes que lembram uma estrela.

Clado cervina

O clado cervina é formado por *Cubospora cervina* (Brasil), *C. aff. lutea* (China) e *C. membranacea* (Brasil). Este clado é caracterizado por espécies com basidioma micenoide, píleo delicado, papilado, fortemente translúcido estriado, higrófono e pelos basidiósporos cuboides e com ângulos levemente proeminentes. O material *C. aff. lutea* (He *et al.* 2013, como *Entoloma aff. luteum*) não é relacionado com *C. lutea* e possivelmente corresponde a uma espécie nova para a ciência.

Clado procera

O clado procera inclui as espécies *Cubospora albogracilis* (Papua Nova Guiné), *C. procera* (Nova Zelândia e Austrália) e *C. tenuis* (Brasil). Abriga espécies com basidiomas micenoides com píleo umbonado e que se diferenciam das espécies dos demais clados em *Cubospora* por terem basidiósporos cuboides com ângulos proeminentes onde os contornos,

quando vistos em microscopia óptica, assemelham-se a uma estrela ou mesmo a uma borboleta com asas abertas.

Clado dragonospora

Cubospora dragonospora (Brasil) está fracamente relacionado com os demais clados, sendo os mais próximos os clados cervina, procera e papillata, e compartilha a maioria das características morfológicas que caracterizam o clado cervina, porém, diferindo por ter basidiósporos cuboides com ângulos extremamente alongados, que podem lembrar uma estrela, similar aos basidiósporos das espécies do clado procera e papillata.

CONSIDERAÇÕES

As espécies com basidiósporos cuboides encontradas até o momento no Brasil estão distribuídas em dois clados, *Cuboeccilia* e *Cubospora* com bom suporte estatístico (PPB/BS), que correspondem aos gêneros *Cuboeccilia* e *Cubospora*, respectivamente. Em *Cubospora* foi possível verificar sete clados, estatisticamente suportados, e facilmente caracterizados pela morfologia. Dentre as 22 espécies incluídas nas análises, pode-se verificar em MEV que os basidiósporos se enquadram na definição de basidiósporos cuboides, formados por seis faces quadrangulares, podendo ocorrer basidiósporos em que existem duas arestas na porção apical, formando uma sétima face quadrangular (e consequentemente convertendo duas faces em pentagonais), sendo esta irregularidade observada em quatro espécies, *Cubospora acutopallida* (figura 20.c, parte 1), *C. atlantica* (figura 20.l, parte 1), *C. gatesiana* (figura 29.k-l, parte 1) e *C. luteolamellata*.

A análise filogenética demonstrou que as espécies que ocorrem na América do Sul não formam um clado exclusivo e que as espécies com basidiósporos cuboides devem ter tido origem na era Paleozóica, ou antes. Também, que *Cubospora lutea*, *C. quadrata*, *C. virescens*, possivelmente compreendam complexos de espécies, pois embora citadas para diferentes partes do mundo e consideradas cosmopolitas ou pantropicais, as coleções identificadas com estes nomes estão presentes em mais de um clado. Ademais, a coleções de *C. virescens* apresentam longos ramos, demonstrando divergência molecular entre as coleções inseridas na análise.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

A partir da revisão morfológica dos materiais com basidiósporos cuboides citados para o Brasil e do levantamento de espécies nas áreas florestais Amazônica e Atlântica, o número de espécies registradas no país foi ampliado de 14 para 28, sendo uma de *Cuboecilia* e 27 de *Cubospora*, e duas das 14 citações foram excluídas.

As análises morfológicas serviram de base para a interpretação das análises filogenéticas, e os resultados combinados, oferecem uma nova perspectiva para a classificação das espécies com basidiósporos cuboides, que possibilitou o reconhecimento da forma cuboide do basidiósporo como uma característica taxonomicamente importante e filogeneticamente informativa.

Espécies como *Cubospora luteollamelata* que se enquadra na circunscrição de *Trichopilus* (Largent 1994, Noordeloos 1992, 2004, Aime *et al.* 2010, Noordeloos & Gates 2012) e *C. brunneolosquamulosa* na circunscrição de *Leptonia* (Largent 1994, Noordeloos 1992, 2004, Noordeloos & Gates 2012) representam exemplos de que a forma cuboide do basidiósporo é filogeneticamente mais informativa que o hábito do basidioma combinado com o tipo de superfície pilear.

As análises filogenéticas também suportaram a segregação das espécies com basidiósporos cuboides das espécies de *Inocephalus* e de qualquer outro gênero (ou subgênero). Ademais, as análises morfológicas em MEV possibilitaram reconhecer que somente as espécies com basidiósporos prismáticos (*Entoloma* subgênero *Nolanea* seção *Staurospora*) pertencem ao gênero *Nolanea* e que as espécies com hábito nolanióide e com basidiósporos cuboides agregaram com as demais espécies com basidiósporos cuboides.

As espécies com basidiósporos cuboides, independente de os basidiósporos serem quadrados perfeitos ou com ângulos extremamente alongados, segregaram em dois clados principais com altos suportes estatísticos. Para adequar a classificação de *Entolomataceae* com os resultados obtidos, foram propostos dois novos gêneros, *Cuboecilia* e *Cubospora*. O primeiro gênero é caracterizado por basidiomas onfalínoide, presença de pleurocistídios e queilocistídios fusóides e o segundo por basidiomas variando de micenóides a tricolomatóides (mas nunca com centro infundibuliforme) e com queilocistídios frequentemente clavados, raramente fusóides.

Dentro de *Cubospora*, o gênero melhor amostrado, foi possível reconhecer clados internos e de modo geral ocorre um padrão no tipo do basidiósporo cuboide, onde espécies com ângulos proeminentes (clados *dragonospora*, *procera*, *papillata*) formam clados distintos das espécies sem ângulos proeminentes (*murrayi* e *psittacini*). A filogenia também demonstra que os clados internos de *Cubospora* são formados por espécies de diferentes partes do mundo, sugerindo que a diversificação no grupo tenha ocorrido ainda na era Paleozóica, ou anteriormente, e que após a separação dos continentes a especiação ou a deriva genética foi mais lenta.

Os resultados também suportam que mesmo que exista alta similaridade morfológica entre as espécies amostradas em diferentes partes do mundo, no caso para as espécies de *Entolomataceae* com basidiósporos cuboides, estas já tiveram tempo para se tornarem espécies molecularmente distintas, como por exemplo *Cubospora neotropicalis* em relação a *C. murrayi* e *C. caelesta* em relação a *C. virescens*.

BIBLIOGRAFIA CITADA

- Aime, M.C., Largent, D.L., Henkel, T.W. & Baroni, T.J.** 2010. The *Entolomataceae* of Pakaraima Mountains of Guyana IV: new species of *Calliderma*, *Paraeccilia* and *Trichopilus*. *Mycologia* 102: 633–649.
- Akaike, H.** 1974. A new look at the statistical model identification. *IEEE Transactions on Automatic Control* 19: 716–723.
- Alves, M.H. & Nascimento, C.C.** 2012. *Entoloma virescens* (Sacc.) E. Horak ex Courtec., 1986 (*Agaricales: Entolomataceae*): The first record for the Caatinga biome, Ceará, Brazil. *Check List* 8: 577–580.
- Baker, R.E.D. & Dale, W.T.** 1951. Fungi of Trinidad and Tobago. *Mycological Papers* 33: 1–123.
- Baroni, T.J.** 1981. A revision of the genus *Rhodocybe* Maire (*Agaricales*). *Beihefte zur Nova Hedwigia* 67: 1–194.
- Baroni, T.J.** 1990. *Entolomataceae* in eastern North America I: New species of *Claudopus* and *Rhodocybe* from the Southern Appalachian Mountains. *Mycotaxon* 36: 313–323.
- Baroni, T.J. & Halling, R.E.** 2000. Some *Entolomataceae* (*Agaricales*) from Costa Rica. *Brittonia* 52: 121–135.
- Baroni, T.J. & Lodge, D.J.** 1998. *Alboleptonia* from the Greater Antilles. *Mycologia* 90: 680–696.
- Baroni, T.J. & Matheny, P.B.** 2011. A re-evaluation of gasteroid and cyphelloid species of *Entolomataceae* from Eastern North America. *Harvard Papers in Botany* 16: 293–310.
- Baroni, T.J. & Petersen, R.H.** 1987. *Rhodocybella*: a new genus in the *Entolomataceae*. *Mycologia* 79: 358–361.
- Baroni, T.J., Hofstetter, V., Largent, D.L. & Vilgalys, R.** 2011. *Entocybe* is proposed as a new genus in the *Entolomataceae* (*Agaricomycetes, Basidiomycota*) based on morphological and molecular evidence. *North American Fungi* 6: 1–19.
- Baumgartner, K., Travadon, R., Bruhn, J. & Bergemann, S.E.** 2010. Contrasting patterns of genetic diversity and population structure of *Armillaria mellea* sensu stricto in the Eastern and Western United States. *Phytopathology* 100: 708–718.
- Bergemann, S.E., Largent, D.L. & Abell-Davis, S.E.** 2013. *Entocybe haastii* from Watagans National Park, New South Wales, Australia. *Mycotaxon* 126: 61–70.
- Berkeley, M.J. & Curtis, M.A.** 1859. Centuries of North American Fungi. *Annals and*
-

Magazine of Natural History 4: 284–296.

Besson-Antoine, M. & Kühner, R. 1972a. L'ornementation sporale des Rhodophyllacées (*Agaricales*) et son développement. Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. Serie D: 543–548.

Besson-Antoine, M. & Kühner, R. 1972b. Les couches de la paroi sporique des Rhodophyllacées (*Agaricales*) et leurs différenciations. Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. Serie D: 1489–1494.

Bresadola, G. 1890. Fungi Kamerunenses a cl. Viro Joanne Braun lecti, additis nonnullis aliis novis, vel criticis ex regio museo bot. Berolinensi. Bulletin de la Société Mycologique de France 6: 32–49.

Brown, J.D. 1906. Subject classification, with tables, indexes, etc. for the sub-division of subjects. Library Supply, Londres.

Capelari, M. 1989. *Agaricales* do Parque Estadual da Ilha do Cardoso (exceto *Tricholomataceae*). Dissertação de Mestrado, Universidade de São Paulo, São Paulo.

Castresana, J. 2000. Selection of conserved blocks from multiple alignments for their use in phylogenetic analyses. Molecular Biology and Evolution 17: 540–552.

Cléménçon, H. 2004. Cytology and plectology of the *Hymenomycetes*. Bibliotheca Mycologica 199: 1–488.

Co-David, D., Langeveld, D. & Noordeloos, M.E. 2009. Molecular phylogeny and spore evolution of *Entolomataceae*. Persoonia 23: 147–176.

Coimbra, V.R.M. 2010. O gênero *Entoloma* (Fr.) Kumm. (*Entolomataceae*, *Basidiomycota*) em quatro áreas de Mata Atlântica de Pernambuco. Trabalho de Conclusão de Curso. Ciências Biológicas, UFRE.

Coimbra, V.R.M., Wartchow, F. & Gibertoni, T.B. 2013. Studies on *Entoloma* (*Agaricales*, *Basidiomycota*) in the Atlantic Forest, Northeast Brazil. Nova Hedwigia 97: 139–157.

Darriba, D., Taboada, G.L., Doallo, R. & Posada, D. 2012. jModelTest 2: more models, new heuristics and parallel computing. Nature Methods 9: 772.

Dennis, R.W.G. 1953. Les *Agaricales* de L'île de la Trinité: Rhodosporeae-Ochrosporeae. Bulletin Trimestriel de la Société Mycologique de France 69: 145–198.

Dennis, R.W.G. 1961. Fungi venezuelani IV: *Agaricales*. Kew Bulletin 15: 67–156.

Edinburgh Royal Botanic Garden. 1969. Flora of British fungi: colour identification chart. Edinburgh: Her Majesty's Stationery Office.

Eyssartier, G., Buyck, B. & Courtecuisse, R.B. 2001. New species and combinations in

- cuboid-spored *Entoloma* species from Madagascar. *Mycological Research* 105: 1144–1148.
- Fayod, M.P.** 1889. L'anatomie, la physiologie, la classification des végétaux vivants et fossiles. *Annales Sciences Naturelles* 7: 181–411.
- Felsenstein, J.** 1988. Phylogenies from molecular sequences: inference and reliability. *Annual Review of Genetics* 22: 521–565.
- Fidalgo, O. & Fidalgo, M.E.P.K.** 1967. Dicionário Micológico. Rickia, Suplemento 2. Instituto de Botânica, São Paulo.
- Fries, E.M.** 1821. *Systema mycologicum, sistens fungorum ordines, genera et species*. Volume 1. Officina Berlingiana, Lundae.
- Fries, E.M.** 1822. *Systema mycologicum, sistens fungorum ordines, genera et species*. Volume 2. Officina Berlingiana, Lundae.
- Fries, E.M.** 1829. *Systema mycologicum, sistens fungorum ordines, genera et species*. Volume 3. Officina Berlingiana, Lundae.
- Gillet, C.C.** 1878. *Les champignons que croissent en France*. Librairie J. B. Bailliere & Fils, Paris.
- Guindon, S. & Gascuel, O.** 2003. A simple, fast and accurate method to estimate large phylogenies by maximum-likelihood. *Systematic Biology* 52: 696–704.
- Halling, R.E. & Mueller, G.M.** 2005. Common mushrooms of the Talamanca Mountains, Costa Rica. *Memoirs of the New York Botanical Garden* 90: 1–195.
- He, X.-L., Li, T.H., Jiang, Z.-D. & Shen, Y.-H.** 2012a. Type studies on four *Entoloma* from South China. *Mycotaxon* 121: 435–445.
- He, X.-L., Li, T.H., Xi, P.-G., Jiang, Z.-D. & Shen, Y.-H.** 2012b. Four new species of *Entoloma* s.l. (*Agaricales*) from southern China. *Mycological Progress* 11: 915–925.
- He, X.-L., Li, T.H., Xi, P.-G., Jiang, Z.-D. & Shen, Y.-H.** 2013. Phylogeny of *Entoloma* s.l. subgenus *Pouzarella* with descriptions of five new species from China. *Fungal Diversity* 58: 227–243.
- Heim, R.** 1936. Observations sur la flore mycologique malgache. IV. Étude de quelques Agarics à latex non résinoïde. *Revue de Mycologie* 1: 223–256.
- Hesler, L.R.** 1967. *Entoloma* in Southeastern North America. *Beihefte zur Nova Hedwigia* 23: 1–196.
- Horak, E.** 1964. Fungi austroamerici III. *Rhodogaster* gen. nov. - a new link from Chile towards the *Rhodophyllaceae*. *Sydowia* 17: 190–192.

-
- Horak, E.** 1973. Fungi agaricini Novazelandiae I-V: I. *Entoloma* (Fr.) and related genera. Beihefte zur Nova Hedwigia 43: 1–86.
- Horak, E.** 1976[1975]a. On cuboid-spored species of *Entoloma* (Agaricales). Sydowia 28: 171–236.
- Horak, E.** 1976b. Additions to "On cuboid-spored species of *Entoloma*". Sydowia 29: 289–299.
- Horak, E.** 1977. *Entoloma* in South America. I. Sydowia 30: 40–110.
- Horak, E.** 1979. Fungi, Basidiomycetes, Agaricales y Gasteromycetes secotioides. Flora Criptogámica de Tierra del Fuego 11: 1–524.
- Horak, E.** 1980. *Entoloma* (Agaricales) in Indomalaya and Australasia. Beihefte zur Nova Hedwigia 65: 1–352.
- Horak, E.** 1982. *Entoloma* in South America. II. Sydowia. 35: 75–99.
- Horak, E.** 2008. Agaricales of New Zealand 1: *Pluteaceae* (*Pluteus*, *Volvariella*); *Entolomataceae* (*Claudopus*, *Clitopilus*, *Entoloma*, *Pouzarella*, *Rhodocybe*, *Richoniella*). Fungal Diversity Research Series 19: 1–305.
- Horak, E. & Cheype, J.-L.** 2008. *Entoloma acutopallidum* et *Entoloma pileofribrorum* deux espèces nouvelles de la Guyana Française. Bulletin de la Société Mycologique de France 124: 287–298.
- Horak, E. & Desjardin, D.E.** 1993. Agaricales of the Hawaiian Islands. 2. Notes on some *Entoloma* species. Mycologia 85: 480–489.
- Horak, E. & Moreno, G.** 1998. *Rhodogaster calongei* sp. nov. (Basidiomycota), first European record of the secotiaceous entolomatoid genus from northern Spain. Sydowia 50: 187–191.
- Jülich, W.** 1981. Higher taxa of Basidiomycetes. Bibliotheca Mycologica 85: 1–485.
- Justo, A., Vizzini, A., Minnis, A.M., Menolli Jr., N., Capelari, M. Rodríguez, O., Malysheva, E., Contu, M., Ghignone, S. & Hibbett, D.S.** 2011. Phylogeny of *Pluteaceae* (Agaricales, Basidiomycota): taxonomy and character evolution. Fungal Biology 115: 1–20.
- Karstedt, F.** 2010. *Entolomataceae* em áreas de Mata Atlântica da região metropolitana de São Paulo. Dissertação de Mestrado, Instituto de Botânica, São Paulo.
- Karstedt, F. & Capelari, M.** 2010. New species and new combinations of *Calliderma* (Entolomataceae, Agaricales). Mycologia 102: 163–173.
- Karstedt, F. & Capelari, M.** 2013. *Inocephalus* (Entolomataceae, Agaricales) from São Paulo
-

- State, Brazil. *Nova Hedwigia* 96: 279–308.
- Kinoshita, A., Sasaki, H. & Nara, K.** 2012. Multiple origins of sequestrate basidiomes within *Entoloma* inferred from molecular phylogenetic analyses. *Fungal Biology* 116: 1250–1262.
- Kirk, P.M., Cannon, P.F., Minter, D.W. & Stalpers, J.A.** 2008. Ainsworth & Bisby's Dictionary of the Fungi. 10th ed. CAB International, Wallingford.
- Kluting, K.L., Baroni, T.J. & Bergemann, S.E.** 2014. Toward a stable classification of genera within the *Entolomataceae*: a phylogenetic re-evaluation of the *Rhodocybe*-*Clitopilus* clade. *Mycologia*, versão preliminar publicada em 1 de julho de 2014, doi:10.3852/13-270.
- Kühner, R. & Boursier, J.** 1929. La forme des spores chez les agarics rhodo-goniosporés (genre *Rhodophyllus* Quélet). Bulletin trimestriel de la Société Mycologique de France 45: 264–277.
- Küppers, H.** 2002. Atlas de los colores. Editorial Blume, Barcelona.
- Largent, D.L.** 1974. Rhodophylloid fungi of the Pacific Coast (United States). IV. Infrageneric concepts in *Entoloma*, *Nolanea*, and *Leptonia*. *Mycologia* 66: 987–1021.
- Largent, D.L.** 1977. The genus *Leptonia* on the Pacific Coast of the United States - including a study of the North American types. *Bibliotheca Mycologica* 55: 1–286.
- Largent, D.L.** 1986. How to identify mushrooms to genus I: Macroscopic features. Mad River Press, Eureka.
- Largent, D.L.** 1994. Entolomatoid fungi of the Western United States and Alaska. Mad River Press, Eureka.
- Largent, D.L. & Abell-Davis, S.** 2011. Observations on *Inocephalus virescens* comb. nov. and *Alboleptonia stylophora* from northeastern Queensland. *Mycotaxon* 116: 231–245.
- Largent, D.L. & Benedict, R.G.** 1970. Studies in the Rhodophylloid fungi II: *Alboleptonia*, a new genus. *Mycologia* 62: 437–452.
- Largent, D.L. & Thiers, H.D.** 1972. Rhodophylloid fungi of Pacific Coast (United States) II: new or interesting subgenera taxa of *Nolanea*. *Northwest Science* 46: 32–39.
- Largent, D.L., Johnson, D. & Watling, R.** 1977. How to identify mushrooms to genus III: Microscopic features. Mad River Press, Eureka.
- Largent, D.L., Aime, M.C., Henkel, T.W. & Baroni, T.J.** 2008. The *Entolomataceae* of the Pakaraima Mountains of Guyana 2: *Inocephalus dragonosporus* comb. nov. *Mycotaxon* 105: 185–190.
-

-
- Largent, D.L., Bergemann, S.E., Abell-Davis, S.E., Kluting, K.L. & Cummings, G.A.** 2013a. Five *Leptonia* species from New South Wales and Queensland, Australia. *Mycotaxon* 125: 11–35.
- Largent, D.L., Bergemann, S.E., Abell-Davis, S.E., Kluting, K.L. & Cummings, G.A.** 2013b. Three new *Inocephalus* species with cuboid basidiospores from New South Wales and Queensland, Australia. *Mycotaxon* 123: 301–319.
- Largent, D.L., Bergemann, S.E., Cummings, G.A., Ryan, K.L., Abell-Davis, S.E. & Moore, S.** 2011. *Pouzarella* (*Agaricales*, *Entolomataceae*) species from New South Wales (Barrington Tops National Park) and northeastern Queensland, Australia. *Mycotaxon* 117: 435–483.
- Li, C.-H., Li, T.H. & Shen, Y.-H.** 2009. Two new blue species of *Entoloma* (*Basidiomycetes*, *Agaricales*) from South China. *Mycotaxon* 107: 405–412.
- Lineu, C.** 1753. *Species plantarum*. Laurentii Salvii, Holmiae.
- Maddison, W.P. & Maddison, D.R.** 2011. Mesquite: a modular system for evolutionary analysis. Version 2.75. In <http://mesquiteproject.org>.
- Manimohan, P., Leelavathy, K.M. & Noordeloos, M.E.** 2002. Three new species of *Entoloma* from Kerela State, India. *Persoonia* 17: 625–630.
- Manimohan, P., Noordeloos, M.E. & Dhanya, A.M.** 2006. Studies on the genus *Entoloma* (*Basidiomycetes*, *Agaricales*) in Kerala State, India. *Persoonia* 19: 45–93.
- Matheny, P.B.** 2005. Improving phylogenetic inference of mushrooms with RPB1 and RPB2 nucleotide sequences (*Inocybe*, *Agaricales*). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 35: 1–20.
- Matheny, P.B., Curtis, J.M., Hofstetter, V., Aime, M.C., Moncalvo, J.-M., Ge, Z.-W., Yang, Z.-L., Slot, J.C., Ammirati, J.F., Baroni, T.J., Bougher, N.L., Hughes, K.W., Lodge, D.J., Kerrigan, R.W., Seidl, M.T., Aanen, D.K., DeNitis, M., Daniele, G.M., Desjardin, D.E., Kropp, B.R., Norvell, L.L., Parker, A., Vellinga, E.C., Vilgalys, R. & Hibbett, D.S.** 2006. Major clades of *Agaricales*: a multilocus phylogenetic overview. *Mycologia* 98: 982–995.
- Mazzer, S.J.** 1976. A monographic study of the genus *Pouzarella*: a new genus in the *Rhodophyllaceae*, *Agaricales*, *Basidiomycetes*. *Bibliotheca Mycologica* 46: 1–191.
- McNeill, J., Barrie, F.R., Buck, W.R., Demoulin, V., Greuter, W., Hawksworth, D.L., Herendeen, P.S., Knapp, S., Marhold, K., Prado, J., Prud'homme van Reine, W.F., Smith, G. F., Wiersema, J.H. & Turland, N.J.** 2012. International Code of
-

- Nomenclature for algae, fungi, and plants (Melbourne Code). Koeltz Scientific Books, Bratislava.
- Meijer, A.A.R.** 2001. Mycological work in the Brazilian State of Paraná. *Nova Hedwigia* 72: 105–159.
- Meijer, A.A.R.** 2006. Preliminary list of the macromycetes from Brazilian State of Paraná. *Boletim do Museu Botânico Municipal* 68: 1–59.
- Moncalvo, J.-M., Vilgalys, R., Redhead, S.A., Johnson, J.E., James, T.Y., Aime, M.C., Hofstetter, V., Verduin, S.J.W., Larsson, E., Baroni, T.J., Thorn, R.G., Jacobson, S., Cléménçon, H. & Miller Jr., O.K.** 2002. One hundred and seventeen clades of euagarics. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 23: 357–400.
- Morgado, L.N., Noordeloos, M.E., Lamoureux, Y. & Gemls, J.** 2013. Multi-gene phylogenetic analyses reveal species limits, phylogeographic patterns, and evolutionary histories of key morphological traits in *Entoloma* (Agaricales, Basidiomycota). *Persoonia* 31: 159–178.
- Morozova, O.V., Popov, E.S. & Kovalenko, A.E.** 2012. Studies on mycobiota of Vietnam. I. Genus *Entoloma*: new records and new species. *Mikologiya I Fitopatologiya* 46: 182–200.
- Murrill, W.A.** 1911. The *Agaricaceae* of Tropical North America: IV. *Mycologia* 3: 271–282.
- Natarajan, K. & Ravidran, C.** 2003. Two new species of the genus *Entoloma* from South India. *Mycotaxon* 85: 143–146.
- Noordeloos, M.E.** 1981. Introduction to the taxonomy of the genus *Entoloma* sensu lato (Agaricales). *Persoonia* 11: 121–151.
- Noordeloos, M.E.** 1988. *Entoloma* in North America. *Cryptogamic Studies* 2: 1–164.
- Noordeloos, M.E.** 1992. *Entoloma* s.l. *Fungi Europae* 5: 1–760.
- Noordeloos, M.E.** 2004. *Entoloma* s.l. *Fungi Europae* 5a: 761–1378.
- Noordeloos, M.E. & Gates, G.M.** 2012. The *Entolomataceae* of Tasmania. *Fungal Diversity Research Series* 22:1–400.
- Noordeloos, M.E. & Hausknecht, A.** 2007. The genus *Entoloma* (Basidiomycetes, Agaricales) of the Mascarenes and Seychelles. *Fungal Diversity* 27: 111–144.
- Noordeloos, M.E. & Morozova, O.V.** 2010. New and noteworthy *Entoloma* species from the Prismorsky Territory, Russian Far East. *Mycotaxon* 112: 231–255.
- Oliveira, J.J.S.** 2014. Morfologia e relações filogenéticas de *Marasmius* (Marasmiaceae) de áreas de Mata Atlântica do estado de São Paulo, Brasil. Tese de Doutorado, Instituto de

Botânica, São Paulo.

- Olson, D.M., Dinerstein, E., Wikramanayake, E.D., Burgess, N.D., Powell, G.V.N., Underwood, E.C., D'Amico, J.A., Itoua, I., Strand, H.E., Morrison, J.C., Loucks, C.J., Allnutt, T.F., Ricketts, T.H., Kura, Y., Lamoreux, J.F., Wettengel, W.W., Hedao, P. & Kassem, K.R.** 2001. Terrestrial ecoregions of the world: a new map of life on Earth. *BioScience* 51: 933-937.
- Orton, P.D.** 1991a. A revised list of the British species of *Entoloma* sensu lato. *The Mycologist* 5: 123-138.
- Orton, P.D.** 1991b. A revised list of the British species of *Entoloma* sensu lato. *The Mycologist* 5: 172-176.
- Pegler, D.N.** 1977. A preliminary Agaric flora of East Africa. *Kew Bulletin Additional Series* 6: 1-615.
- Pegler, D.N.** 1978a. A new species species of *Richoniella* (*Hymenogastrales*) from Ghana. *Kew Bulletin* 32: 12.
- Pegler, D.N.** 1978b. A revision of *Entolomataceae* (*Agaricales*) from India and Sri Lanka. *Kew Bulletin* 32: 189-220.
- Pegler, D.N.** 1983. Agaric flora of the Lesser Antilles. *Kew Bulletin Additional Series* 9: 1-668.
- Pegler, D.N.** 1986. Agaric flora of Sri Lanka. *Kew Bulletin Additional Series* 12: 1-496.
- Pegler, D.N.** 1997. The Agarics of São Paulo, Brazil: an account of the agaricoid fungi (*Holobasidiomycetes*) of São Paulo State, Brazil. Royal Botanic Gardens, Kew.
- Pegler, D.N. & Young, T.W.K.** 1974. Critical point technique for scanning studies of basidiomycete hymenia. *Transactions of the British Mycological Society* 63: 175-179.
- Pegler, D.N. & Young, T.W.K.** 1978. *Entolomataceae* Kotl. & Pouz. *World Pollen and Spore Flora* 7: 1-32.
- Pegler, D.N. & Young, T.W.K.** 1979. Spore form and phylogeny of *Entolomataceae* (*Agaricales*). *Sydowia* 8: 290-303.
- Pradeep, C.K., Shibu, P.V., Vrinda, K.B. & Baroni, T.J.** 2013. Cuboid spored *Entoloma* in Kerala State, India. *Mycosphere* 4: 333-344.
- Pradeep, C.K., Vrinda, K.B., Varghese, S.P. & Baroni, T.J.** 2012. New species of *Entoloma* (*Basidiomycetes*, *Agaricales*) from Kerala State, India. *Mycotaxon* 120: 331-342.
- Putzke, M.T.L. & Cavalcanti, M.A.** 1997. O gênero *Entoloma* (Fr.) P. Kumm. (*Entolomataceae*, *Agaricales*, *Basidiomycota*) no Rio Grande do Sul, Brasil. *Caderno*
-

- de Pesquisa Série Botânica 9: 3–65.
- Rambaut, A.** 2002. Se-Al v. 2.0a11: sequence alignment program. In <http://tree.bio.ed.ac.uk/software/seal/>.
- Rehner, S.A. & Buckley, E.** 2005. A *Beauveria* phylogeny inferred from nuclear ITS and EF1- α sequences: evidence for cryptic diversification and links to *Cordyceps* teleomorphs. *Mycologia* 97: 84–98.
- Romagnesi, H.** 1937. Essai d'une sectionnement du genre *Rhodophyllus*. Bulletin trimestriel de la Société Mycologique de France 53: 319–338.
- Romagnesi, H.** 1941. Les Rhodophylles de Madagascar (*Entoloma*, *Nolanea*, *Leptonia*, *Eccilia*, *Claudopus*). Prodrôme à une Flore Mycologique de Madagascar 2: 1–164.
- Romagnesi, H.** 1956. Les Rhodophylles du Congo Belge d'après les récoltes de Mme. Goossens-Fontana. Bulletin du Jardin Botanique de Bruxelles 26: 137–182.
- Romagnesi, H.** 1974. Essai d'une classification des rhodophylles. Bulletin Mensuel de la Société Linnéenne de Lyon 43: 325–332.
- Romagnesi, H. & Gilles, G.** 1979. Les Rhodophylles des forêts côtières du Gabon et de la Côte d'Ivoire. Beihefte zur Nova Hedwigia 59: 1–649.
- Ronquist, F., Teslenko, M., van der Mark, P. Ayres, Darling, A., Höhna, S., Larget, B., Liu, L., Suchard, M.A. & Huelsenbeck, J.P.** 2012. MrBayes 3.2: eficiente Bayesian phylogenetic inference and model choice across a large model space. *Systematic Biology* 61: 539–542.
- Schneider, H.** 2007. Métodos de análise filogenética: Um guia prático. Holos editora, Ribeirão Preto.
- Singer, R.** 1943. Das system der *Agaricales*. III. *Annales Mycologici* 41: 1-189.
- Singer, R.** 1965. Interesting and new *Agaricales* from Brazil. *Atas do Instituto de Micologia* 2: 15–59.
- Singer, R.** 1973. Diagnosis Fungorum Novorum Agaricaliam III. *Sydowia* 7: 1–106.
- Singer, R.** 1975. The *Agaricales* in Modern Taxonomy. 3 ed. Koeltz Scientific Books, Koenigstein.
- Singer, R.** 1986. The *Agaricales* in Modern Taxonomy. 4 ed. Koeltz Scientific Books, Koenigstein.
- Singer, R. & Aguiar, I.A.** 1986. Litter decomposing and ectomycorrhiza Basidiomycetes in an Igapo Forest. *Plant Systematics and Evolution* 153: 107–117.
- Sobestiansky, G.** 2005. Contribution to a macromycete survey of the States of Rio Grande do

- Sul and Santa Catarina in Brazil. *Brazilian Archives of Biology and Technology* 48: 437–457.
- Souza, H.Q. de & Aguiar, I.J.A.** 2004. Diversidade de *Agaricales* (*Basidiomycota*) na Reserva Biológica Walter Egler, Amazonas, Brazil. *Acta Amazonica* 34: 43–51.
- Stamatakis, A.** 2006. RAxML-VI-HPC: Maximum likelihood-based phylogenetic analyses with thousands of taxa and mixed models. *Bioinformatics* 22: 2688–2690.
- Stamatakis, A.** 2014. RAxML version 8: a tool for phylogenetic analysis and post-analysis of large phylogenies. *Bioinformatics Advance Access published January 21, 2014. (online first).*
- Stamatakis, A., Blagoievic, F., Nikolopoulos, D.S. & Antonopoulos, C.D.** 2007. Exploring new search algorithms and hardware for phylogenetics: RAxML meets the IBM cell. *The Journal of VLSI Signal Processing Systems for Signal, Image, and Video Technology* 48: 271–286.
- Stamatakis, A., Hoover, P. & Rougemont, J.** 2008. A fast bootstrapping algorithm for the RAxML web-servers. *Systematic Biology* 57: 758–771.
- Stevenson, G.** 1962. The *Agaricales* of New Zealand: III. *Rhodophyllaceae*. *Kew Bulletin* 16: 227–237.
- Talavera, G. & Castresana, J.** 2007. Improvement of phylogenies after removing divergent and ambiguously aligned blocks from protein sequence alignments. *Systematic Biology* 56: 564–577.
- Thiers, B.** 2014 [continuously updated]. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. <http://sweetgum.nybg.org/ih/>
- Wartchow, F.** 2006. The neotropical *Entoloma dragonosporum* (*Agaricales, Basidiomycota*): New record from northeast Brazil. *Biociências* 14: 93–94.
- White, T.J., T. Bruns, Lee, S. & Taylor, J.W.** 1990. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. Pp. 315–322. *In: PCR Protocols: A Guide to Methods and Applications*, eds. Innis, M.A., D.H. Gelfand, J. J. Sninsky, and T.J. White. Academic Press, Inc., New York, pp. 315–322.
-

APÊNDICE

Espécies e materiais de *Entolomataceae* com basidiósporos cuboides registradas para o Brasil e demais coleções examinadas neste trabalho

Espécie (como citada)	Fonte/ Bibliografia	Material	Observação
<i>Cuboeccilia larentiana</i>	Dados não publicados	BRASIL. São Paulo: Santo André, Reserva Biológica de Paranapiacaba, 23 de março de 2009, <i>M. Capelari & L.A. Silva Ramos 4450</i> (holótipo, SP)	Identificação confirmada
<i>Cubospora acutopallida</i>	Dados não publicados	BRASIL. Pará: Belém, Reserva do Mocambo, 22 de fevereiro de 2011, <i>F. Karstedt & C. Castro FK1893</i> (SP).	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Pará: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Plote PPBio, trilha 2, 12 de fevereiro de 2011, <i>R. Maziero & M. Tassilo 11RMT078</i> (MG)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Pará: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Plote PPBio, trilha 2, 19 de fevereiro de 2008, <i>R. Maziero TBGAG 649</i> (MG)	Identificação confirmada
<i>Cubospora amazonica</i>	Dados não publicados	BRASIL. Pará: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Parcela ESecaFlor, 10 de fevereiro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK1814</i> (SP)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Pará: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Parcela ESecaFlor, 10 de fevereiro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK1815</i> (holótipo, SP)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Pará: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Parcela ESecaFlor, 14 de fevereiro de 2011, <i>R. Maziero & M. Tassilo 11RMT126</i> (SP).	Identificação confirmada
<i>Cubospora arenosa</i>	Dados não publicados	BRASIL. Pará: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Estação Ferreira Penha, parcela do projeto Esecافلور, 10 de fevereiro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK1811</i> (holótipo, SP)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Pará: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Estação Ferreira Penha, parcela do projeto Esecافلور, 10 de fevereiro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK1812</i> (SP)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Pará: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Estação Ferreira Penha, parcela do projeto Esecافلور, 10 de fevereiro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK1816</i> (SP)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Rio Grande do Norte: Parque Estadual Dunas de Natal, trilha da Geologia, 6 de julho de 2011, <i>M. Capelari et al. MC4601</i> (SP)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Rio Grande do Norte: Parque Estadual Dunas de Natal, trilha da Perobinha, 17 de julho de 2010, <i>N. Menolli Jr. NMJ194</i> (SP)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Rio Grande do Norte: Parque Estadual Dunas de Natal, trilha da Perobinha, 17 de julho de 2010, <i>N. Menolli Jr. NMJ195</i> (SP)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Rio Grande do Norte: Parque Estadual Dunas de Natal, trilha da Perobinha, 21 de julho de 2011, <i>F. Karstedt & M.A. Sulzbacher FK2089</i> (UFRN).	Identificação confirmada
<i>Cubospora atlantica</i>	Dados não publicados	BRASIL. Rio de Janeiro: Parque Nacional Serra dos Órgãos, Sede Teresópolis, Trilha Cartão Postal, 5 de janeiro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK1694</i> (holótipo, SP)	Identificação confirmada

Espécie (como citada)	Fonte/ Bibliografia	Material	Observação
<i>Cubospora atlantica</i>	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Reserva Particular de Patrimônio Natural Volta Velha, Trilha da Casa de Vidro, 10 de dezembro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK2105</i> (FLOR)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Reserva Particular de Patrimônio Natural Volta Velha, Trilha do Sambaqui, 11 de dezembro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK2118</i> (FLOR)	Identificação confirmada
<i>Cubospora azurea</i>	Dados não publicados	BRASIL. Rio de Janeiro: Petrópolis, Parque Nacional Serra dos Órgãos, trilha do Açú, 9 de janeiro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK1709</i> (SP)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Rio de Janeiro: Petrópolis, Parque Nacional Serra dos Órgãos, trilha do Açú, 9 de janeiro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK1717</i> (SP)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Rio Grande do Sul: Cambará do Sul, Parque Nacional Serra Geral, trilha da Pedra do Segredo, 19 de janeiro de 2011, <i>F. Karstedt & D.C. Romão FK1741</i> (holótipo, SP)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. São Paulo, São Luiz de Paraitinga, Parque Estadual Serra do Mar, Núcleo Santa Virgínia, trilha Pirapitinga, 18 de dezembro de 2013, <i>R.M. Pires RP216</i> (SP)	Identificação confirmada
<i>Cubospora brasiliensis</i>	Dados não publicados	BRASIL. Amazonas: Manaus, Reserva Florestal Adolpho Ducke, 28 de junho de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK2066</i> (holótipo, INPA; isótipo, SP)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Amazonas: Manaus, Reserva Florestal Adolpho Ducke, 29 de junho de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK2083</i> (INPA)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Espírito Santo: Santa Teresa, Reserva Biológica Augusto Ruschi, <i>Altielys C. Magnago ACM500</i> (FLOR)	Identificação confirmada
<i>Cubospora brunneolos-quamulosa</i>	Dados não publicados	BRASIL. Pará: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Estação Ferreira Penha, Plote 1, 15 de fevereiro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK1871</i> (holótipo, SP)	Identificação confirmada
<i>Cubospora caribaea</i>	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Gaspar, Reserva Particular do Patrimônio Natural Figueira Branca, trilha das Águas, 25 de janeiro de 2011, <i>F. Karstedt FK1790</i> (SP)	Identificação confirmada
<i>Cubospora cervina</i>	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Praia Grande, Morro da Moça (entorno do Parque Nacional da Serra Geral), 21 de janeiro de 2011. <i>F. Karstedt FK1770</i> (SP)	Identificação confirmada
<i>Cubospora dragonospora</i>	Dados não publicados	BRASIL. Amazonas: Manaus, Reserva Florestal Adolfo Ducke, 28 de junho de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK2070</i> (INPA)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Amazonas: Manaus, Tarumãzinho, 16 de março de 1980, <i>R. Singer et al. B12082</i> (INPA 92082)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Amazonas: Manaus, Reserva Florestal Adolfo Ducke, 6 de outubro de 1978, <i>R. Singer & E.M.L. Freire B11401</i> , no envelope 81195 (ZT Myc 4368, antigo ZT 80/153)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Bahia: Camacan, Complexo RPPN Serra Bonita, trilha da Bapeba, 25 de março de 2011, <i>F. Karstedt FK2019</i> (SP)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Bahia: Maria Augusta, Complexo RPPN Serra Bonita, trilha da Divisa, 27 de março de 2011, <i>F. Karstedt FK2042</i> (SP)	Identificação confirmada

Espécie (como citada)	Fonte/ Bibliografia	Material	Observação
<i>Cubospora dragonospora</i>	Dados não publicados	BRASIL. Pará: Belém, Reserva do Mocambo, 22 de fevereiro de 2011, <i>F. Karstedt & C. Castro FK1894</i> (SP)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Pará: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Plote PPBio, trilha 2, 17 de agosto de 2007, <i>R. Maziero TBGAG 269</i> (MG)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Pará: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Plote PPBio, trilha G, 12 de fevereiro de 2011, <i>F. Karstedt FK1840</i> (SP)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Rio Grande do Norte: Natal, Parque Estadual Dunas de Natal, 6 de julho de 2011, <i>M. Capelari 4600</i> (SP)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Rio Grande do Norte: Natal, Parque Estadual Dunas de Natal, trilha da Geologia, 22 de julho de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK2095</i> (UFRN)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Rio Grande do Norte: Parnamirin, EMPARN, Mata do Jiqui, 4 de julho de 2008, <i>E.P. Fazolino s.n.</i> (UFRN 845)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Itapoá, Reserva Particular de Patrimônio Natural Volta Velha, Trilha da Casa de Vidro, 10 de dezembro de 2012, <i>F. Karstedt et al. FK2100</i> (FLOR)	Identificação confirmada
<i>Cubospora gatesiana</i>	Dados não publicados	BRASIL. Espírito Santo: Santa Teresa, Reserva Biológica Augusto Ruschi, 4 de dezembro de 2012, <i>A.C. Magnago ACM498</i> (holótipo, FLOR; isótipo, SP)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Espírito Santo: Santa Teresa, Reserva Biológica Augusto Ruschi, 4 de dezembro de 2012, <i>A.C. Magnago ACM499</i> (FLOR).	Identificação confirmada
<i>Cubospora luteobrunnea</i>	Dados não publicados	BRASIL. Rio de Janeiro: Teresópolis, Parque Nacional Serra dos Órgãos, trilha Cartão Postal, 5 de janeiro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK1693</i> (holótipo, SP)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Pará: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Estação Ferreira Penha, 13 de fevereiro de 2011, <i>R. Maziero & M. Tassilo 11RMT094</i> (MG)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Pará: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Estação Ferreira Penha, 13 de fevereiro de 2011, <i>R. Maziero & M. Tassilo 11RMT097</i> (MG)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Pará: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Estação Ferreira Penha, 13 de fevereiro de 2011, <i>R. Maziero & M. Tassilo 11RMT109</i> (MG)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Pará: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Estação Ferreira Penha, Plote 1, 15 de fevereiro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK1866</i> (SP)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Pará: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Plote 3, 18 de fevereiro de 2008, <i>R. Maziero TBGAG 590</i> (MG)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Pará: Caxiuanã, Floresta Nacional de Caxiuanã, Plote 3, 3 de março de 2008, <i>R. Maziero TBGAG 151</i> (MG)	Identificação confirmada
<i>Cubospora membranacea</i>	Dados não publicados	BRASIL. Pará: Belém, Reserva do Mocambo, 22 de fevereiro de 2011, <i>F. Karstedt & C. Castro FK1899</i> (holótipo, SP)	Identificação confirmada
<i>Cubospora neotropicalis</i>	Dados não publicados	BRASIL. Bahia: Camacan, Complexo Reserva Particular de Patrimônio Natural Serra Bonita, trilha da Pousada, 25 de março de 2011, <i>F. Karstedt FK2016</i> (SP)	Identificação confirmada

Espécie (como citada)	Fonte/ Bibliografia	Material	Observação
<i>Cubospora neotropicalis</i>	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Itapoá, Reserva Particular de Patrimônio Natural Volta Velha, Triha do Sambaqui, 11 de novembro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK2114</i> (FLOR)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Itapoá, Reserva Particular de Patrimônio Natural Volta Velha, Triha do Sambaqui, 11 de novembro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK2117</i> (FLOR)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Itapoá, Reserva Particular de Patrimônio Natural Volta Velha, Triha do Sambaqui, 11 de novembro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK2123</i> (FLOR)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Itapoá, Reserva Particular de Patrimônio Natural Volta Velha, Triha do Sambaqui, 11 de novembro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK2129</i> (FLOR)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Itapoá, Reserva Particular de Patrimônio Natural Volta Velha, Triha do Sambaqui, 11 de novembro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK2130</i> (holótipo, FLOR)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Itapoá, Reserva Particular de Patrimônio Natural Volta Velha, Trilha da casa de vidro, 11 de novembro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK2106</i> (FLOR)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Itapoá, Reserva Particular de Patrimônio Natural Volta Velha, Trilha da casa de vidro, 11 de novembro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK2108</i> (FLOR)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Itapoá, Reserva Particular de Patrimônio Natural Volta Velha, Trilha da casa de vidro, 11 de novembro de 2011, <i>F. Karstedt et al. FK2109</i> (FLOR)	Identificação confirmada
<i>Cubospora noordeloosiana</i>	Dados não publicados	BRASIL. Rio Grande do Norte: Natal, Parque Estadual Dunas do Natal, Trilha da Geologia, 22 de julho de 2011, <i>F. Karstedt et al. 2096</i> (holótipo, SP)	Identificação confirmada
<i>Cubospora papillata</i>	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Itapoá, Reserva Particular de Patrimônio Natural Volta Velha, Trilha da Casa de Vidro, 10 de dezembro de 2012, <i>F. Karstedt et al. FK2104</i> (FLOR)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Itapoá, Reserva Particular de Patrimônio Natural Volta Velha, Trilha do Sambaqui, 11 de dezembro de 2012, <i>F. Karstedt et al. FK2115</i> (FLOR)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Itapoá, Reserva Particular de Patrimônio Natural Volta Velha, Trilha do Sambaqui, 11 de dezembro de 2012, <i>F. Karstedt et al. FK2120</i> (FLOR)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Itapoá, Reserva Particular de Patrimônio Natural Volta Velha, Trilha do Sambaqui, 11 de dezembro de 2012, <i>F. Karstedt et al. FK2122</i> (FLOR)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Itapoá, Reserva Particular de Patrimônio Natural Volta Velha, Trilha do Sambaqui, 11 de dezembro de 2012, <i>F. Karstedt et al. FK2131</i> (holótipo, FLOR)	Identificação confirmada
<i>Cubospora rufescens</i>	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Itapoá, Reserva Particular de Patrimônio Natural Volta Velha, Trilha da Casa de Vidro, 10 de dezembro de 2012, <i>F. Karstedt et al. FK2102</i> (holótipo, FLOR)	Identificação confirmada

Espécie (como citada)	Fonte/ Bibliografia	Material	Observação
<i>Cubospora rufescens</i>	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Itapoá, Reserva Particular de Patrimônio Natural Volta Velha, Trilha do Sambaqui, 11 de dezembro de 2012, <i>F. Karstedt et al. FK2111</i> (FLOR)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Itapoá, Reserva Particular de Patrimônio Natural Volta Velha, Trilha do Sambaqui, 11 de dezembro de 2012, <i>F. Karstedt et al. FK2116</i> (FLOR)	Identificação confirmada
	Dados não publicados	BRASIL. Santa Catarina: Itapoá, Reserva Particular de Patrimônio Natural Volta Velha, Trilha do Sambaqui, 11 de dezembro de 2012, <i>F. Karstedt et al. FK2128</i> (FLOR)	Identificação confirmada
<i>Cubospora</i> sp.	Dados não publicados	BRASIL. Bahia: Reserva Particular de Patrimônio Natural Serra Bonita, Maria Augusta, trilha da Divisa, 27 de março de 2011, <i>F. Karstedt FK2041</i> (SP)	Identificação incerta
<i>Cubospora tenuis</i>	Dados não publicados	BRASIL. São Paulo: São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, trilha em sentido a Avenida do Cursino (próximo ao Jardim Botânico), 3 de março de 2011, <i>F. Karstedt & J.J.S. Oliveira FK1922</i> (SP)	Identificação confirmada
<i>Cubospora vinososquamulosa</i>	Dados não publicados	BRASIL. Rio Grande do Sul: Parque Nacional Aparados da Serra, trilha do Vértice, 19 de janeiro de 2011, <i>F. Karstedt FK1745</i> (holótipo, SP)	Identificação confirmada
<i>Entoloma</i> aff. <i>Avilanum</i>	Meijer 2006	BRASIL. Paraná: Quatro Barras, 31-III-1993, A.A.R. de Meijer 2604 (MBM)	Indisponível para estudo
<i>Entoloma</i> aff. <i>azureoviride</i>	Herbário Virtual da Flora e dos Fungos	BRASIL. Amazonas: Reserva Aldolfo Ducke, 5-I-2008, Wartchow & Braga-Neto s.n. (URM)	Indisponível para estudo
	Meijer 2006	BRASIL. Paraná: Campina Grande do Sul, 1988-1993, A.A.R. de Meijer 1108 (MBM)	Indisponível para estudo
<i>Entoloma</i> aff. <i>Spadix</i>	Coimbra 2010	BRASIL. Pernambuco: Recife, Horto de Dois Irmãos, 07-VII-2007, V.R.M. Coimbra s.n. (URM)	Insuficiente para estudo
<i>Entoloma alboserrulata</i>	Herbário Virtual da Flora e dos Fungos	BRASIL. Pernambuco: Recife, Horto de Dois Irmãos, 19-VII-2008, V.R.M. Coimbra s.n. (URM)	Indisponível para estudo
<i>Entoloma aripoanum</i>	Herbário Virtual da Flora e dos Fungos	BRASIL. Pernambuco: Igarassú, Usina São José, Mata de Piedade, 18-VIII-2005, F. Wartchow s.n. (URM)	Indisponível para estudo
<i>Entoloma avilanum</i>	Coimbra et al. 2013	BRASIL. Pernambuco: Recife, Horto de Dois Irmãos, 13-VIII-2008, V.R.M. Coimbra s.n. (URM)	Identificação incerta
<i>Entoloma azureoviride</i>	Horak 1982	BRASIL. Amazonas: Manaus, 30 km ao Norte de Manaus, 14 de junho de 1977, <i>R. Singer B9971</i> (holótipo, ZT)	<i>Cubospora azureoviridis</i>
	Horak 1982	BRASIL. Amazonas: na rodovia Manaus-Caracará, km 60, 11 de maio de 1980, <i>R. Singer B12165</i> (INPA)	Identificação confirmada, <i>Cubospora azureoviridis</i>
	Souza & Aguiar 2004	BRASIL. Amazonas: Reserva Biológica Walter Alberto Egler, Rio Preto da Eva (INPA)	Não localizado
<i>Entoloma bakeri</i>	Meijer 2006	BRASIL. Paraná: Colombo, Embrapa Florestas, 13-II-2001, A.A.R. de Meijer 3996 (MBM)	Indisponível para estudo
	Meijer 2006	BRASIL. Paraná: Piraquara, 22-III-1992, A.A.R. de Meijer 2198 (MBM)	Indisponível para estudo
<i>Entoloma caribaeum</i>	Coimbra et al. 2013	BRASIL. Pernambuco: Moreno, Reserva Particular do Patrimônio Natural Carnijó, 21 de maio de 2009, V.R.M. Coimbra et al. s.n. (URM 82264)	Identificação confirmada, <i>Cubospora caribaea</i>

Espécie (como citada)	Fonte/ Bibliografia	Material	Observação
<i>Entoloma</i> cf. <i>avilinum</i>	Capelari 1989	BRASIL. São Paulo: Cananéia, Parque Estadual da Ilha do Cardoso, encosta do morro da “Costela”, 24 de abril de 1985, <i>M. Capelari</i> 340 (SP)	Identificação incerta, possível espécie nova
<i>Entoloma</i> cf. <i>dennisii</i>	Capelari 1989	BRASIL. São Paulo: Cananéia, Parque Estadual Ilha do Cardoso, 19-XII-1984, <i>M. Capelari & R. Maziero</i> 229 (SP)	Insuficiente para estudo
<i>Entoloma</i> cf. <i>pinnum</i>	Meijer 2006	BRASIL. Paraná: Colombo, Embrapa Florestas, 1999-2000, A.A.R. de Meijer 4062 (MBM)	Indisponível para estudo
	Meijer 2006	BRASIL. Paraná: Paranaguá, Alexandra, 18-V-1993, A.A.R. de Meijer 2710 (MBM)	Indisponível para estudo
	Meijer 2006	BRASIL. Paraná: São José dos Pinhais, Roça Velha, 23-I-2001, A.A.R. de Meijer 3943 (MBM)	Indisponível para estudo
<i>Entoloma</i> <i>dragonosporum</i>	Coimbra <i>et al.</i> 2013	BRASIL. Pernambuco: Moreno, RPPN Carnijó, 8 de julho de 2008, <i>V.R.M. Coimbra et al. s.n.</i> (URM 82261)	Identificação confirmada, <i>Cubospora dragonospora</i>
<i>Entoloma</i> <i>dragonosporum</i>	Coimbra <i>et al.</i> 2013	BRASIL. Pernambuco: Recife, Horto de Dois Irmãos, 13 de agosto de 2008, <i>V.R.M. Coimbra et al. s.n.</i> (URM 82260)	Identificação confirmada, <i>Cubospora dragonospora</i>
	Horak & Cheype 2007	BRASIL. Paraná: Paranaguá, Ilha do Mel, 6 de maio de 1989, <i>A.A.R. de Meijer</i> 1229 (MBM)	Indisponível para estudo
	Horak & Cheype 2007	BRASIL. Paraná: Paranaguá, Ilha do Mel, 6 de maio de 1989, <i>A.A.R. de Meijer</i> 1229 (ZTMyc 4376)	Identificação confirmada, <i>Cubospora dragonospora</i>
	Horak & Cheype 2007	GUIANA FRANCESA. “Mount du Grand Matouty”: 1 de março de 2001, <i>J.L. Cheype</i> 080301-09 (ZT 12811).	Identificação confirmada, <i>Cubospora dragonospora</i>
	Horak 1982	BRASIL. Amazonas: Manaus, Reserva Florestal Adolfo Ducke, 6 de outubro de 1978, <i>R. Singer & E.M.L. Freire</i> B11401 (INPA 81195)	Não localizado, provavelmente ZT Myc 4368, antigo ZT 80/153
	Wartchow 2006	BRASIL. Pernambuco: Cabo de Santo Agostinho, Complexo Gurjaú, 22 de junho de 2004, <i>F. Wartchow</i> 09/2004 (URM 78668)	Identificação confirmada, <i>Cuboloma dragonosporum</i>
	Horak 1982	BRASIL. Amazonas: Manaus, Manaus-Caracarái (km 45), 11 de julho de 1977, <i>R. Singer</i> B 10066 (INPA)	Identificação confirmada, <i>Cubospora lycopersica</i>
<i>Entoloma</i> <i>lycopersicum</i>	Horak 1982	BRASIL. Amazonas: Manaus, Manaus-Caracarái (km 45), 25 de junho de 1980, <i>R. Singer</i> B 12125 (INPA)	Insuficiente para estudo
	Horak 1982	BRASIL. Amazonas: Manaus, Reserva Florestal Adolfo Ducke, 25 de junho de 1980, <i>R. Singer</i> B 12148 (INPA)	Insuficiente para estudo
	Horak 1982	BRASIL. Amazonas: Manaus, Reserva Florestal Adolfo Ducke, 28 de junho de 1978, leg. <i>E.M.L. Freire & R. Singer</i> B11248 (INPA)	Insuficiente para estudo
	Horak 1982	BRASIL. Amazonas: Manaus, Reserva Florestal Adolfo Ducke, 28 de junho de 1978, leg. <i>E.M.L. Freire & R. Singer</i> B11248 (isótipo, ZT Myc 4345, antigo ZT 80/158)	Identificação confirmada, <i>Cubospora lycopersica</i>
	Meijer 2006	BRASIL. Paraná: A.A.R. de Meijer 0978 (MBM)	Indisponível para estudo
<i>Entoloma</i> <i>murrayi</i>	Meijer 2006	BRASIL. Paraná: Colombo, Embrapa Florestas, 13-II-2001, A.A.R. de Meijer 3997 (MBM)	Indisponível para estudo
<i>Entoloma</i> <i>murrayi</i>	Meijer 2006	BRASIL. Paraná: Colombo, Marumbi Parque, Capivari, 19-XI-1994, A.A.R. de Meijer 2948 (MBM)	Indisponível para estudo
<i>Entoloma</i> <i>pinnum</i>	Putzke & Cavalcanti 1997	BRASIL. Pernambuco: Recife (URM, citado como IMUR)	Indisponível para estudo

Espécie (como citada)	Fonte/ Bibliografia	Material	Observação
<i>Entoloma pinnum</i>	Putzke & Cavalcanti 1997	BRASIL. Rio Grande do Sul: Nova Petrópolis, II-1992, Sobestianskii (HUNISC)	Indisponível para estudo
	Putzke & Cavalcanti 1997	BRASIL. Rio Grande do Sul: São Francisco de Paulo, 14-X-1986, Marlene (HUNISC)	Indisponível para estudo
<i>Entoloma virescens</i>	Alves & Nascimento 2011	BRASIL. Ceará, Pacujá, Comunidade Bom Gosto, 16-III-2011, M.H. Alves & C.C. Nascimento 072/11 (TEPB)	Provável <i>Cubospora azurea</i> ou <i>C. brasiliensis</i>
<i>Entoloma viscaurantium</i>	Horak 1982	BRASIL. Amazonas: Manaus-Caracará (km 45), 11 de junho de 1977, R. Singer B10051 (ZT 78/8)	Indisponível para estudo
	Horak 1982	BRASIL. Amazonas: Manaus, 30 km N of Manaus, 10 de janeiro de 1978, R. Singer B10482 (ZT 78/19)	Indisponível para estudo
	Horak 1982	BRASIL. Amazonas: Manaus, Ponta Negra (Rio Negro), 24 de dezembro de 1978, R. Singer B11442, ZT 80/147 (holótipo, INPA)	Não localizado
	Horak 1982	BRASIL. Amazonas: Manaus, Ponta Negra (Rio Negro), 24 de dezembro de 1978, R. Singer B11442, ZT 80/147 (isótipo, ZT)	Identificação confirmada, <i>Cubospora viscaurantia</i>
<i>Inocephalus azureoviride</i>	Karstedt & Capelari 2013	BRASIL. São Paulo: Santo André, Reserva Biológica de Paranapiacaba, 14 de novembro de 2008, F. Karstedt FK1123b (SP).	Nova identificação, <i>Cubospora brasiliensis</i>
	Karstedt & Capelari 2013	BRASIL. São Paulo: Santo André, Reserva Biológica de Paranapiacaba, 14 de novembro de 2008, F. Karstedt FK1114 (SP)	Nova identificação, <i>Cubospora brasiliensis</i>
	Karstedt & Capelari 2013	BRASIL. São Paulo: Santo André, Reserva Biológica de Paranapiacaba, 14 de novembro de 2008, F. Karstedt FK1123a (SP)	Nova identificação, <i>Cubospora azurea</i>
<i>Inocephalus cervinus</i>	Karstedt & Capelari 2013	BRASIL. São Paulo: Santo André, Reserva Biológica de Paranapiacaba, 16 de dezembro de 2009, M. Capelari & L.A. Silva Ramos 4459 (SP)	Identificação confirmada, <i>Cubospora cervina</i>
	Karstedt & Capelari 2013	BRASIL. São Paulo: Santo André, Reserva Biológica de Paranapiacaba, trilha 15, 7 de novembro de 2007, F. Karstedt FK0940 (holótipo, SP; isótipo, K)	Identificação confirmada, <i>Cubospora cervina</i>
<i>Inocephalus dennisii</i>	Horak 1976a, Karstedt & Capelari 2013	TRINIDAD. St. Joseph: 10 de outubro de 1947, R.E.D. Baker 1714 (holótipo, K)	Identificação confirmada
	Horak 1976a, Karstedt & Capelari 2013	TRINIDAD. St. Joseph: River Estate Diego Martin, Maqueripe Trail, 27 de outubro de 1949, R.W.G. Dennis 242 (K)	Identificação confirmada
	Karstedt & Capelari 2013	BRASIL. São Paulo: São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, 1-III-2004, C. Puccinelli et al. 47/04 (SP)	Identificação confirmada, <i>Cubospora dennisii</i>
<i>Inocephalus tenuis</i>	Karstedt & Capelari 2013	BRASIL. São Paulo: São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, em meio a mata, 7 de abril de 2005, M. Capelari et al. s.n. (parátipo, SP)	Identificação confirmada, <i>Cubospora tenuis</i>
<i>Inocephalus tenuis</i>	Karstedt & Capelari 2013	BRASIL. São Paulo: São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, trilha paralela à Avenida do Cursino, 24 de janeiro de 2008, F. Karstedt & L.A. Silva Ramos FK1039 (holótipo, SP)	Identificação confirmada, <i>Cubospora tenuis</i>

Espécie (como citada)	Fonte/ Bibliografia	Material	Observação
<i>Inocephalus virescens</i>	Karstedt & Capelari 2013	BRASIL. São Paulo: São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, próximo ao prédio do Núcleo de Pesquisa em Micologia, 28 de janeiro de 2009, <i>F. Karstedt 1151</i> (holótipo, SP; isótipo, K)	Nova identificação, <i>Cubospora caelesta</i>
	Karstedt & Capelari 2013	BRASIL. São Paulo: São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, próximo ao prédio do Núcleo de Pesquisa em Micologia, 5 de dezembro de 2006, <i>F. Karstedt 821</i> (SP)	Nova identificação, <i>Cubospora caelesta</i>
<i>Inopilus virescens</i>	Pegler 1997	BRASIL. São Paulo, Campos do Jordão, 27-I-1987, Pegler 3853 (K, SP)	Provável <i>Cubospora azurea</i> ou <i>C. brasiliensis</i>
<i>Nolanea avilana</i>	Dennis 1953	VENEZUELA. El Avila: Dto Federal, 17-VIII-1958, <i>R.W.G. Dennis 1816</i> (holótipo, K)	Identificação confirmada, <i>Cubospora avilana</i>
<i>Nolanea caribaea</i>	Meijer 2006	BRASIL. Paraná: Colombo, Centro Nacional de Pesquisa de Florestas, 13-II-2001, A.A.R. de Meijer 3995(MBM)	Indisponível para estudo
	Meijer 2006	BRASIL. Paraná: Colombo, Centro Nacional de Pesquisa de Florestas, 1999-2000, A.A.R. de Meijer 3998 (MBM)	Indisponível para estudo
	Meijer 2006	BRASIL. Paraná: Piraquara, Rua Alexandre Alves, 1992, A.A.R. de Meijer 2159 (MBM)	Indisponível para estudo
	Pegler 1983	DOMINICA. Saint Paul: Sylvania, Archibold Preserve, 650 m de altitude, 4 de novembro de 1977, <i>D.N. Pegler 3181</i> (K, holótipo)	Identificação confirmada, <i>Cubospora caribaea</i>
	Pegler 1983	GUADALUPE. Basse Terré: Vernou, Route Tracersée, 15 de outubro de 1977, <i>D.N. Pegler 3011</i> (K)	Identificação confirmada, <i>Cubospora caribaea</i>
	Pegler 1983	MARTINICA. Bois Rivière Blanche: 25 de novembro de 1974, <i>Fiard 370D</i> (K)	Identificação confirmada, <i>Cubospora caribaea</i>
<i>Nolanea kamerunensis</i>	Bresadola 1890	CAMARÕES. 1888, <i>J. Braun</i> (holótipo, S, F197366); <i>J. Braun</i> (S, F14412)	Identificação confirmada, <i>Cubospora kamerunensis</i>
	Pegler 1997	BRASIL. São Paulo: Campos do Jordão, 27-I-1987, Pegler 3854 (K)	Identificação incerta
	Pegler 1997	BRASIL. São Paulo: Campos do Jordão, 27-I-1987, Pegler 3854 (SP)	Não pertence a <i>Entolomataceae</i>
<i>Nolanea pinna</i>	Dennis 1953, Pegler 1983	TRINIDAD. Arima: “Northern Range”, 25 de setembro de 1949, <i>R.W.G. Dennis 46</i> (K)	Nova identificação, <i>Cubospora acutopallida</i>
<i>Rhodophyllus dragonosporus</i>	Singer 1965	BOLÍVIA. Beni: Vaca Diez, Guyaramarín, 17 de março de 1956, <i>R. Singer B2106</i> (holótipo, BAFC 34382; ZT Myc 4343, antigo ZT 77/226)	Identificação confirmada, <i>Cubospora dragonospora</i>
<i>Rhodophyllus fraternus</i>	Singer 1973, Horak 1975	BRASIL. Pernambuco: Recife, Parque Estadual Dois Irmãos, 5 de julho de 1960, <i>R. Singer B3074</i> (holótipo, BAFC).	Identificação confirmada, <i>Cubospora fraterna</i>